

# Fang, Markierung und Beprobung von freilebenden Wildtieren

Vollzugshilfe für die Überwachung der Bestände und bei Erfolgskontrollen



Schweizerische Eidgenossenschaft  
Confédération suisse  
Confederazione Svizzera  
Confederaziun svizra

**Bundesamt für Umwelt BAFU**

**Bundesamt für Lebensmittelsicherheit  
und Veterinärwesen BLV**

# Fang, Markierung und Beprobung von freilebenden Wildtieren

Vollzugshilfe für die Überwachung der Bestände und bei Erfolgskontrollen

# Impressum

## Rechtliche Bedeutung

Diese Publikation ist eine Vollzugshilfe des BAFU sowie des BLV als Aufsichtsbehörden und richtet sich primär an die kantonalen Vollzugsbehörden. Sie konkretisiert die bundesrechtlichen Vorgaben (bzgl. unbestimmten Rechtsbegriffen und Umfang/Ausübung des Ermessens) und soll eine einheitliche Vollzugspraxis fördern. Berücksichtigen die Vollzugsbehörden diese Vollzugshilfe, so können sie davon ausgehen, dass sie das Bundesrecht rechtskonform vollziehen; andere Lösungen sind zulässig, sofern nachvollziehbar dokumentiert ist, weshalb die Abweichung notwendig ist und wie die Vorgaben zum Artenschutz und zum Tierschutz eingehalten werden.

## Herausgeber

Bundesamt für Umwelt (BAFU)  
Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV)

## Autor und Projektleiter

Thomas Gerner, Sektion Wildtiere und Waldbiodiversität, BAFU

## Begleitung BAFU

Francis Cordillot, Sektion Arten und Lebensräume  
Daniel Hefti, Sektion Lebensraum Gewässer

## Begleitung BLV

Heinrich Binder, Leiter Fachbereich Tierversuche  
Ingrid Kohler, Fachbereich Tierversuche

## Begleitung Kantone

Mirjam Ballmer, Jagd- und Fischereiverwalterkonferenz JFK  
Doris Bürgi Tschan, Kantonstierärztin, Kanton Solothurn  
Jörg Gemsch, Konferenz der Beauftragten für Natur- und Landschaftsschutz KBNL  
Regula Vogel, Kantonstierärztin, Kanton Zürich

## Methodenliste in Zusammenarbeit mit folgenden Expertinnen und Experten

Elias Bader (Koordinationsstelle Ost für Fledermausschutz KOF, Zürich), Thomas Briner (Naturmuseum Solothurn), Claude Fischer (Haute école du paysage, d'ingénierie et d'architecture de Genève hepia), Nicole Imesch (Schweizerische Gesellschaft für Wildtierbiologie SGW, Zürich), Lukas Jenni (Schweizerische Vogelwarte, Sempach), Marie-Pierre Ryser (Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin FIWI, Bern), Benedikt Schmidt (Koordinati-

onsstelle für Amphibien- & Reptilienschutz karch, Neuchâtel), Claudio Signer (Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften ZHAW, Wädenswil), Armin Peter (fish consulting, Olten), Thomas Wahli (Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin FIWI, Bern), Manuela von Arx (KORA, Bern), Armin Zenker (Fachhochschule Nordwestschweiz FHNW, Muttenz)

## Weitere beteiligte Fachpersonen nach Artengruppen

*Kleinsäuger*: Jürg-Paul Müller, Peter Wandeler; *Fledermäuse*: Hubert Krättli, Manuel Ruedi; *Biber*: Christof Angst; *Grossraubtiere*: Urs Breitenmoser, Andreas Ryser, Fridolin Zimmermann, Mirjam Pewsner; *übrige Raubtiere*: Fabio Bontadina, Sandra Gloor, Darius Weber, Irene Weinberger; *Paarhufer*: Mark Struch, Christian Willisch; *Vögel*: Jan von Rönne; *Reptilien*: Sylvain Ursenbacher; *Artengruppen-übergreifend*: Iris Marti.

## Zitierung

Gerner T. 2018: Fang, Markierung und Beprobung von freilebenden Wildtieren. Vollzugshilfe zur Überwachung der Bestände und bei Erfolgskontrollen. Bundesamt für Umwelt, Bern. Umwelt-Vollzug Nr. 1829. 52 S.

## Layout

Cavetti AG, Marken. Digital und gedruckt, Gossau

## Titelbild

Freilassung einer Hausspitzmaus *Crocidura russula* nach Fang im Rahmen eines Kleinsäugermonitorings.

© Martina Reifler-Bächtiger

## PDF-Download

[www.bafu.admin.ch/uv-1829-d](http://www.bafu.admin.ch/uv-1829-d)  
(eine gedruckte Fassung liegt nicht vor)

Diese Publikation ist auch in französischer und italienischer Sprache verfügbar. Die Originalsprache ist Deutsch.

© BAFU 2018

# Inhaltsverzeichnis

---

<b>Abstracts</b>	<b>5</b>
------------------	----------

---

<b>1 Auftrag und Geltungsbereich</b>	<b>6</b>
1.1 Ausgangslage	6
1.2 Geltungsbereich und Zielsetzung	6

---

<b>2 Rechtliche Grundlagen</b>	<b>7</b>
2.1 Tierschutzgesetzgebung	7
2.2 Jagdgesetzgebung	7
2.3 Fischereigesetzgebung	8
2.4 Natur- und Heimatschutzgesetzgebung	8

---

<b>3 Tierschutzkonformer Umgang mit freilebenden Wildtieren: 3 Pfeiler</b>	<b>9</b>
--	----------

---

<b>4 Ethische und weitere Grundsätze bei Planung, Durchführung und Evaluation von Projekten</b>	<b>10</b>
---	-----------

---

<b>5 Anerkannte Methoden</b>	<b>12</b>
5.1 Umfang der Liste im Anhang	12
5.2 Schmerz verursachende Eingriffe	12
5.3 Einsatz von narkotisierenden Substanzen	12

---

<b>6 Aus- und Weiterbildung</b>	<b>14</b>
---------------------------------	-----------

---

<b>7 Bewilligung und Kontrolle</b>	<b>15</b>
------------------------------------	-----------

---

<b>8 Anhang</b>	<b>16</b>
8.1 Liste der anerkannten Methoden	16
8.2 Fachstellen für Auskünfte und Bewilligungen	43
8.3 Literatur	45

---

# Abstracts

Species protection and wild animal management measures are aimed at retaining animal species in their natural environment, supporting them and regulating them. In order to gain the required information and expertise, wild animals frequently have to be caught and marked. This enforcement aid describes recognised scientific methods for capturing, immobilising, marking and taking samples from free-living wild animals, based on current knowledge.

Massnahmen des Artenschutzes und Wildtiermanagements zielen darauf ab, Tierarten in ihrem natürlichen Umfeld zu erhalten, zu fördern oder zu regulieren. Um die dafür notwendigen Informationen und Erkenntnisse zu gewinnen, müssen Wildtiere häufig gefangen und gekennzeichnet werden. Die vorliegende Vollzugshilfe beschreibt anerkannte wildtierbiologische Methoden für Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahmen bei freilebenden Wildtieren gestützt auf den aktuellen Stand der Kenntnisse.

Les mesures de protection des espèces et de gestion de la faune sauvage visent à conserver, valoriser ou réguler les espèces animales dans leur environnement naturel. Pour collecter les informations et les connaissances utiles à la réalisation de ce but, il est nécessaire de capturer et d'identifier régulièrement des animaux sauvages. Cette aide à l'exécution présente des méthodes pour la capture, l'immobilisation et le marquage des animaux sauvages ainsi que pour les prélèvements d'échantillons qui sont reconnues dans le domaine de la biologie de la faune sauvage et basées sur les connaissances les plus actuelles.

Le misure volte a proteggere le specie o a gestire la fauna selvatica (gestione delle specie) mirano in primo luogo a conservare, promuovere o regolare le specie animali nel loro ambiente naturale. Al fine di acquisire le informazioni e le conoscenze necessarie a tal fine, spesso occorre catturare e contrassegnare gli animali selvatici. Il presente aiuto all'esecuzione descrive i metodi biologici riconosciuti per la cattura, l'immobilizzazione, la marcatura e il prelievo di campioni di animali selvatici in libertà in base allo stato più recente delle conoscenze.

**Keywords:**

*Wildlife management, capture, marking, sampling, animal protection*

**Stichwörter:**

*Wildtiermanagement, Fang, Markierung, Probenentnahme, Tierschutz*

**Mots-clés :**

*gestion faune sauvage, capture, marquage, prélèvement d'échantillon, protection des animaux*

**Parole chiave:**

*gestione fauna selvatica, cattura, marcatura, prelevamento di campioni, protezione degli animali*

---

# Vorwort

Mit Inkrafttreten des revidierten Tierschutzgesetzes wurde 2008 der Schutz der Würde des Tieres gesetzlich verankert. Den Tieren wird mit der Würde ein Eigenwert zugesprochen, der im Umgang mit ihnen geachtet werden muss. Dieser Schutz geht bedeutend weiter als die zuvor im Gesetz festgehaltene Verpflichtung, im Umgang mit Tieren für deren Wohlergehen zu sorgen und ihnen keine unbegründeten Schmerzen und Schäden zuzufügen.

Der Fang und die Manipulation freilebender Wildtiere sind anspruchsvolle Aufgaben, weil sich anders als bei Untersuchungen an Tieren in Gefangenschaft verschiedene Umweltfaktoren nur schwer kontrollieren lassen und Wildtiere oft eine grosse Scheu vor Menschen aufweisen. Entsprechend müssen verschiedene Vorkehrungen für das Wohlergehen der Tiere getroffen werden. Die vorliegende Vollzugshilfe legt einen Schwerpunkt auf anerkannte wildtierbiologische Methoden für Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahmen bei freilebenden Wildtieren gestützt auf den aktuellen Stand der Kenntnisse. Daneben etabliert sie Grundsätze für die Planung und Durchführung von Projekten mit freilebenden Wildtieren und berücksichtigt auch die Aus- und Weiterbildung der durchführenden Personen.

Die vorliegende Vollzugshilfe wird einen wertvollen Beitrag leisten für den schonenden und verantwortungsvollen Umgang mit freilebenden Wildtieren.

Hans Romang  
Leiter Abteilung Arten, Ökosysteme,  
Landschaften  
Bundesamt für Umwelt (BAFU)

Kaspar Jörger  
Leiter Tierschutz  
Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV)

---

# 1 Auftrag und Geltungsbereich

## 1.1 Ausgangslage

Zweck von Massnahmen des Artenschutzes und Wildtiermanagements ist in erster Linie, Tierarten in ihrem natürlichen Umfeld zu erhalten, zu fördern oder zu regulieren. Um die dafür notwendigen Informationen und Erkenntnisse zu gewinnen, müssen Wildtiere häufig gefangen und gekennzeichnet werden. Der Fang und die Markierung von Wildtieren spielen beispielsweise in der Naturschutzarbeit (z. B. Vogelberingung, Monitoring national prioritärer Arten), der Förderung geschützter Arten (z. B. Amphibien) oder im kantonalen Huftiermanagement (z. B. Rothirschmarkierungen) eine bedeutende Rolle. Bei Fang, Immobilisation, Markierung sowie bei Probenentnahmen bei freilebenden Wildtieren kommt geeigneten Methoden eine besondere Bedeutung zu. Die vorliegende Vollzugshilfe beschreibt anerkannte wildtierbiologische Methoden für Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahmen bei freilebenden Wildtieren gestützt auf den aktuellen Stand der Kenntnisse. Insbesondere die Liste der anerkannten Methoden im Anhang wird entsprechend den Erfordernissen periodisch aktualisiert.

## 1.2 Geltungsbereich und Zielsetzung

Die vorliegende Vollzugshilfe stützt sich einerseits auf Art. 2 Abs. 2<sup>ter</sup> JSV, welcher besagt, dass das Bundesamt für Umwelt (BAFU) Richtlinien für die Verwendung von Hilfsmitteln und Methoden erlassen kann; zum anderen auf Art. 11 Abs. 2 VBGF, wonach das BAFU im Einvernehmen mit dem Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV) Richtlinien über Markierungsmethoden erlässt, die nicht der Bewilligungspflicht nach Art. 18 TSchG unterstehen. Die Vollzugshilfe beschränkt sich auf den verantwortungsvollen, tierschutzkonformen Umgang mit freilebenden Wildtieren bei Fang, Markierung und Beprobung im Rahmen von Projekten zur Überwachung der Bestände und bei Erfolgskontrollen.

Das vorliegende Dokument soll als **Beurteilungshilfe für Bewilligungen** des BAFU sowie der je nach Gesetzgebung zuständigen kantonalen Fachstellen dienen. Die

Liste anerkannter wildtierbiologischer Methoden dient als **Referenz für zu berücksichtigende Tierschutzaspekte** bei der Anwendung von Feldmethoden und beantwortet folgende Fragen:

- Welche ethischen Grundsätze gelten?
- Welche Methoden sollen aufgrund des heutigen Wissensstandes angewandt werden?
- Welche Anforderungen müssen für deren Anwendung erfüllt sein?

Die Vollzugshilfe umfasst Wildtiere aus mehreren Artengruppen, die sich hinsichtlich Anatomie und Physiologie sehr stark unterscheiden. Es ist wichtig, diese Unterschiede bei der Beurteilung von Gesuchen zu berücksichtigen. Das Ziel ist ein fachkundiger und verantwortungsbewusster Umgang mit freilebenden Wildtieren, so dass den Tieren keine ungerechtfertigten Schmerzen, Leiden, Schäden und Ängste zugefügt werden und ihre Würde geachtet wird.

Die vorliegende Vollzugshilfe ist abgestimmt auf die Fachinformation Tierversuche mit dem Titel «Tierversuchsbewilligung bei Untersuchungen, Bestandenserhebungen und Forschungsprojekten an Wildtierpopulationen 4.03».

---

## 2 Rechtliche Grundlagen

### 2.1 Tierschutzgesetzgebung

Der Geltungsbereich des Tierschutzgesetzes vom 16. Dezember 2005 (TSchG; SR 455) ist auf Wirbeltiere festgelegt und in der Tierschutzverordnung vom 23. April 2008 (TSchV; SR 455.1) auf Kopffüsser (Cephalopoda) und Panzerkrebse (Reptantia) erweitert worden (Art. 1 TSchV). Der Vollzug des Tierschutzgesetzes ist den kantonalen Fachstellen für Tierschutz übertragen, die unter der Verantwortung des Kantonstierarztes oder der Kantonstierärztin stehen (Art. 33 TSchG).

Mit Inkrafttreten des revidierten Tierschutzgesetzes wurde 2008 der Schutz der Würde des Tieres gesetzlich verankert (Art. 3 Bst. a TSchG) und die Missachtung der Würde als Tierquälerei unter Strafe gestellt (Art. 26 TSchG). Die Würde des Tieres wird missachtet, wenn eine Belastung nicht durch andere schützenswerte Interessen aufgewogen, also gerechtfertigt werden kann. Als **Belastung** gilt, wenn einem Tier Schmerzen, Leiden oder Schäden zugefügt werden oder wenn es in Angst versetzt wird, aber auch wenn es übermässig instrumentalisiert oder erniedrigt wird. Auch tiefgreifende Eingriffe in sein Erscheinungsbild oder seine Fähigkeiten stellen eine Würde-relevante Belastung dar (Art. 3 Bst. a TSchG). Niemand darf ungerechtfertigt einem Tier Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen, es in Angst versetzen oder in anderer Weise seine Würde missachten (Art. 4 Abs. 2 TSchG). Der Umgang mit schmerzverursachenden Eingriffen ist besonders geregelt (Art. 16 TSchG und Art. 15 TSchV), ebenso die Verwendung von Substanzen beim Einfangen von Wildtieren (Art. 88 TSchV) (siehe auch Kap. 5.2 und 5.3).

### 2.2 Jagdgesetzgebung

Das Bundesgesetz über die Jagd und den Schutz wildlebender Säugetiere und Vögel vom 20. Juni 1986 (JSG; SR 922.0) bezweckt unter anderem, die Artenvielfalt und die Lebensräume der einheimischen und ziehenden wildlebenden Säugetiere und Vögel zu erhalten sowie bedrohte Tierarten zu schützen (vgl. Art. 1 Abs. 1 Bst.

a und b JSG). Die Gesetzgebung regelt den Umgang mit Vögeln, Raubtieren, Paarhufern und Hasenartigen sowie mit Biber, Murmeltier und Eichhörnchen (u. a. jagdbare Arten, Schonzeiten, verbotene Hilfsmittel für die Jagd). Die übrigen Säugetierarten fallen unter die Natur- und Heimatschutzgesetzgebung.

Das BAFU kann für wissenschaftliche Forschung und für Bestandenserhebungen bei geschützten Arten Ausnahmen von den Schutzbestimmungen des Gesetzes bewilligen. Über die gleiche Berechtigung verfügen die Kantone für jagdbare Arten (Art. 14 Abs. 3 JSG). Die Verordnung über die Jagd und den Schutz wildlebender Säugetiere und Vögel vom 29. Februar 1988 (Jagdverordnung, JSV; SR 922.01) präzisiert zudem, dass das BAFU die Bewilligungsstelle für den Einsatz von verbotenen Hilfsmitteln bei jagdbaren und geschützten Tieren bei wissenschaftlichen Untersuchungen und bei Markierungsaktionen ist (Art. 3 Abs. 3 JSV).

In Artikel 13 JSV sind die Voraussetzungen für die Zulässigkeit der Markierung von Wildtieren und der dazu verwendeten Methoden sowie die dafür notwendigen Meldungen eingehend geregelt. Das BAFU bezeichnet die Stellen, welche die Markierungsaktionen koordinieren. Alle Tiere, die markiert und freigelassen werden, müssen den Koordinationsstellen gemeldet werden.



## 2.3 Fischereigesetzgebung

Das Bundesgesetz über die Fischerei vom 21. Juni 1991 (BGF; SR 923.0) bezweckt unter anderem, die natürliche Artenvielfalt und den Bestand einheimischer Fische und Krebse sowie deren Lebensräume zu erhalten, zu verbessern oder nach Möglichkeit wiederherzustellen sowie bedrohte Arten und Rassen zu schützen (Art. 1 Abs. 1 Bst. a und b BGF). Die Gesetzgebung regelt unter anderem den Schutz und die Nutzung der Fische und Krebse (u. a. Schonzeiten, Fangmindestmasse) sowie den Schutz der Lebensräume für Fische und Krebse.

Die Kantone führen Erhebungen über die Zusammensetzung der Fisch- und Krebsbestände durch und melden die Ergebnisse jährlich dem BAFU (Art. 11 BGF und Art. 10 VBGF). Gemäss Artikel 3 der Verordnung zum Bundesgesetz über die Fischerei vom 24. November 1993 (VBGF; SR 923.01) können die Kantone Sonderfänge durchführen oder durchführen lassen, insbesondere zum Abfischen vor technischen Eingriffen, zur Bekämpfung von Krankheiten, zur Laichgewinnung, zum Abfischen von Aufzuchtgewässern oder für fischereibiologische Erhebungen. Die Verordnung hält in Artikel 11 fest, dass die Kantone dem BAFU verschiedene Angaben mitteilen müssen, bevor sie bei fischereispezifischen Erhebungen Fische oder Krebse markieren (u. a. Zweck der Markierung, Markierungsart, Zahl der Tiere, Organisation der Auswertung). Elektrofischfanggeräte dürfen nur mit Gleichstrom betrieben werden, wobei die Restwelligkeit höchstens 10 Prozent des arithmetischen Mittelwertes der Spannung betragen darf (Art. 11 Abs. 3 VBGF).

## 2.4 Natur- und Heimatschutzgesetzgebung

Das Bundesgesetz über den Natur- und Heimatschutz vom 1. Juli 1966 (NHG; SR 451) bezweckt unter anderem, die einheimische Tier- und Pflanzenwelt zu schützen (Art. 1 Bst. d NHG). Die Verordnung über den Natur- und Heimatschutz vom 16. Januar 1991 (NHV; SR 451.1) führt aus, dass die biologische Vielfalt überwacht werden muss (Art. 27a NHV). Der Geltungsbereich erstreckt sich auf alle Tierarten, welche nicht durch das JSG oder durch das BGF abgedeckt sind. Bei den Wirbeltieren sind gemäss Anhang 3 der NHV alle Amphibien, Reptilien, Fledermäu-

se und einzelne Insektenfresser und Nagetiere geschützt. Weitere Arten sind aufgrund Anhang 4 der NHV kantonal zu schützen (u. a. Igel, Spitzmäuse und Schläfer).

Die zuständigen kantonalen Behörden können für den Fang von geschützten Tieren zu wissenschaftlichen sowie zu Lehr- und Heilzwecken in bestimmten Gebieten eine Ausnahmegewilligung erteilen (Art. 22 NHG). Eine Fangbewilligung aufgrund überwiegender Interessen ist auch möglich für Massnahmen zur Erhaltung der biologischen Vielfalt oder für standortgebundene technische Eingriffe (Art. 20 Abs. 3 NHV). Die kantonalen Behörden sind gemäss Art. 27 Ab.2 Bst. a NHV verpflichtet, das BAFU über die bewilligten Ausnahmen von den Artenschutzbestimmungen für Forschung und verwandte Zwecke zu informieren.

## 3 Tierschutzkonformer Umgang mit freilebenden Wildtieren: 3 Pfeiler

Der Fang und die Manipulation freilebender Wildtiere sind anspruchsvolle Aufgaben, weil sich anders als bei Untersuchungen an Tieren in Gefangenschaft verschiedene Umweltfaktoren nur schwer kontrollieren lassen. Hinzu kommt, dass Wildtiere oft eine grosse Scheu vor Menschen aufweisen. Die Behändigung muss entsprechend gerechtfertigt sein und es müssen verschiedene Vorkehrungen für das Wohlergehen der Tiere getroffen werden. Werden ein Fang und weitere Massnahmen an Wildtieren durchgeführt, stehen der respektvolle Umgang sowie das Vermeiden von unnötigem Stress im Vordergrund. Schmerzen, Schäden, Leiden und Ängste müssen soweit möglich vermieden werden. Aufgrund der Zielsetzung von Projekten im Artenmanagement, das natürliche Verhalten der freilebenden Tiere zu beobachten, kommt einer vorsichtigen Anwendung der Methoden eine zusätzliche Bedeutung zu. Nur so kann gewährleistet werden, dass die Tiere in ihrem Verhalten nicht beeinträchtigt werden und die Erkenntnisse entsprechend zuverlässig sind. Die Eigenverantwortung der Durchführenden umfasst die Planung, den direkten Umgang mit den Tieren sowie die Protokollierung und Berichterstattung. Die Dokumenta-

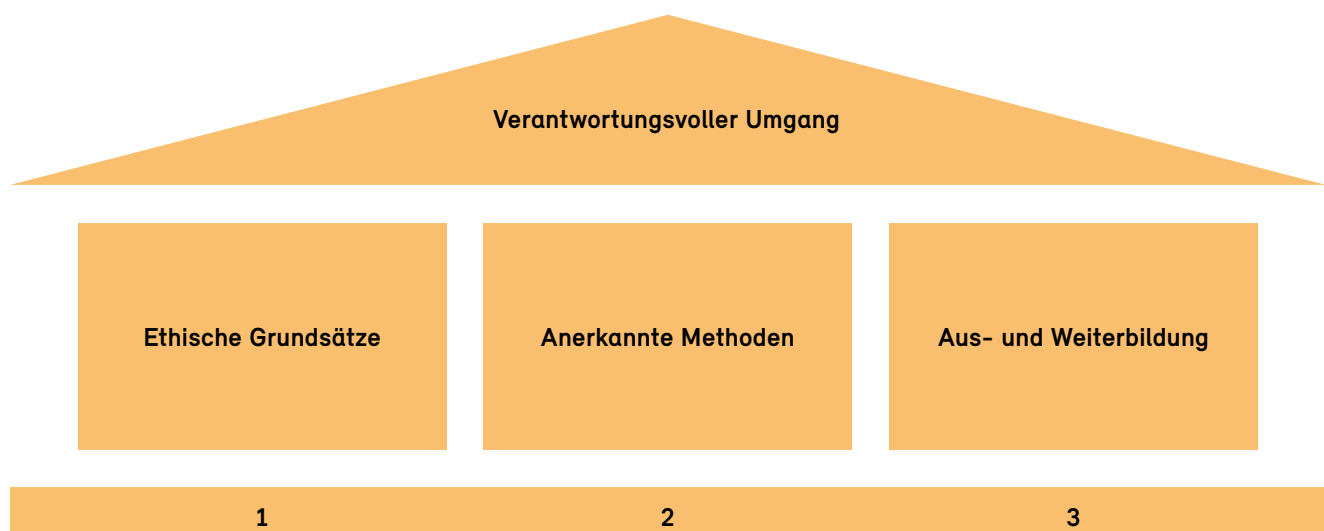
tion der Eingriffe ist für die Evaluation der Effizienz der geleisteten Arbeit wertvoll und liefert Hinweise, welche Verbesserungen möglich sind.

Fang, Markierung oder die Entnahme von Blut oder Gewebe kann auch verzögerte, negative Auswirkungen auf die Überlebenswahrscheinlichkeit oder die Reproduktion haben. Auch müssen Sozialstruktur und Verhalten der untersuchten Art berücksichtigt werden. Ein Beispiel ist die Abhängigkeit von Jungtieren von mütterlicher Fürsorge. So kann die Arbeit am Nest bei Vögeln negative Auswirkungen auf die Brut haben.

All das führt dazu, dass der Umgang mit freilebenden Wildtieren besondere Anforderungen stellt. Der schonende und verantwortungsvolle Umgang mit freilebenden Wildtieren beruht auf drei Pfeilern, namentlich ethischen Grundsätzen, anerkannten und bewährten Methoden sowie der Aus- und Weiterbildung der durchführenden Personen. Die beauftragenden Fachstellen und die Auftragnehmer tragen die Verantwortung für die tierschutzkonforme Durchführung der Projekte.

Abbildung 1

Die 3 Pfeiler eines verantwortungsvollen, tierschutzkonformen Umgangs mit freilebenden Wildtieren



## 4 Ethische und weitere Grundsätze bei Planung, Durchführung und Evaluation von Projekten

Die Tierschutzgesetzgebung macht diverse Vorgaben für den Umgang mit Tieren. So sind Fang und Manipulation von Tieren so zu planen und durchzuführen, dass die Tiere möglichst wenig belastet werden (vgl. Art. 3 Bst. a TSchG). Für die Planung, Durchführung und Evaluation von Projekten mit freilebenden Wildtieren lassen sich folgende konkreten Grundsätze ableiten.

### Planung

- Der zu erwartende Nutzen der Untersuchung ist sorgfältig gegenüber den möglichen negativen Auswirkungen der Behändigung und Manipulation bei den Tieren abzuwägen.
- Die kleinste notwendige Anzahl Tiere für aussagekräftige Resultate ist frühzeitig zu berechnen. Dadurch lässt sich die Anzahl benötigter Tiere reduzieren.
- Im Vordergrund stehen das Wohlergehen der zu fangenden Tiere sowie die Sicherheit des Fangteams (z. B. in unwegsamem Gelände). Genaue Überlegungen zu den Faktoren, die den Erfolg oder Misserfolg des Projekts ausmachen können, sind nötig.
- Gegebenheiten, unter denen das Wohl des Tieres und die Sicherheit aller Beteiligten nicht mehr gewährleistet sind (z. B. Witterung, extreme Temperaturen, Lawinengefahr), werden vorab besprochen und allenfalls als Abbruchkriterien festgelegt.
- Zur Anwendung der Methoden im Anhang existieren vielfältige Erfahrungen. Vor jeder Anwendung wird der Erfahrungsaustausch mit anderen erfahrenen Personen empfohlen.
- Die Rahmenbedingungen müssen für den konkreten Anwendungsfall festgelegt werden. Beispiele zu beantwortender Fragen sind: Wie lange bleibt ein Tier in der Falle? Wie wird die Falle überwacht (z. B. Fallensender, Kamera), und wie oft wird diese kontrolliert? Welche Tiere werden gefangen (z. B. trächtige Tiere, Gewichtslimite)? Wie geht man mit Fehlfängen (z. B. andere Art) um? Welche Komplikationen könnten auftreten und wie reagiert man auf diese?

- Die notwendigen Bewilligungen werden eingeholt und liegen vor der Durchführung vor.
- Für jeden Einsatz ist eine Leiterin/ein Leiter festzulegen. Es ist sicherzustellen, dass die durchführenden Personen die notwendige Ausbildung und Erfahrung besitzen.

### Methodenwahl

- Wenn die Fragestellung durch Methoden beantwortet werden kann, die gar keine Behändigung erfordern, sind diese vorzuziehen. Die Fachstellen in Anhang 8.2 erteilen Auskunft zu Alternativen zu Fang, Markierung und Probenentnahme.
- Es sind die aus wildtierbiologischer Sicht bewährten und anerkannten Methoden zu Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahmen in Anhang 8.1 anzuwenden.
- Bei gleicher Eignung sind jeweils die Methoden zu wählen, welche unter den gegebenen Umständen erfahrungsgemäss zur geringsten Belastung führen.
- Bei gleicher Eignung sind selektive Fangmethoden zu bevorzugen, um unerwünschte Fänge (z. B. andere Arten oder Jungtiere der Zielart) zu vermeiden.
- Besondere Vorkehrungen sind bei chirurgischen Eingriffen (Schmerzen und Infektionsgefahr) sowie bei Methoden mit einem erhöhten Verletzungsrisiko zu treffen.

### Durchführung

- Behändigte Tiere sollen immer so rasch wie möglich wieder in Freiheit entlassen werden.
- Eine enge Überwachung der gefangenen Tiere soll mittels ethologischer und/oder physiologischer Indikatoren erfolgen.
- Die Fangaktion soll abgebrochen werden, wenn das Verletzungs- oder Unfallrisiko für Tier oder Mensch übermässig ansteigt.

- 
- Die nötigen Vorkehrungen sind zu treffen, damit im Notfall Tiere rasch euthanasiert werden könnten. Indikationen für eine Nottötung sind schwerwiegende Verletzungen, zu erwartende schwere oder langfristige Schmerzen oder Leiden oder eine hohe Wahrscheinlichkeit, dass das Tier stirbt, bevor es wieder einen guten Allgemeinzustand erreicht hat.
  - Negative Einflüsse auf den Lebensraum, insbesondere Zerstörung von Nestern, Bauten, Laichplätzen, sind zu vermeiden.
  - Geeignete Biosicherheitsmassnahmen sind zu treffen, um das Risiko einer Verschleppung von Krankheiten (z. B. Krebspest) oder Neozoen (z. B. Schwarzmeergrundeln) zu vermeiden.

#### **Protokollierung und Berichterstattung**

- Die Dokumentation der Arbeiten ist notwendig für die Evaluation der Effizienz der geleisteten Arbeit sowie die fortlaufende Methodenverbesserung zur Reduktion von Stress oder anderen Belastungen.
- Feststellen der Todesursache: Um die Methoden künftig verbessern zu können, ist es wichtig im Falle eines Todes die Ursache festzustellen und zu dokumentieren (z. B. durch pathologische Untersuchung).
- Neben der obligaten Berichterstattung an die Bewilligungsbehörde sollen positive und negative Erfahrungen auch mit anderen Fachpersonen ausgetauscht werden (z. B. nicht signifikante Resultate, Schwierigkeiten bei Methodenanwendung, Todesfälle etc.).

## 5 Anerkannte Methoden

Tiere in ihrem natürlichen Lebensraum beobachten und untersuchen zu können, ist eine anspruchsvolle Aufgabe. Es wurden in den vergangenen Jahren zahlreiche Methoden entwickelt. Diese lassen sich grundsätzlich einteilen in Methoden, die keine Behändigung der Tiere erfordern (z.B. Analyse der Exkremente für genetische Untersuchungen, Verfolgen von Spuren, fotografische Methoden) und Methoden, die Fang und Manipulation beinhalten (z.B. Besenderung, Entnahme von Gewebeproben).

### 5.1 Umfang der Liste im Anhang

Die vorliegende Vollzugshilfe deckt ausschliesslich wissenschaftlich anerkannte Methoden im Artenmanagement ab, bei denen Wildtiere behändigt werden. Bei den im Anhang 8.1 aufgelisteten Methoden für Fang, Immobilisation, Markierung sowie Probenentnahmen bei freilebenden Wildtieren handelt es sich um erprobte Methoden, die dem aktuellen Stand der Kenntnisse und der technischen Entwicklung entsprechen. Die Liste beinhaltet:

- Methoden für Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahmen aufgeteilt nach Artengruppen;
- Kurzbeschreibung der Methoden;
- Angaben zu besonderen Anforderungen;
- Literaturangaben für detaillierte Standardarbeitsanweisungen (standard operating procedures, SOP).

### 5.2 Schmerz verursachende Eingriffe

Schmerz verursachende Eingriffe dürfen nur unter allgemeiner oder örtlicher Schmerzausschaltung von einer fachkundigen Person<sup>1</sup> vorgenommen werden (Art. 16 TSchG). Die Ausnahmen sind in Art. 15 Abs. 2 TSchV aufgeführt. Danach dürfen Tiere, mit Ausnahme der Fische, von fachkundigen Personen ohne Schmerzausschaltung markiert werden. Bei anderen Eingriffen kann von der Schmerzausschaltung nur dann abgesehen werden, wenn diese nach tierärztlichem Urteil unzweckmässig oder aus

<sup>1</sup> Als fachkundig gelten Personen, die sich unter kundiger Anleitung und Aufsicht die notwendigen Kenntnisse und die praktische Erfahrung mit einem Eingriff aneignen konnten und diesen regelmässig vornehmen (Art. 15 Abs. 3 TSchV).

medizinischen Gründen nicht durchführbar erscheint (Art. 15 Abs. 1 TSchV).

### 5.3 Einsatz von narkotisierenden Substanzen

Narkotisch wirkende Substanzen bedeuten immer eine Belastung des Organismus, welche in einer Stresssituation (wie sie die Behändigung von wildlebenden Tieren darstellt) eine Dosierung schwierig macht und bis zum Tod führen kann. Ihr Einsatz erfordert besondere Kenntnisse (Pharmakologie) und stellt besondere Anforderungen an die Durchführung (Narkoseüberwachung). Daher sollten die Vor- und Nachteile einer Narkose immer sorgfältig abgewogen und mit anderen Immobilisationsmethoden verglichen werden.

Des Weiteren ist zu beachten, dass der Einsatz von narkotisch wirkenden Substanzen sowohl nach Heilmittelgesetzgebung, Tierschutzgesetzgebung wie auch Jagdgesetzgebung streng geregelt ist. Beim Einfangen von Wildtieren dürfen Substanzen nur nach tierärztlicher Anweisung verwendet werden (Art. 88 Abs. 1 TSchV). Tierarzneimittel sind durch den verschreibenden Tierarzt zu kennzeichnen und mit einer Anwendungsanweisung zu versehen (Art. 4 und 5 Tierarzneimittelverordnung, TAMV). Der Einsatz und das Verordnen von Tierarzneimitteln sind zu dokumentieren. Für Betäubungsmittel<sup>2</sup> im Sinne der Heilmittelgesetzgebung gelten besonders strenge Vorgaben. Ausschliesslich Tierärzte sind befugt, Betäubungsmittel zu verschreiben (Art. 24 Abs. 1 Bst. b Heilmittelgesetz, HMG).

Der Einsatz von Immobilisationsgeräten setzt die nötige Sachkunde voraus. Diese muss vor allem die notwendigen Kenntnisse hinsichtlich der besonderen Ballistik von Injektionsgeschossen, des spezifischen Verhaltens der Tiere bei der Immobilisation, der Injektionszonen, der Wirkungsweise und Gefahren der angewendeten Medi-

<sup>2</sup> Die in der Schweiz zur chemischen Immobilisation eingesetzten Substanzen sind nicht als Betäubungsmittel in der Verordnung des EDI über die Verzeichnisse der Betäubungsmittel, psychotropen Stoffe, Vorläuferstoffe und Hilfschemikalien (BetmVV-EDI; SR 812.121.11) aufgelistet. Sie zählen grösstenteils zu den verschreibungspflichtigen Tierarzneimitteln der Abgabekategorien A und B.

---

kamente sowie der Massnahmen hinsichtlich Versorgung des immobilisierten Tieres und bei eventuellen Zwischenfällen umfassen. Den veränderten physiologischen Bedürfnissen von Tieren unter Narkose (z.B. fehlender Lidschluss, reduzierte Pansenmotorik, eingeschränkte Thermoregulation) muss Rechnung getragen werden. Die Ausrüstung umfasst nebst den Materialien zur regulären Versorgung des narkotisierten Tieres auch das nötige Material um auf eventuelle Zwischenfälle reagieren zu können. Die Überwachung der Narkose und die Protokollierung sind von besonderer Bedeutung.

Bei der Wahl und der Applikationsweise des anzuwendenden Narkotikums, des Gegenmittels und der Sedativa hat der Tierarzt, den aktuellen Stand der Forschung zu berücksichtigen. Bei gleicher Eignung sind Narkotika, die ein Aufheben der Wirkung mittels Gegenmittel erlauben, den nicht reversiblen Narkotika vorzuziehen. Weil die unterschiedlichen Artengruppen und Arten sehr unterschiedlich reagieren, werden die Methoden zwar aufgelistet, auf detaillierte Angaben zu Dosierungen etc. wird verzichtet. Dazu ist die im Anhang zitierte Fachliteratur zu konsultieren bzw. sind die ebenfalls im Anhang angegebenen Fachstellen zu kontaktieren.

---

## 6 Aus- und Weiterbildung

Für den schonenden Umgang sind vertiefte Kenntnisse über die Bedürfnisse und biologischen Besonderheiten der Tiere Voraussetzung. Deshalb kommt der Aus- und Weiterbildung der Fachpersonen, die freilebende Wildtiere behändigen oder Eingriffe an ihnen durchführen, eine zentrale Bedeutung zu. Freilebende Wildtiere fallen in Artengruppen, die sich in vielerlei Hinsicht (z. B. Körpergrösse, Anforderungen an die Umgebung, Fluchtverhalten etc.) voneinander unterscheiden. Entsprechend wichtig sind auf die jeweilige Artengruppe abgestimmte Kurse.

Die Durchführenden von Managementprojekten müssen nachweisen können, dass sie über entsprechende Fachkenntnisse der Biologie der behändigten Tiere, der gesetzlichen Anforderungen und der tierschutzgerechten Ausführung der Massnahmen verfügen. Um die notwendigen Kenntnisse zu erlangen, werden von den Fachorganisationen der einzelnen Artengruppen Kurse angeboten. In Bezug auf die Anforderungen an die Aus- und Weiterbildung soll zwischen 3 Kategorien von Personen unterschieden werden, die bei Massnahmen an Wildtieren involviert sein können: Projektleiter, Projektdurchführende sowie Helfer. Besonderen Stellenwert hat neben der Ausbildung die praktische Erfahrung. Die den Tieren entstehenden Belastungen hängen wesentlich von der Sorgfalt und der Erfahrung der durchführenden Person ab.

Zu beachten ist, dass die Durchführung von schmerzverursachenden Eingriffen gemäss Tierschutzgesetzgebung (Art. 16 TSchG und Art. 15 TSchV) nur durch fachkundige Personen ausgeführt werden dürfen. Als fachkundig gelten Personen, die sich unter kundiger Anleitung und Aufsicht die notwendigen Kenntnisse und die praktische Erfahrung mit einem Eingriff aneignen konnten und diesen regelmässig vornehmen (Art. 15 Abs. 3 TSchV).

---

## 7 Bewilligung und Kontrolle

Für die Bewilligung von Fang, Markierung und Beprobung freilebender Wildtiere sind die Vorgaben der jeweiligen Gesetzgebung (siehe Kap. 2) zu beachten. Angesichts der unterschiedlichen Bewilligungswege wird empfohlen, frühzeitig mit der für die jeweilige Artengruppe zuständigen kantonalen Fachstelle Kontakt aufzunehmen.

Alle Vorhaben müssen für Kontrollen zugänglich sein. Die für Fang, Markierung und Beprobung freilebender Wildtiere Verantwortlichen erstatten bei der jeweils zuständigen Behörde und im gemäss der jeweiligen Gesetzgebung vorgeschriebenen Umfang (siehe Kap. 2) Bericht über ihre Tätigkeit. Die zuständigen kantonalen Behörden übermitteln die Berichte im Rahmen der jeweiligen Gesetzgebung an die zuständigen Bundesämter. Das Bundesamt für Umwelt BAFU und das Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen BLV tauschen jährlich ihr Datenmaterial zur Markierung von freilebenden Wildtieren aus.



# 8 Anhang

## 8.1 Liste der anerkannten Methoden<sup>3</sup>

### Säugetiere

### Nagetiere (Rodentia) und Insektenfresser (Insectivora)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
MR-01	Grubenfalle	Für Insektenfresser und Wühlmäuse: Ein oben offener Behälter wird in den Boden eingegraben, so dass unachtsame Tiere hineinfallen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle mind. 4-mal täglich.</li> <li>• Genügend Futter und Versteckmaterial begeben.</li> <li>• Falle vor direkter Sonneneinstrahlung und Niederschlag schützen.</li> </ul>	Barnett & Dutton 1995
MR-02	Kastenfalle	Kleinsäuger werden mit einem Köder in die Kastenfalle gelockt (gebräuchlichster Fallentyp: Longworth, aus Metall mit tunnelförmigem Eingang). Der Fang ist nicht artspezifisch.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle mind. 2-mal täglich.</li> <li>• Genügend Nahrung (Körner, Fleisch) und Flüssigkeit (Apfel, getränkte Watte) sowie Nestmaterial (Heu, Stroh) begeben.</li> <li>• Falle vor direkter Sonneneinstrahlung und Niederschlag schützen.</li> </ul>	Barnett & Dutton 1995; CSCF 2012; García-Navas et al. 2015
MR-03	Handfang	Für Igel: Sorgfältiges Ergreifen mit der blossen Hand oder mit einem Handschuh; keine weiteren Hilfsmittel.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Tiere so rasch wie möglich freilassen oder kurzfristig in geeigneten Räumen einzeln in Boxen mit einer Grundfläche von mindestens 1 m<sup>2</sup> unterbringen.</li> </ul>	Frei et al. 2017
MR-04	Kastenfalle	Für Biber: Durchgangsfalle mit zwei Eingängen und Trittbrett in der Mitte.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle mind. 2-mal pro Tag (morgens, spätestens 1 Stunde nach Sonnenaufgang, und abends).</li> <li>• Im Winter bei tiefen Temperaturen häufigere Kontrolle.</li> </ul>	Schwab 2014; Campbell-Palmer & Rosell 2013
<b>Immobilisation</b>				
MR-05	Mechanisch	Kleinsäuger (Insektenfresser und Nagetiere) werden aus der Lebendfalle in einen grossen, durchsichtigen Plastiksack überführt. Mit einem festen Arbeitshandschuh ergreift man sie vorsichtig.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tier so festhalten, dass die Hand den Kopf umschliesst und die Augen somit abgedeckt sind. Eine Alternative ist das Ergreifen an der Nackenfalte (Nackengriff).</li> <li>• Tier nur kurzfristig festhalten.</li> </ul>	Wirthner-Bitterlin et al. 2016
MR-06	Narkose	Immobilisation von Kleinsäugetieren (Insektenfresser und Nagetiere) mittels Narkotikum (z. B. Diethyl-Ether, Halothan, Isofluran) appliziert auf einem Wattebausch.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle des Tierverhaltens durch transparenten Plastiksack.</li> <li>• Nur anzuwenden wenn Chips gesetzt oder Proben bei Tieren entnommen werden, bei denen die mechanische Immobilisation schlecht durchführbar ist.</li> <li>• Dosierung niedrig ansetzen, damit sich die Tiere rasch erholen.</li> </ul>	García-Navas et al. 2015; Sikes et al. 2016.

<sup>3</sup> Die Buchstaben in der Methodennummer entsprechen den ersten beiden Buchstaben der jeweiligen Klasse auf Lateinisch (z. B. RE für Reptilia). Einzig bei den Säugetieren ist es eine Kombination aus dem ersten Buchstaben der Klasse sowie dem ersten Buchstaben der Ordnung (z. B. MR für Mammalia / Rodentia).

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Markierung</b>				
MR-07	Ohrmarken	Kleine Marken aus rostfreiem Stahl oder Kunststoff mit individueller Kennzeichnung werden mit Hilfe einer dafür gefertigten Zange am Ohr der Kleinsäuger angebracht.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tierartenspezifische Ohrmarken-Typen und passende Werkzeuge verwenden.</li> <li>• Ohrmarke so zentral im Ohr wie möglich anbringen, damit diese nicht ausreißt.</li> <li>• Hauptblutgefäße und Hauptknorpelstrukturen sollten nicht tangiert werden.</li> </ul>	Cadieux et al. 2015; Campbell-Palmer & Rosell 2013; Schroeder 2015
MR-08	Fellschnitt	Schnitt der Deckhaare nach bestimmtem Muster erlaubt Identifikation von einigen wenigen Individuen.		Barnett & Dutton 1995
MR-09	Mikrochip	Mikrochip mittels Applikator subkutan einsetzen. Bei Kleinsäufern (Insektenfresser und Nagetiere) in die Nackenfalte. Bei Bibern im Schulter- oder vorderen Brustbereich, möglichst auf der linken Seite.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bei der Applikationsweise, Grösse und Passform sind mögliche negative Auswirkungen auf das Tier zu minimieren.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> </ul>	Cadieux, Fauteux et Gauthier 2015; Campbell-Palmer & Rosell 2013
MR-10	Sender	Kleine Sender werden in der Regel mit einem Halsband am Individuum befestigt. Die Sender geben aktiv oder passiv ein Signal ab, welches mit fix installierten oder mobilen Empfangsantennen geortet werden kann.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders max. 10% des Körpergewichts.</li> <li>• Halsband muss gut passen, so dass die Bewegungsfreiheit gewährt ist, das Band aber nicht zu locker ist und das Tier irgendwo hängen bleibt.</li> </ul>	Wildlife Radiotelemetry (1998)
<b>Probenentnahme</b>				
MR-11	Haarprobe	Auszupfen kleiner Haarbüschel (idealerweise am Schwanzansatz) mit einer sterilisierten Pinzette. Die in der Haarwurzel enthaltene Menge an DNA liegt im Bereich <0,2 µg).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Vorsichtige mechanische Immobilisation der Kleinsäuger.</li> <li>• Möglichst wenige Haare auf einmal nehmen, weil so die Haarwurzeln eher mitkommen.</li> </ul>	Wirthner-Bitterlin et al. 2016
MR-12	Gewebeprobe	Entnahme einer Gewebeprobe am Ohrrand (Ø 2–5 mm) mit einer sterilisierten Markierungs- oder Lochzange. Bewährte Methode, wenn für die genetische Analyse mehr benötigt wird (z.B. Individuennachweis) (DNA-Menge 0,5–2 µg).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nur bei adulten Tieren (mind. 75% des Durchschnittsgewichtes ausgewachsener Tiere).</li> <li>• Nur bei Tieren mit genügender Ohrgrösse (z. B. Apodemus-Arten).</li> </ul>	Department of Parks and wildlife, Western Australia 2015; García-Navas et al. 2015

## Fledermäuse (Chiroptera)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
MC-01	Netze (Stellnetze / Netzschleier)	Stellnetze (Japannetze oder Puppenhaarnetze) werden zwischen Stangen aufgespannt. Netzschleier (Japannetze oder Puppenhaarnetze) werden vor Quartieröffnungen befestigt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Netzschleier ständig überwachen und gefangene Tiere umgehend entnehmen, Stellnetze mindestens alle 15 Minuten kontrollieren.</li> <li>• Stellnetze nicht direkt vor grossen Wochenstubenquartieren (&gt;50 Tiere) aufstellen.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-02	Kescher	Ein Kescher (Stange mit Rahmen, an dem ein Plastikschlauch oder Netz befestigt ist) wird vor die Ausflugsöffnung gehalten, um ausfliegende Tiere zu fangen. Ausfliegende Tiere rutschen den Plastikschlauch hinunter in einen weichen Auffangbehälter oder fliegen ins Netz, worauf dieses abgesenkt und die Tiere entnommen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Permanente Kontrolle von Kescher und Auffangbehälter und unmittelbare Entnahme gefangener Tiere.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-03	Handfang	Behändigung von Tieren in frei zugänglichen Quartieren (Dachstöcke, Höhlen) oder aus Fledermauskästen, die geöffnet werden können.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Vermeidung der Störung von nicht behändigten Tieren in frei zugänglichen Quartieren.</li> <li>• Keine Behändigung von Jungtieren jünger als 2 Wochen, von hochträchtigen und säugenden Tieren, von geschwächten Tieren (ausser zu Rehabilitationszwecken) und von Tieren im Winterschlaf (Ausnahme: offensichtlich symptomatische Tiere für das Monitoring der Krankheit White Nose Syndrome).</li> <li>• Jungtiere (älter als 2 Wochen) erst nach dem Ausflug der Muttertiere auf die Jagd behändigen, um Störung gering zu halten.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-04	Harfenfalle	In zwei hintereinander positionierten Metallrahmen sind senkrecht dünne Fäden gespannt. Fledermäuse, die in die Fäden fliegen, fallen in einen weichen Auffangbehälter aus Stoff.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle von Harfenfalle und Auffangbehälter mind. alle 30 Minuten.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-05	Reuse	Mehrere hintereinandergestellte, sich verengende und oben geschlossene Netztrichter, die in immer kleinere Kammern münden. In der letzten können die Tiere mit einem Handkescher gefangen oder von Hand vom Untergrund gesammelt werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle der Reuse mind. alle 30 Minuten.</li> </ul>	Bader et al. 2017

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Immobilisation</b>				
MC-06	Stoffsack	Mechanische Immobilisation in weichen Stoffbeuteln.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tiere einzeln oder nur Tiere der gleichen Art in einem Beutel immobilisieren.</li> <li>• Max. Immobilisationszeit in der Regel 30 Minuten, zur Gewinnung von Kotproben max. 2 Stunden.</li> <li>• Keine Immobilisation von Jungtieren, hochträchtigen und säugenden Weibchen oder Tieren im Winterschlaf.</li> <li>• Freilassung ausserhalb von Quartieren nur nachts und in voll flugfähigem Zustand.</li> </ul>	Bader et al. 2017
<b>Markierung</b>				
MC-07	Fellschnitt	Auf einer Fläche von rund 0,5 cm <sup>2</sup> wird am Rücken das Fell mit einer kleinen Schere abgeschnitten.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine Markierung von geschwächten Tieren und von Tieren im Winterschlaf.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-08	Krallenfärbung	Schnell trocknender Nagellack wird auf die Zehenkrallen oder die Daumenkrallen aufgetragen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine Markierung von geschwächten Tieren oder von Tieren im Winterschlaf.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-09	Armspange	Armklammern der Beringungszentrale des Naturhistorischen Museums Genf werden mit den Fingern am Unterarm angepasst und zugeedrückt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine Markierung von hochträchtigen, säugenden oder geschwächten Tieren und von Tieren im Winterschlaf.</li> <li>• Grösse der Armspange der Grösse des Tieres anpassen.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-10	Reflektoren / Knicklicht	Mit Hautkleber wird zur kurzfristigen Markierung ein Stück Reflektorband oder ein Knicklicht ins Rückenfell geklebt. Auch selbstklebendes Reflektorband kann verwendet werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine Markierung von hochträchtigen, säugenden oder geschwächten Tieren oder von Tieren im Winterschlaf.</li> <li>• Markierung so anbringen, dass sie baldmöglichst nach Funktionserfüllung abfällt.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-11	Fluoreszierendes UV-Pulver	Mit einem Sieb wird das Pulver vor der Ausflughöhlung über ausfliegende Fledermäuse gestreut und bleibt im Fell haften. Mittels Schwarzlicht können so markierte Tiere (und ihr Kot) andernorts nachgewiesen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reduktion der Störung am Quartiereinflug auf ein Minimum.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-12	Mikrochip	Subkutanes Einsetzen des Mikrochips zwischen den Schulterblättern mittels Applikator.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine Markierung von hochträchtigen, säugenden oder geschwächten Tieren oder von Tieren im Winterschlaf.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> </ul>	Bader et al. 2017
MC-13	Sender / Datenlogger	Mit Hautkleber wird zur kurzfristigen Markierung ein Sender oder Datenlogger ins Rückenfell oder auf die Rückenhaut geklebt oder mittels eines Halsbandes (mit Sollbruchstelle) befestigt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine Markierung von hochträchtigen, säugenden oder geschwächten Tieren oder von Tieren im Winterschlaf.</li> <li>• Verwendung des jeweils kleinstmöglichen Senders / Datenloggers: idealerweise max. 5% des Körpergewichtes.</li> <li>• Sender werden so angebracht, dass sie möglichst bald nach Ende der Untersuchung abfallen oder manuell entfernt werden können.</li> </ul>	Bader et al. 2017

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Probenentnahme</b>				
MC-14	Urinprobe	Frisch abgesetzter Urin wird mit einer Glas-Mikrokapillare aufgenommen und sofort kühlgestellt.	• Keine Probenentnahme von Tieren im Winterschlaf.	Bader et al. 2017
MC-15	Kotprobe	Zur Gewinnung einer Kotprobe werden Tiere max. 2 Stunden immobilisiert.	• Keine Probenentnahme von Tieren im Winterschlaf.	Bader et al. 2017
MC-16	Haarprobe	Auszupfen weniger Haare (inkl. Haarwurzel) mit einer sterilen Pinzette.	• Keine Probenentnahme von hochträchtigen oder geschwächten Tieren oder von Tieren im Winterschlaf.	Bader et al. 2017
MC-17	Flughautprobe	Mittels sterilem Stanzer wird der Fledermaus ein ca. 3mm grosses Stück Flughaut entnommen und in Ethanol (98%ig) überführt.	• Entnahme der Probe nahe am Körper. • Keine Probenentnahme von hochträchtigen oder geschwächten Tieren und von Tieren im Winterschlaf.	Bader et al. 2017
MC-18	Abstriche	Ein Wattetupfer wird mit rotierenden Bewegungen und sanftem Druck über Gesicht und Flughäute bewegt und anschliessend in Ethanol (98%ig) überführt oder eingefroren.	• Keine Probenentnahme von hochträchtigen Tieren. • Bei Arbeiten im (Winter-) Quartier: Vermeidung der Störung von Nicht Zielindividuen.	Bader et al. 2017
MC-19	Ektoparasiten	Mittels Pinzette (an unbehaarten Körperstellen auch Klebstreifen) werden Parasiten aufgenommen und in Ethanol (98%ig) überführt.	• Keine Probenentnahme von hochträchtigen Tieren oder von Tieren im Winterschlaf.	Bader et al. 2017
MC-20	Blutprobe	Mit einer 25 Gauge Injektionsnadel wird der aktiven Fledermaus die Vene nahe des Oberschenkels in der Schwanzflughaut punktiert und das austretende Blut mit einer Glas Mikrokapillare aufgefangen. Anschliessend wird mit Daumen und Zeigefinger 2 Minuten sanft auf die Einstichstelle gedrückt, um den Blutfluss zu stoppen.	• Bei gesunden Fledermäusen werden höchstens 10 %, bei kranken und verletzten oder solchen in unbekanntem Zustand höchstens 1 % des Gesamtblutvolumens abgenommen. • Keine Probenentnahme von hochträchtigen Tieren oder bei Tieren im Winterschlaf.	Bader et al. 2017

## Hasenartige (Lagomorpha)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
ML-01	Kastenfalle	Gitterfalle mit 1 Tür.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fallen erst abends fängisch stellen und spätestens bei Sonnenaufgang kontrollieren, um Stress zu minimieren.</li> <li>• Sofern möglich die Fänge im Winter und nicht in Fortpflanzungsperiode durchführen.</li> </ul>	Alves et al. 2007
ML-02	Stellnetz	Einrichten einer Linie von stehenden Netzen. Die Tiere werden in Richtung Netze getrieben. Behändigung unmittelbar nach dem Fang.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Tiere so rasch als möglich aus dem Netz befreien und in einer Holzkiste unterbringen.</li> </ul>	Nodari 2006
<b>Immobilisation</b>				
ML-03	Mechanisch	Festhalten von Hand.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Augen verbinden.</li> <li>• Tier gestreckt halten, damit es sich nicht ruckartig überdehnt; Hinterpfoten mit Daumen, Zeigefinger und Mittelfinger festhalten (Zeigefinger zwischen den Pfoten).</li> </ul>	Fischer 2015; Fischer 2016
ML-04	Kurzfristige Unterbringung	In einer ganz lichtdichten aber Luft durchlässigen Kiste halten, die nur wenig Raum bietet, damit das Tier sich darin nicht drehen kann (Holzkiste).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Lichtdichte Kiste an einem ruhigen Ort platzieren.</li> <li>• Tier nur kurzfristig unterbringen.</li> </ul>	Fischer 2015; Fischer 2016
<b>Markierung</b>				
ML-05	Mikrochip	Subkutane Applikation eines Mikrochips im Schulterbereich.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bei der Applikationsweise, Grösse und Passform sind mögliche negative Auswirkungen auf das Tier zu minimieren.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> </ul>	Campbell-Palmer & Rosell 2013
ML-06	Ohrmarke	Ohrmarken aus Plastik oder Aluminium zur individuellen Erkennung der Individuen werden in der Ohrmitte angebracht.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tierartenspezifische Ohrmarken-Typen und passende Werkzeuge verwenden.</li> <li>• Hauptblutgefässe und Hauptknorpelstrukturen sollten nicht tangiert werden.</li> <li>• Desinfizierung.</li> </ul>	
ML-07	Sender	Telemetrie- (GPS, VHF) und andere technische Einheiten, welche mittels Halsband am Tier befestigt werden zur Feststellung des Standorts des Tiers, allenfalls weiterer Parameter.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Art-, alter- und geschlechtsspezifische Anpassung der Weite und des Gewichts des Halsbands, max. 3 % des Körpergewichts.</li> <li>• Tiergerechte Form und Material des Halsbands; genügend anziehen, damit sich kein Unterkiefer oder Lauf darin verfängt.</li> <li>• Falls möglich Halsbänder mit Sollbruchstelle verwenden.</li> </ul>	

## Raubtiere (Carnivora)<sup>4</sup>

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
MP-01	Kastenfalle	Für Luchs und Wildkatze: Kasten aus Holz mit Falltüre (beim Luchs beidseitig Falltüren) werden auf Forststrassen oder Pfaden platziert. Ausgelöst durch Faden oder über Wippe. Kleine, verschliessbare Öffnungen in Türen erlauben Kontrollblick und Narkotisierung mittels Blasrohr. Grösse und Art der Kastenfalle ist artspezifisch. Evtl. olfaktorische Anlockung.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Gitterfallen, da Verletzungsgefahr zu hoch.</li> <li>Permanente Überwachung mittels GSM-Sender (Funktionalität wird täglich überprüft); SMS-Alarm an mehrere Personen, Kontrolleur bei Alarm rasch vor Ort (Freilassen von Fehlfängen), Fangteam so rasch wie möglich vor Ort.</li> <li>Automatische Kontrolle des Alarms 2-mal pro Tag, Kontrolle der Kastenfalle 2-mal wöchentlich sowie jeweils nach Schneefall.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-02	Kastenfalle	Für Rotfuchs, Dachs, Fischotter und kleine Musteliden: Falle aus Holz, Metall oder Gitter mit 1–2 Türen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Kontrolle mind. 2-mal pro Tag (Morgen, Abend), für kleine Marderartige häufiger.</li> <li>An ungestörtem und geschütztem Ort platzieren.</li> <li>Selektive / ferngesteuerte Auslösung prüfen.</li> <li>Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> </ul>	Debrot 1982; Marchesi 1989; Meia 1994; Ferrari 1997
MP-03	Tellereisen EZ Grip Trap	Für Wolf: Tellereisen mit Gummi gepolsterten Bügeln. Pfote wird zwischen den Bügeln oberhalb des Vorderfusswurzelgelenks festgehalten. Falle wird nicht fixiert, sondern mit Schleppanker und Alarm- sowie Peilsender ausgerüstet.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Überwachung aus geringer Distanz.</li> <li>Falle gibt dem Widerstand des gefangenen Tiers nach, Tier kann sich zurückziehen.</li> <li>Erfüllt AIHTS-Anforderungen, grundsätzlich Verletzungsrisiko sehr klein.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-04	Fussschlinge	Für Luchs, Rotfuchs und andere mittelgrosse Raubtiere: Fallenrohr mit einer Feder, die die Stahlkabelschlinge schliesst, und einem davon getrennten Trittbrett, das als Wurfmechanismus dient und die Schlinge um den Fuss wirft, wenn ein Tier auf das Trittbrett tritt. 2 bis 4 mit Kabeln festgebundene Fusschlingen werden in unmittelbarer Nähe eines gerissenen Beutetieres gesetzt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Überwachung (evtl. mittels VHF-Sender).</li> <li>Fang-Team muss in Kürze vor Ort sein.</li> <li>Dem Bewegungsspielraum (ca. 5 m) des Tieres wird Rechnung getragen, so dass es nicht in gefährliche Lage gerät.</li> <li>Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> <li>Vorteile: Geringe Verletzungsgefahr. Artspezifisch, Fehlfänge sehr selten.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-05	Tellereisen	Für Rotfuchs und Dachs: Tellereisen mit Gummi-gepolsterten Bügeln oder Eisenstück, welches das komplette Schliessen verhindert. Pfote wird zwischen den Bügeln oberhalb des Vorderfusswurzelgelenks festgehalten.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Überwachung.</li> <li>An einem stabilen, aber leicht biegsamen Ort befestigen, idealerweise ein kleiner Baum (Ø 5–10 cm).</li> <li>Den Fang von Jungtieren und anderen Arten vermeiden.</li> <li>Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> </ul>	Meia 1994

<sup>4</sup> Für die Abkürzung der Methodennummer wurde die englische Bezeichnung «predators» herangezogen, entsprechend MP. MC wird bereits für die Chiroptera verwendet.

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
MP-06	Halsschlinge	Für Rotfuchs und Dachs: Schlinge aus Eisendraht oder Kabel, mit der das Tier um den Hals gefangen wird. Ein Stopper aus Eisen verhindert das komplette Schliessen der Schlinge. Anpassung an den mittleren Halsumfang der Zielart.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Permanente Überwachung.</li> <li>• Schliessmechanismus der Halsgrösse der jeweiligen Art anpassen.</li> <li>• An einem stabilen, aber leicht biegsamen Ort befestigen, idealerweise ein kleiner Baum (Ø 5–10 cm).</li> <li>• Den Fang von Jungtieren und anderen Arten vermeiden.</li> <li>• Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> </ul>	Meia 1994; Ferrari 1997
MP-07	Narkosegewehr	Für Grossraubtiere: Fang und Immobilisation aus der Distanz mittels Betäubungspfeilen, die aus einem Narkosegewehr abgeschossen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Optional: Narkosepfeil mit Mini-VHF-Sender für rasches Auffinden des Tieres, was jedoch Treffsicherheit und mögliche Schussdistanz verringern kann.</li> <li>• Nur in geeignetem Gelände einsetzen.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-08	Ferngesteuertes Blasrohr	Für Grossraubtiere: MICS (Minimally Invasive Capture System), ein Apparat mit Blasrohr, kann aus Distanz von mehreren hundert Metern ferngesteuert werden und wird an einer Futterquelle eingesetzt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Präzise Schüsse, gesteuert über Kamera und Bildschirm, bis zu einer Distanz von ca. 10 m möglich.</li> <li>• Ein Laserpointer dient der Kalibrierung des Schusses und muss bei jedem Fangversuch neu auf die gewählte Schussdistanz eingestellt werden.</li> <li>• Optional: Narkosepfeil mit Mini-VHF-Sender für rasches Auffinden des Tieres, was jedoch Treffsicherheit und mögliche Schussdistanz verringern kann.</li> <li>• Nur in geeignetem Gelände einsetzen.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Ryser et al. 2005
MP-09	Handfang	Für Luchs und Wildkatze: Wurfhöhle wird anhand der sendermarkierten Mutter gezielt aufgesucht. Junge im Alter von rund 4 Wochen werden behändigt und kurzfristig einzeln in einem Stoffsack festgehalten.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• In Abwesenheit der Mutter (Mutter wird von leerer Wurfhöhle ferngehalten).</li> <li>• Aufenthalt an Wurfhöhle so kurz wie möglich.</li> <li>• Am sichersten kurz vor Verlust der «Beisshemmung» anzuwenden.</li> </ul>	Breitenmoser-Würsten et al. 2007; Breitenmoser & Breitenmoser-Würsten 2008



Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Immobilisation</b>				
MP-10	Mechanisch	Für Fuchs, Dachs und Marderartige: Tier wird vom Fänger von Hand immobilisiert, während eine zweite Person es misst und markiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Augen verbinden.</li> <li>• Tier an Kruppe und Schultern haltend auf eine Flanke legen und in dieser Position festhalten.</li> </ul>	Fischer 2015; Fischer 2016
MP-11	Narkose	Die Narkose wird mit einer intramuskulären Applikation von Sedativa kombiniert mit Narkotika durchgeführt. Die Narkotisierung wird für den Einfang von Tieren (z. B. mittels Narkosegewehr) oder für die Immobilisation gefangener Tiere (z. B. in Kastenfalle) verwendet. Gefangene Tiere werden oftmals mit einem langen Stab, an dessen Ende sich eine Spritze mit Narkosemittel befindet, immobilisiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Soweit möglich anpassen von Substanz und / oder Dosis tierartenspezifisch an Geschlecht, Alter, Kondition, Gesundheitszustand, Konstitution, Reproduktionsstatus (Trächtigkeit und Brunft), Jahreszeit und regionalspezifische Gegebenheiten.</li> <li>• Einleitung der Narkose und Aufwachphase mit möglichst geringer Störung (insbesondere Lärm).</li> <li>• Berücksichtigung der besonderen Bedürfnisse von Tieren unter Narkose (z. B. Schutz der Augen, Lagerung, Temperaturregulation).</li> <li>• Andauernde Kontrolle der Vitalparameter, Reflexe und Körpertemperatur gemäss standardisierten Protokollen.</li> <li>• Aufheben der Narkose mit Antagonist nach Manipulation des Tieres.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Kreeger & Arnemo 2012; Ryser 2005, 2007.
<b>Markierung</b>				
MP-12	Ohrmarken	Für Rotfuchs, Dachs und Marderartige: Ohrmarken aus Plastik oder Aluminium zur individuellen Erkennung der Individuen werden in der Ohrmitte angebracht.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tierartenspezifische Ohrmarken-Typen und passende Werkzeuge verwenden.</li> <li>• Hauptblutgefässe und Hauptknorpelstrukturen sollten nicht tangiert werden.</li> <li>• Desinfizierung.</li> </ul>	Campbell-Palmer & Rosell 2013
MP-13	Mikrochip	Für Grossraubtiere und Wildkatze: Ein Mikrochip wird mit dem Applikator an der linken Halsseite subkutan angebracht.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bei der Applikationsweise, Grösse und Passform sind mögliche negative Auswirkungen auf das Tier zu minimieren.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-14	Sender	Telemetrie- (GPS, VHF) und andere technische Einheiten, welche mittels Halsband am Tier befestigt werden zur Feststellung des Standorts des Tiers, allenfalls weiterer Parameter.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Anpassung der Weite und des Gewichts des Halsbands je nach Art, Alter und Geschlecht, max. 2–3 % des Körpergewichts.</li> <li>• Tiergerechte Form und Material des Halsbands.</li> <li>• Für Jungtiere dehnbare Halsbänder verwenden.</li> <li>• Halsbänder mit Sollbruchstelle oder «Drop-off»-Funktion verwenden.</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Marchesi 1989; Meia 1994; Ferrari 1997
<b>Probenentnahme</b>				
MP-15	Blutprobe	Blutentnahme aus einer Vene mittels Kanüle, bei Raubtieren i.d.R. aus einer Vorderarmvene.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Maximal empfohlene Mengen nicht überschreiten (gemäss FIWI-Wildtier Handbuch).</li> <li>• Einmalige Verwendung von Material zur Probenentnahme (Kanülen etc).</li> </ul>	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Ryser-Degiorgis 2015; Baumgartner et al. 2014; West et al. 2014

## Paarhufer (Artiodactyla)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
MA-01	Gehege / Korral	Einferchen von Wildhuftieren (v. a. Rothirsch, Wildschwein) in einem grossen Gehege. Oftmals Kopplung mit einem engen Abfangbereich, in den die Tiere zur besseren Manipulation gepfercht werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> <li>• Selektive / ferngesteuerte Auslösung prüfen.</li> </ul>	Stubbe 1995; Heurich 2011; Barasona et al. 2013
MA-02	Kastenfalle	Wildhuftiere werden mittels Lockstoff in einem Raum mit Schliessvorrichtung gefangen. Je nach Tierart und Lebensraum sind geschlossene Holzkonstruktion, lichtdurchflutete Gitterkonstruktionen oder kombinierte Konstruktionen besser geeignet.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle mind. 2-mal pro Tag oder permanente Überwachung; Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> <li>• Gitterfallen, die erhöhte Verletzungsgefahr aufweisen, nur wo notwendig gebrauchen.</li> <li>• Selektive / ferngesteuerte Auslösung prüfen.</li> </ul>	Stubbe 1995; Silvy 2012; Abderhalden-Buchli 1998; Steinbock; Heurich 2011; Reh, Rothirsch; Klingler-Krämer 1966; Gämse; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-03	Fussschlinge	Fussschlingen aus Seilmaterial, welche auf Wildwechsel gelegt und nach dem Betätigen eines Auslösers durch das Tier (v. a. Gämsen und Rehe), per elastischem Zug (Gummiseil, Feder) nach oben um die Beine der Huftiere gezogen und zusammengezurt werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Permanente Überwachung.</li> <li>• Behändigung unmittelbar nach dem Fang.</li> <li>• Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> </ul>	Silvy 2012; Baumann & Struch 2000, Struch & Baumann 2000; Bächler 2002; Cugnasse 1988; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990; Bousquet et al. 2007
MA-04	Fallnetz / Hebenetz	Netz, das entweder per Schwerkraft von oben fallen gelassen wird (Fallnetz) oder per elastischem Zug von unten her das Tier (v. a. Gämse, Steinbock und Wildschwein) fängt (Hebenetz).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Permanente Überwachung; Behändigung unmittelbar nach dem Fang.</li> <li>• Verletzungsgefahr durch optimierte, tierartenspezifische Bauweise minimieren.</li> <li>• Selektive / ferngesteuerte Auslösung prüfen.</li> </ul>	Silvy 2012; Chevrier et al 2009; Dematteis et al 2009; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990; Jullien & Cornillon 2012
MA-05	Stellnetz	Für Rehe: Einrichten einer Linie von stehenden Netzen. Die Tiere werden in Richtung Netze getrieben und verfangen sich dort.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Permanente Überwachung mit mind. 1 Fänger pro 50m Netz.</li> <li>• Behändigung unmittelbar nach dem Fang oder nach vorangehender Sedation.</li> <li>• Verletzungsgefahr durch optimierte Installation der Netze minimieren.</li> <li>• Stressminimierung durch Sedierung und Zwischenlagerung in Fangboxen prüfen.</li> </ul>	Silvy 2012; Lopez Olivera et al. 2009; Chevrier et al. 2009; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-06	Netzgewehr / Kanone	Das Netzgewehr wird i.d.R. aus der Luft per Helikopter auf das flüchtende Tier abgeschossen. Der Einsatz eines Kanonennetzes erfolgt am Boden. Hierzu wird ein Netz mittels Treibladungen aus mehreren Kanonen über den Tieren ausgebreitet.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nur in geeignetem Gelände einsetzen.</li> </ul>	Silvy 2012; Menaut-Loison 1994; De Young et al. 1988; Hawkins et al. 1968
MA-07	Handfang	Für Rehe: Behändigen abgelegten Jungtieren.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Behändigung möglichst schonend, kurz und geruchsfrei durchführen.</li> </ul>	Stubbe 1995; Rehnus & Reimoser 2014

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
MA-08	Narkosegewehr	Fang und Immobilisation aus der Distanz mittels Betäubungspfeilen, die aus einem Narkosegewehr abgeschossen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Injektionsstelle, Injektionsmaterial und Aufprallenergie tierartsspezifisch anpassen.</li> <li>• Nur in geeignetem Gelände einsetzen (Absturzgefahr, Auffindbarkeit etc.).</li> <li>• Optional: Narkosepfeil mit Peilsender für rasches Auffinden des Tieres, was jedoch Treffsicherheit und mögliche Schussdistanz verringern kann.</li> <li>• Bei der Verwendung von Narkotika ist die zusätzliche Verabreichung von Sauerstoff zu prüfen.</li> </ul>	Kreeger & Arnemo 2012; Bassano et al. 2004; Ryser & Pewsner 2013; Ryser 2005, 2007;

**Immobilisation**

MA-09	Mechanisch	Immobilisation von Gämse, Reh, Wildschwein und Steinwild von Hand mithilfe mehrerer Personen. Die Vorder-, die Hinterläufe und der Kopf/die Schultern werden von je einer Person festgehalten. Beim Wildschwein bis max. 80–90kg Körpergewicht zu empfehlen. Beim Steinwild nur bei den Geissen oder Jungtieren einsetzen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Augen abdecken.</li> <li>• Zur Stressreduktion möglichst geräuscharm arbeiten.</li> <li>• Tiere gestreckt halten, die Kruppe und den Kopf blockieren und aufpassen, dass die Wirbelsäule gerade bleibt.</li> <li>• Wildschweine neigen zur Hyperthermie, weshalb Wasser zur Kühlung bereitzuhalten ist (vor allem bei Fängen im Sommer).</li> </ul>	Fischer 2015; Fischer 2016
-------	------------	--	--	----------------------------

MA-10	Narkose	Die Narkose wird mit einer intramuskulären Applikation von Sedativa kombiniert mit Narkotika durchgeführt. Die Narkotisierung wird für den Einfang von Tieren (z. B. mittels Narkosegewehr) oder für die Immobilisation gefangener Tiere (z. B. in Kastenfalle) verwendet. Gefangene Tiere werden oftmals mit einem langen Stab, an dessen Ende sich eine Spritze mit Narkosemittel befindet, immobilisiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Anpassen von Substanz und Dosis tierartsspezifisch an Geschlecht, Alter, Kondition, Gesundheitszustand, Konstitution, Reproduktionsstatus (Trächtigkeit und Brunft), Jahreszeit und regionalspezifische Gegebenheiten;</li> <li>• Einleitung der Narkose und Aufwachphase mit möglichst geringer Störung (insbesondere Lärm).</li> <li>• Augen abdecken.</li> <li>• Andauernde Kontrolle der Vitalparameter, Reflexe und Körpertemperatur gemäss standardisierten Protokollen.</li> <li>• Insbesondere bei Wiederkäuern auf eine optimale Lagerung zur Verhinderung von Pansenblähungen achten.</li> </ul>	Kreeger & Arnemo 2012; Janovsky et al. 2008; Bassano et al. 2004; Ryser & Pewsner 2013; Ryser 2005, 2007.
-------	---------	--	---	---

MA-11	Kurzfristige Unterbringung	In einer ganz lichtdichten aber Luft durchlässigen Kiste halten, die nur wenig Raum bietet, damit das Tier (Reh, Wildschwein) sich darin nicht drehen kann (Holzkiste).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Lichtdichte Kiste, an einem ruhigen Ort platziert.</li> <li>• Tier nur so lange wie nötig festhalten.</li> </ul>	Fischer 2015; Fischer 2016
-------	----------------------------	---	---	----------------------------

**Markierung**

MA-12	Fellfärbung	Körperteile werden mittels Farbe auf Fellpartien gekennzeichnet.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bei der Farbmarkierung sind mögliche negative Auswirkungen auf das Tier zu minimieren.</li> </ul>	Silvy 2012
-------	-------------	--	--	------------

MA-13	Ohrmarken	Mittels einer Zange werden farbige Klammern in die Ohrmuscheln von Huftieren platziert. Die Ohrmarken aus Plastik für Nutztiere sind dafür gut geeignet.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tierartenspezifische Ohrmarken-Größen und passende Werkzeuge verwenden; Hauptblutgefässe und Hauptknorpelstrukturen sollten nicht tangiert werden.</li> <li>• Ggf. Desinfizierung.</li> <li>• Wenn möglich in der Ohrmitte platzieren.</li> </ul>	Silvy 2012; Abderhalden & Buchli 1998; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
-------	-----------	--	--	---

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
MA-14	Hornbänder / Hornplatten	Mittels Hornbändern und Hornplatten können Tiere (Steinböcke oder Gämsen) individuell markiert werden. Diese Markierungen können geklebt oder geschraubt sein.	• Grösse, Gewicht, Material und Passform sind tierartenspezifisch an Geschlecht und Alter anzupassen.	Abderhalden & Buchli 1998; Baumann 1993
MA-15	Mikrochip	Der Mikrochip wird extern (z. B. an der Ohrmarke) oder mittels Applikator subkutan am Tier angebracht.	• Bei der Applikationsweise, Grösse und Passform sind mögliche negative Auswirkungen auf das Tier zu minimieren. • Einmalige Verwendung von Kanülen.	Silvy 2012
MA-16	Sender	Telemetrie (GPS, VHF)- und andere technische Einheiten, welche i.d.R. mittels Halsband am Tier befestigt werden oder die an den Ohrmarken befestigt werden (u. a. beim Wildschwein). Zur Feststellung des Standorts des Tiers, allenfalls weiterer Parameter.	• Art-, alter- und geschlechtsspezifische Anpassung der Weite und des Gewichts des Halsbands, max. 3–5 % des Körpergewichts (Sender an Ohrmarken max. 40g). • Tiergerechte Form und Material des Halsbands; das Wachstum der Tiere sowie jahreszeitliche konditionelle und konstitutionelle Entwicklungen berücksichtigen. • Halsbänder mit Sollbruchstelle oder «Drop-off»-Funktion verwenden.	Silvy 2012; Fischer et al. 2004; Abderhalden & Buchli 1998; Actes du symposium Méze-Hérault 1990
<b>Probenentnahme</b>				
MA-17	Haut- oder Schleimhaut-abstrich	Abstriche der Haut, Konjunktiven, Mund- und Nasenschleimhaut, Vulva, Speichelprobe.	• Proben sind möglichst schonend zu entnehmen.	Ryser-Degiorgis 2015b; Ryser-Degiorgis 2014
MA-18	Haarprobe	Auszupfen einzelner Haare oder kleiner Haarbüschel mit einer sterilisierten Pinzette.	• Möglichst wenige Haare auf einmal nehmen, weil so die Haarwurzeln eher mitkommen.	Baumann & Struch 2000; Struch & Baumann 2000
MA-19	Kotprobe	In der Regel durch leichtes Massieren werden aus dem Enddarm behändigter Tiere einzelne Kotpapillen entnommen.	• Proben sind möglichst schonend zu entnehmen.	
MA-20	Blutprobe	Mittels Injektionsnadel aus für jeweilige Tierart empfohlenen Blutgefässen.	• Maximal empfohlene Mengen nicht überschreiten. • Einmalige Verwendung von Material zur Probenentnahme (Kanülen etc). • Tierartenspezifische Risiken beachten.	Baumgartner et al. 2014; West et al. 2014; Morton et al. 1993
MA-21	Gewebeprobe	Verwendung von Biopsiepfen oder spezifischen Stanzwerkzeugen (z. B. Lochzange oder spezieller Zange zur Verabreichung von Ohrmarken) zur Gewinnung von Gewebeproben.	• Gewebeproben sind grundsätzlich möglichst schonend, in vertretbaren Mengen und an geeigneten Körperstellen mit minimaler Beeinträchtigung zu entnehmen. Minimierung des Kontaminations- und Infektionsrisikos durch entsprechende Hygienemassnahmen.	Department of Parks and wildlife, Western Australia 2015
MA-22	Entnahme von Ektoparasiten	Hierzu werden z. B. Zecken oder Hirschläuse aus der Haut oder den Haaren des Tieres entnommen.	• Hautnahe, schonende und kontrollierte Entnahme.	

## Vögel (Aves)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
AV-01	Handfang Jungvögel / Eier	Kurzfristige Inspektion von Nestern und Aufnahme von Eiern und Jungvögeln mit der Hand oder Fang von Jungvögeln mit der Hand (Nestflüchter).	<ul style="list-style-type: none"> <li>Die mit der Arbeit am Nest zwangsläufig verbundene Beunruhigung von Jung- und Altvögeln auf ein Minimum beschränken.</li> <li>Kleine Nestlinge sind warm zu halten.</li> </ul>	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-02	Japannetze	Fang mit vertikal aufgestellten Netzen, sog. Japannetzen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Beobachtung und mind. stündliche Kontrolle der Netze.</li> <li>Maschenweite, Fadenstärke und die Anzahl Fächer artspezifisch anpassen.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-03	Netzfallen	Kescher und zuklappende Fallen (z. B. Klappfalle, Prielfalle, Woosh-Netz).	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Beobachtung und mind. stündliche Kontrolle der Fallen.</li> <li>Fallengrösse artspezifisch anpassen.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-04	Reusen	Vögel fliegen, laufen, springen, tauchen oder schwimmen selbständig durch sich verengende Eingänge in die Reuse. Die Reusengrösse wird artspezifisch angepasst.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Ausreichende Grösse des Fangraumes bei der Möglichkeit des zeitgleichen Fanges mehrerer Individuen.</li> <li>Fang von (kleinen) Singvögeln und Limikolen: permanente Beobachtung der Reusen, Kontrolle und Entnahme mind. 1-mal pro Stunde.</li> <li>Fang von Wasservögeln und Krähen: regelmässige Aufsicht, um Zugang von Dritten zu verhindern und mind. 2 Kontrollen pro Tag (morgens und abends).</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013; Hofer et al. 2010
AV-05	Nestreuse	Aufstellen eines Draht- oder Netzkäfigs mit sich verengendem Falleneingang über dem Nest; brütende oder fütternde Altvögel laufen selbstständig in die Nestreuse.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente direkte Beobachtung der Nestreuse.</li> <li>Sofortige Entnahme der gefangenen Altvögel.</li> <li>Nur kurzzeitige Fangversuche bis max. 2,5 Stunden.</li> <li>Nur Fang bei optimalen Wetterbedingungen.</li> <li>Die mit der Arbeit am Nest zwangsläufig verbundene Beunruhigung von Jung- und Altvögeln auf ein Minimum beschränken.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-06	Nistkasten / Nisthöhle	Fang im Nistkasten/Nisthöhle von Hand oder mit vom Vogel oder Beobachter ausgelöstem Verschluss.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Beobachtung der Nistkästen oder Nisthöhlen.</li> <li>Kontrolle von Nistkästen oder Nisthöhlen mit vom Vogel ausgelöstem Verschluss mind. alle 30 min.</li> <li>Nur kurzzeitige Fangversuche bis max. 2,5 Stunden.</li> <li>Die mit der Arbeit am Nest zwangsläufig verbundene Beunruhigung von Jung- und Altvögeln auf ein Minimum beschränken.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
AV-07	Fang mit Attrappe	Attrappen werden in Kombination mit anderen Fangmethoden zum Anlocken der Vögel eingesetzt (z. B. akustische Attrappe, künstliche Imitation von Artgenossen oder Prädatoren).	<ul style="list-style-type: none"> <li>An Brutplätzen nur kurzzeitige Verwendung.</li> <li>Lange andauernder Einsatz von Attrappen nur bei nicht brütenden oder durchziehenden Vögeln.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-08	Kurzzeitiges Blenden mit Licht	Nachts rastende Vögel werden mit einer gerichteten Lichtquelle kurzfristig geblendet und mit der Hand oder einem Kescher gefangen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Keine Verwendung von Laser.</li> </ul>	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-09	Handfang mit Köder	Vögel werden mit Futter angelockt und direkt mit der Hand ergriffen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Schnelle, fachgerechte mechanische Immobilisation nach dem Zugreifen mit der Hand.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-10	Faden-/Schlingenteppich mit Köder	<p>Fadenteppich mit einer lebenden Maus als Köder (diese überlebt den Fang) zur Anlockung von Mäuse fressenden Vögeln. Die Vögel verfangen sich im Fadenteppich bzw. in den Schlingen.</p> <p>Achtung: Die Verwendung einer lebenden Maus als Köder ist kritisch zu beurteilen. Der Einsatz dieser Methode bedarf einer besonderen Begründung.</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permanente Beobachtung.</li> <li>Beschwerung, so dass ein gefangener Vogel nicht damit abfliegen kann.</li> <li>Gefangene Vögel unverzüglich aus dem Faden-/Schlingenteppich befreien.</li> </ul>	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
<b>Immobilisation</b>				
AV-11	Mechanisch	Immobilisation von Hand, kurzfristige Unterbringung (Vermessung, Markierung) in Schachteln (Eier, Jungvögel) oder Säckchen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Vorsichtige Behändigung.</li> <li>Zeitliche Minimierung von Behändigung und Unterbringung.</li> <li>Grösse der Schachteln und Säckchen entsprechend der Vogelgrösse; Vermeidung von Unterkühlung und Überhitzung.</li> </ul>	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
<b>Markierung</b>				
AV-12	Farbstoffe bei Jungvögeln / Eier	Markierung von Eiern und Jungvögeln mit kleinen Mengen unschädlicher Farbstoffe (Eier mit Bleistift, Jungvögel mit Filzstift auf dem Gefieder/der Haut oder mit Nagellack auf den Krallen).	<ul style="list-style-type: none"> <li>Minimierung der Applikation von Farben.</li> <li>Kleine Markierungen.</li> </ul>	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-13	Fussringe	Markierung mit Fussringen (Metall- und/oder Farbringe).	<ul style="list-style-type: none"> <li>Ringe vollständig geschlossen.</li> <li>Innendurchmesser des geschlossenen Ringes ausreichend für leichte Beweglichkeit des Ringes am Fuss/Unterschenkel, bei gleichzeitiger Verhinderung des Abrutschens über das Intertarsalgelenk (Schreitvögel, Limikolen).</li> <li>Schwärzen der Ringe bei Nestlingen von Offenbrütern.</li> </ul>	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-14	Bleichen / Färben von Federn	Bleichen von Federn mit Hilfe von Wasserstoffperoxid; Färben von Federn mit Hilfe von geeigneten Farbstoffen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Bleichen von Einzelfedern (Grossgefieder).</li> <li>Besondere Vorsicht nötig, um eine Beeinträchtigung der Federfunktionen durch die Farbstoffe zu vermeiden.</li> </ul>	Roth-Callies & Frey 2016; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
AV-15	Halsringe	Markierung mit farbigen Halsringen (Manschetten) mit Code.	• Besondere Vorsicht nötig, um eine Beeinträchtigung der Nahrungsaufnahme oder der Beweglichkeit zu vermeiden.	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013; Informationsblatt Vogelwarte 2015
AV-16	Flügelmarke	Eine Flügelmarke aus Kunststoff je Flügel; Farblich mit oder ohne alphanummerischer Kodierung; Befestigung beidseitig am Patagium.	• Besondere Vorsicht bei der Auswahl der Flügelmarke (Grösse, Form) sowie bei der Befestigung nötig, um eine Beeinflussung der Aerodynamik und Flugfähigkeit zu vermeiden.	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013; Informationsblatt Vogelwarte 2015
AV-17	Mikrochip	Subkutane Injektion eines PIT-Tags.	• Einmalige Verwendung von Kanülen.	Becker & Wendeln 1997; Hegelbach & Reinhardt 2009; Nicolaus et al. 2008
AV-18	Sender / Datenlogger	Externe Anbringung von Sendern oder Datenloggern mit Hilfe einer Rucksackmontage (Harness) um Flügel oder Beine, oder für kurzfristige Anwendungen mit Klebstoff.	• Gesamtgewicht des Senders oder Loggers einschliesslich des Harness entspricht maximal 3% (Segelflieger) bzw. 5% (Schlagflieger) des Körpergewichts. • Keine Beeinflussung von Bewegungsfähigkeit und Verhalten durch Sender/Logger und Rucksackmontage.	Kenward 2001; Barron et al. 2010; Van Wijk et al. 2016
<b>Probenentnahme</b>				
AV-19	Krallenprobe	Abschneiden des distalen, nicht durchbluteten Endes von Krallen mittels einer scharfen Nagelschere.	• Besondere Aufmerksamkeit zur Vermeidung der Verletzung von noch durchblutetem Gewebe.	Bearhop et al. 2003; Hahn et al. 2014
AV-20	Speichel-probe	Entnahme der Speichelprobe mit Hilfe von qTips oder mit Hilfe von Filterpapier aus dem Schnabel- oder Rachenraum.	• Grösse der verwendeten qTips entsprechend der Vogelgrösse. • Sorgfältiges Öffnen des Schnabels.	Adam et al. 2014; Handel et al. 2006
AV-21	Blutprobe	Perforation der Flügel- oder Beinvene mit Hilfe einer Kanüle, Aufnahme des austretenden Blutes mit Hilfe einer Kapillare oder mit Hilfe von Filter-/Löschpapier.	• Einmalige Entnahme von maximal 10% des Blutvolumens (10% Blutvolumen entspricht ca. 1% des Körpergewichts). • Einmalige Verwendung von Material zur Probenentnahme (Kanülen etc.).	Silvy 2012; Voss et al. 2010
AV-22	Körperfedern, Kleingefieder	Zupfen von wenigen Federn des Körper- oder Kleingefieders (einschliesslich kleine Schirmfedern).	• Beschränkung auf die Entnahme weniger Federn.	Jenni & Winkler 1994; McDonald & Griffith 2011; Silvy 2012
AV-23	Grossgefieder	Entnahme einzelner Federn des Grossgefieders (Handschwingen, Armschwingen (grosse Schirmfedern), Steuerfedern).	• Beschränkung auf Einzelfedern. • Allenfalls Ausschneiden von kleinen Teilen der Federfahne.	Jenni & Winkler 1994; McDonald & Griffith 2011
AV-24	Kloakenabstrich	Interner Kloakenabstrich mit Tupfer oder Q-Tip.	• Grösse der verwendeten Tupfer oder Q-Tip entsprechend der Vogel-/Kloakengrösse zur Vermeidung von Verletzungen.	World Organisation for Animal Health – OIE 2015

## Amphibien (Amphibia)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
AM-01	Handfang	Das Tier wird durch den Fänger mit der Hand ergriffen. Nachts können die Tiere mit einer Taschenlampe geblendet werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tier nach dem Fang in der Hand so fixieren, dass es nicht flüchten kann.</li> <li>• Das Tier nicht lange in der Hand halten, sondern möglichst rasch in einem Eimer oder Stoffsack zwischenhalten.</li> </ul>	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-02	Fangeimer und Zäune	Fangeimer werden in den Boden eingegraben. Amphibien werden normalerweise durch Fangzäune zu den Eimern geleitet und fallen in die Eimer. Die Fangeimer werden am Boden mit Löchern versehen, so dass Wasser abfließen kann (ausser in Gebieten mit hohem Grundwasserstand).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle mind. 1-mal täglich, bei hoher Aktivität der Amphibien oder bei sehr warmem oder trockenem Wetter häufiger.</li> <li>• Fangeimer mit Deckel verschliessen, wenn nicht kontrolliert wird.</li> <li>• Fangeimer so eingraben, dass sie nicht überschwemmt werden können.</li> <li>• Fangeimer mit einer Kletterhilfe ausrüsten, so dass Kleinsäuger herausklettern können.</li> </ul>	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-03	Fallenfang	Fallen (es gibt verschiedene Typen) werden meist abends im Gewässer ausgebracht und morgens kontrolliert und geleert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fallen so stellen und falls notwendig fixieren, dass Tiere jederzeit Luft atmen können.</li> <li>• Fallen abends stellen und am frühen Morgen kontrollieren.</li> <li>• Kontrolle mind. 1-mal täglich (vormittags), wenn Fallen länger im Gewässer bleiben.</li> </ul>	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998; Kronshage & Glandt 2014)
AM-04	Kescher	Der Kescher wird durchs Wasser gezogen und danach aus dem Wasser gehoben. Gefangene Tiere werden von Hand entnommen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tiere nach dem Fang möglichst rasch in ein Becken zur Zwischenhaltung überführen oder rasch wieder frei lassen.</li> <li>• Bei Zwischenhaltung: sinnvoll ist die Trennung nach Arten, Lebensstadien und Geschlechtern.</li> </ul>	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-05	Fang mit künstlichen Verstecken	Künstliche Verstecke (z. B. Holzbretter) werden im Landlebensraum ausgebracht. Durch Hochheben der Verstecke wird kontrolliert, welche Arten sich darunter befinden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tiere suchen das Versteck selbständig auf und sind nicht darunter gefangen.</li> <li>• Behändigen der Tiere nur wenn notwendig (z. B. Geschlechtsbestimmung).</li> </ul>	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
<b>Immobilisation</b>				
AM-06	Box / Aquarium	Das Tier wird nach dem Fang in einer Box oder einem Aquarium untergebracht. Bei Froschlurchen wird die Box / das Aquarium mit wenig und bei Molchen mit viel Teichwasser gefüllt. In der Box / im Aquarium kann das Tier dann angeschaut oder transportiert werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Box sorgfältig verschliessen.</li> <li>• Kontrolle mind. alle 2 Stunden.</li> <li>• Boxen/Aquarien kühl lagern und nicht hohen Temperaturen aussetzen.</li> <li>• Bei Transport Versteckmöglichkeiten anbieten (z. B. Laub, Wasserpflanzen aus dem Lebensraum).</li> </ul>	Gent & Gibson 1998
AM-07	Narkose	Betäubung in einem Bad mit Tricain (Tricain-Methansulfonat, Methacain, MS222)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Achtung: Gut abwägen, ob die Betäubung wirklich notwendig ist, da diese oft belastender ist als die Manipulation selbst.</li> </ul>	Amphibian Research & Monitoring Initiative 2001



Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Markierung</b>				
AM-08	Fotoidentifikation	Amphibien werden gefangen und dann fotografiert. Dazu werden sie in der Regel von Hand oder in einem Gefäss (z. B. Petrischale) kurz immobilisiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fotografische Wiedererkennung ist die Methode, bei welcher das Tier am wenigsten beeinträchtigt wird.</li> <li>• Die Fixierung hat sorgfältig zu erfolgen und ist artspezifisch.</li> <li>• Den ganzen Prozess möglichst kurz halten und das Tier rasch wieder freilassen.</li> </ul>	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998; Henle et al. 1997
AM-09	Mikrochip	Der Mikrochip wird mittels spezieller Spritze subkutan eingeführt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Das Einsetzen des Transponders muss sehr sorgfältig erfolgen.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010; Henle et al. 1997
AM-10	Sender	Ein Telemetriesender wird einem Froschlurch mit einem Gurt an der Hüfte befestigt.  Achtung: Der Aufwand ist beträchtlich, die Methode nur dann wählen, wenn der Aufwand geleistet werden kann.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders max. 10% des Körpergewichts.</li> <li>• Beobachten des Tieres nach dem Anbringen des Senders: Bei Tieren, die sich gegen den Sender sträuben, diesen wieder entfernen.</li> <li>• Regelmässige Lokalisierung der Tiere und dabei Kontrolle, dass der Hüftgurt nicht zu Hautschäden führt.</li> <li>• Kontrolle des Tieres nur, wenn das Tier ausserhalb des Verstecks aktiv ist.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010
AM-11	Visible implant elastomers VIE	Bei VIE werden den Individuen inerte Farbstoffe unter die Haut gespritzt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Das Einspritzen der VIE muss sehr sorgfältig erfolgen.</li> </ul>	Dodd 2010; Henle et al. 1997
<b>Probenentnahme</b>				
AM-12	Hautabstrich	Mit einem Wattestäbchen mehrfach unter leichtem Druck über die Haut streichen (vor allem Bauch, Rücken, Extremitäten).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Das Tier während des Abstrichs so in der Hand fixieren, dass es ruhig ist.</li> <li>• Bei Abstrichen bei Kaulquappen die Tiere nach dem Abstrich kurz in Becken halten und erst dann freilassen.</li> </ul>	Brem et al. 2007
AM-13	Abstrich der Mundschleimhaut	Mit einem Wattestäbchen mehrfach unter leichtem Druck über die Mundschleimhaut (bzw. Mundfeld von Kaulquappen) streichen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Das Tier während des Abstrichs so in der Hand fixieren, dass es ruhig ist.</li> <li>• Das Maul des Tieres sehr sorgfältig öffnen.</li> <li>• Grösse der Wattestäbchen entsprechend der Grösse der Individuen zur Vermeidung von Verletzungen.</li> </ul>	Pidancier et al. 2003; Miller 2006
AM-14	Abstrich der Kloake	Sorgfältiges Einführen und Drehen eines Wattestäbchens in der Kloake.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Das Tier während des Abstrichs so in der Hand fixieren, dass es ruhig ist.</li> <li>• Grösse der Wattestäbchen entsprechend der Grösse der Individuen zur Vermeidung von Verletzungen.</li> </ul>	Dodd 2010; Miller 2006
AM-15	Gewebeprobe	Entnahme eines kleinen Stücks der Schwanzflosse bei Amphibienlarven (Kaulquappen) mit einem sterilen Skalpell (max. 3 x 3 mm).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bei Amphibienlarven sind Abstriche oft nicht möglich. Die Entnahme eines kleinen Gewebestücks der Schwanzflosse (keine Muskulatur, Wirbelsäule) heilt schnell.</li> </ul>	Leyse et al. 2003

## Reptilien (Reptilia)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
RE-01	Handfang	Behändigen der Tiere durch Fang mit der blossen Hand oder mit Lederhandschuh; keine weiteren Hilfsmittel. Grosse oder giftige Schlangen können mit einem Schlangenhaken an der Flucht gehindert und anschliessend von Hand ergriffen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tier nach dem Fang in der Hand so fixieren, dass es nicht flüchten kann.</li> <li>• Tier nicht lange in der Hand halten sondern möglichst rasch in einem Eimer, Box / Aquarium oder Stoffsack zwischenhältern.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998
RE-02	Schlingenfang	Behändigen von Eidechsen durch Fang mit einer Angelrute und einem Lasso; keine weiteren Hilfsmittel. Dient der Beurteilung des Tieres (Gesundheitszustand, Geschlecht, Trächtigkeit, Individualerkennung der Zeichnung etc.), der Artbestimmung, für Bildungszwecke oder für Fotozwecke.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Keine besonderen; respektvoller und behutsamer Umgang mit dem Tier beim Fang, insbesondere der Verwendung eines geeigneten Lassos, und beim Handling; Stressminimierung; Freisetzen am Fangort.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998
RE-03	Auslegen künstliche Verstecke	Künstliche Verstecke (z. B. Holzbretter) werden im Landlebensraum ausgebracht. Durch Hochheben der Verstecke wird kontrolliert, welche Arten sich darunter befinden. In manchen Fällen kann es notwendig sein, Tiere per Hand zu fangen (z. B. Bestimmung Geschlecht).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tiere suchen das Versteck selbstständig auf und sind nicht darunter gefangen. Ein Behändigen der Tiere ist nicht immer notwendig.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b
RE-04	Fang mit Reuse und Netz (z. B. Garnreuse)	Für Wasserschildkröten (z. B. Europ. Sumpfschildkröte): Das Netz lenkt die Tiere in die Reuse, aus welcher sie nicht entkommen können.  Vorteile: Diese Methode ist die effizienteste um solche Arten zu fangen. Die gefangenen Tiere bleiben ruhig, bis sie aus der Falle kommen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Netze und Reusen müssen 1-mal täglich kontrolliert werden.</li> <li>• Fallen so stellen und falls notwendig fixieren, dass Tiere jederzeit Luft atmen können (PET-Flasche kann als Schwimmer dienen).</li> </ul>	Cadi & Faverot 2004
<b>Immobilisation</b>				
RE-05	Box / Aquarium	Das Tier wird nach dem Fang in eine kleine Box getan. Die Box kann z. B. ein kleines Plasticaquarium sein. In der Box / im Aquarium kann das Tier dann angeschaut (z. B. von Exkursionsteilnehmern) oder transportiert werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Box sorgfältig verschliessen; Kontrolle alle zwei Stunden; Boxen / Aquarien dürfen nicht hohen Temperaturen ausgesetzt werden.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998
RE-06	Rohr	Methode für giftige und bissige Schlangen: Ein grosser Teil der Schlange wird in ein durchsichtiges Rohr aus PVC oder PET, dessen Durchmesser kaum grösser ist als derjenige der Schlange, eingeführt. Dies ermöglicht den Zugang zum hinteren Teil der Schlange ohne Gefahr, gebissen zu werden. Das Rohr ist durchsichtig, damit die Position des Kopfes überwacht werden kann. Es kann am Kopfende offen oder zu sein.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Diese Methode wird nur kurzzeitig angewendet. Sie dient als Alternative zur sogenannten Gabelmethode. Sie ist sicherer für die durchführende Person und stressärmer für das behändigte Tier.</li> <li>• Die Schwierigkeit besteht lediglich darin, die Schlange in das Rohr reinzubringen.</li> </ul>	Ferner 2007

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
RE-07	Gabelmethode	Für Giftschlangen: Eine Gabel ohne Mittelzinken oder eine Fleischgabel wird mit Schaumgummi an ihrer breitesten Stelle ergänzt. Der Kopf der Giftschlange wird mit der Gabel fixiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nur für Giftschlangen.</li> <li>• Fixierung des Tieres auf Höhe des Halses, indem die Gabel in den Boden gesteckt wird, Gabel nicht allzu tief in den Boden stecken, damit die Schlange noch atmen kann. Die V-Kopfform der Viper verhindert ihr Entkommen.</li> <li>• Diese Methode soll nur für eine kurzfristige Immobilisation (einige Minuten) verwendet, während der Vermessung oder der Probenentnahme.</li> <li>• Längere Zwischenhälterung: Methode RE-08 (Stoffsack).</li> </ul>	Moser 1988
RE-08	Stoffsack	Das Reptil wird nach dem Fang in einen Stoffsack getan. Dort bleibt es, bis allenfalls Manipulationen am Tier vorgenommen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sack sorgfältig zubinden, dabei ist darauf zu achten, dass sich das Tier beim Zubinden am Boden des Sacks befindet;</li> <li>• Es kann sinnvoll sein, den Sack in eine Box zu tun, so dass der Sack nicht zusammengedrückt werden kann;</li> <li>• Kontrolle alle zwei Stunden.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b
<b>Markierung</b>				
RE-09	Fotoidentifikation	Reptilien werden gefangen und dann fotografiert. Dazu werden sie in der Regel von Hand fixiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fotografische «Markierung» ist die Methode, bei welcher das Tier am wenigsten beeinträchtigt wird. Die Fixierung hat sorgfältig zu erfolgen und ist artspezifisch.</li> <li>• Vor dem Fotografieren werden die Tiere gefangen und zwischengehalten (und anschliessend wieder frei gelassen). Es ist darauf zu achten, dass der ganze Prozess möglichst kurz gehalten wird.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b; Henle et al. 1997
RE-10	Mikrochip	Für Schildkröten: Der Mikrochip wird durch einen kleinen Hautschnitt (oft an einem Bein) eingefügt. Diese Methode ist etwas aufwändiger als das Beschneiden der Panzerschuppen, hat aber den Vorteil, dass die Markierung einfacher zu lesen ist und Fehlidentifizierungen vermieden werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Der Mikrochip ist durch einen fachkundigen Veterinär einzusetzen.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> <li>• Eine chirurgische Naht stellt danach eine gute Vernarbung sicher.</li> <li>• Die Mindestgrösse der Tiere für eine solche Intervention liegt bei ungefähr 100g.</li> </ul>	Cadi & Faverot 2004; Henle et al. 1997; Mader & Divers 2013

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
RE-11	Mikrochip	Bei Schlangen >35 cm: Ein Chip (z. B. DataMars T-SL, 10,9×1,6 mm) wird subkutan eingeführt, 5–7 cm vor der Kloake (an schmalster Stelle des Individuums).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nur für Schlangen &gt;35 cm;</li> <li>• Die Grenze von 35 cm wurde von der Karch gewählt aufgrund der Grösse der Chips und der Mobilität der Tiere.</li> <li>• Das Einfügen des Chips bedingt die Immobilisierung des Individuums, dauert aber normalerweise nur eine Minute.</li> <li>• Der kleine Einschnitt beim Einführen des Chips muss nicht genäht werden, er heilt sehr schnell.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> <li>• Diese Markierungsart begrenzt die Störung bei den Wiederfängen (schnelleres Lesen) auf ein Minimum und ermöglicht eine lebenslange Markierung.</li> <li>• Der Chip muss weit genug vom Einschnitt platziert werden (&gt;15 mm), damit der Chip nicht vor der vollständigen Vernarbung durch Reibung wieder herausfällt.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010; Henle et al. 1997; Mader & Divers 2013
RE-12	Beschneiden von Schuppen	Für Schildkröten: Einritzen von ein oder zwei Schuppen am Rande des Panzers mit einer kleinen Säge, um das Tier mit einem individuellen Code zu versehen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tief genug einritzen, damit die Ritze nicht verschwindet und nicht allzu tief, damit das Tier nicht verletzt wird.</li> <li>• Wenn die Ritze zu tief ist, kann sie Panzernekrosen hervorrufen.</li> </ul>	Ferner 2007; Cadi & Faverot 2004; Henle et al. 1997
RE-13	Magensender	Bei Schlangen: ein VHF-Sender (z. B. ATStrack R1170 mit angepasster Form) wird mit den Händen in den Magen der Schlange massiert.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders entspricht max. 5 % des Körpergewichts der Schlange.</li> <li>• Das Schlucken des Senders ist Stress für die Schlange. Manipulation soll nicht mehr als ca. 2 Minuten dauern.</li> <li>• Wenn der Sender das Tier stört, kann es ihn jederzeit herauswürgen.</li> <li>• Form und Grösse des Senders ermöglichen, dass der Sender im Magen bleibt und nicht in die Gedärme gelangt. Der Sender wird normalerweise mit einer angepassten Kanüle injiziert, um die Bissgefahr zu minimieren; er wird mit Vaseline oder anderem Gleitmittel bestrichen und wird durch sanftes Abtasten in den Magen gestossen.</li> </ul>	Moser 1988
RE-14	Sender	Bei Schildkröten: ein VHF-Sender wird mit einem neutralen Leim (z. B. Araldit®) auf den Panzer geklebt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders max. 10 % des Körpergewichts der Schildkröte.</li> <li>• Der Sender darf das Individuum nicht in seinen Bewegungen beeinträchtigen. Der Sender kann unmittelbar hinter dem Kopf oder am hinteren, weniger hohen Teil des Panzers, angebracht werden.</li> <li>• Der Sender fällt nach 2 bis 3 Jahren von selbst ab.</li> </ul>	Boarman et al. 1998

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
RE-15	Intraperitoneal-Sender	Bei Schlangen: ein aktiver Sender (z. B. ATStrack R1170) wird intraperitoneal, etwas nach dem Magen eingesetzt. Die Antenne verlängert sich subkutan.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders entspricht max. 5 % des Körpergewichts der Schlange.</li> <li>• Diese Methode ist nötig, wenn Gefahr besteht, dass die Sender herausgewürgt werden.</li> <li>• Wenn die Methode an einer Art noch nicht angewandt wurde, dann soll zuerst eine Pilotstudie durchgeführt werden (Versuche an Schlangen, die ihre Beute ersticken (z. B. Zamenis longissimus), weisen auf Probleme hin).</li> <li>• Die Implantation des Senders muss durch einen Veterinär erfolgen. Ein chirurgischer Eingriff mit Vollnarkose ist nötig.</li> <li>• Die Sender müssen auf 2 Seiten fixiert werden, damit er nicht ausgeschieden wird (siehe Pearson &amp; Shine 2002).</li> </ul>	Bryant et al 2010; Mullin & Seigel 2009; Pearson & Shine 2002
RE-16	Farbmarkierung	Für kurzfristige Projekte kann das Reptil am Rücken mit einer ungiftigen Farbe markiert werden (z. B. Nagellack).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Farbmarkierung verschwindet von alleine wieder.</li> </ul>	Gent & Gibson 1998
<b>Probenentnahme</b>				
RE-17	Schuppenschnitt	Für Schlangen: ein oder zwei Bauchschuppen oder Schuppen an der Schwanzunterseite werden geschnitten, ohne dass die Haut des Tieres angerührt wird. Diese Schuppe wird bei jeder Häutung nachwachsen, sie wird nach ca. einem Jahr vollständig wiederhergestellt sein. Der Schnitt benötigt 20 bis 30 Sekunden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Der Schuppenschnitt ist kein Problem für das Individuum. Es werden ziemlich oft Individuen mit einer oder mehreren natürlicherweise beschädigten Schuppen an Bauch oder Schwanzunterseite beobachtet.</li> </ul>	Ferner 2007
RE-18	Speichelprobe	Der Oralabstrich ermöglicht eine Probenahme von genetischem Material bei allen Reptilienarten. Nachdem das Maul geöffnet wurde (meistens geschieht dies natürlicherweise) wird das Probestäbchen durch das Maul oder unter der Zunge (Schildkröte) gestrichen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die meisten Arten öffnen das Maul als Abwehrmechanismus und der Stress ist deshalb sehr begrenzt. Der Abstrich dauert ca. 15 Sekunden.</li> </ul>	Beebee 2007
RE-19	Blutprobe	Bei Schlangen: Die Blutentnahme am Schwanz ermöglicht, wenig Blut zu nehmen, Die Nadel (Typ Insulinspritze) wird auf der Unterseite des Schwanzes angesetzt und in Richtung Wirbelsäule gestossen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Maximal empfohlene Mengen (siehe SOP) nicht überschreiten.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Probenentnahmematerial (Kanülen etc).</li> <li>• Ab der Immobilisierung dauert die Blutentnahme normalerweise 1 bis 2 Minuten.</li> </ul>	Joger & Lenk 1997

## Fische (Pisces)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
PI-01	Netze (Stell-, Zug-, Senknetze)	Netze werden verwendet, um mobile Fische in Seen oder Fließgewässern zu fangen. Entwickelt wurden sie für den Fang von Fischen, um diese zu vermarkten. Für den Lebendfang mit anschließender Freilassung der Fische sind sie weniger geeignet.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Netze nur kurzfristig im Wasser exponieren, damit gefangene Fische am Leben bleiben.</li> <li>• Maschenweite je nach Fischart anpassen.</li> <li>• Bei Zwischenhälterung vor der Markierung auf genügend Sauerstoff achten und hohe Temperaturen oder andere Stressfaktoren vermeiden.</li> </ul>	Côté & Perrow 2012
PI-02	Reusen	Reusen werden über wenige Stunden oder über Nacht exponiert. Fische, welche einschwimmen, können die Reuse durch die Verengung nicht mehr verlassen. Oft sind Reusen mit 2 Flügeln ausgerüstet (Flügelreusen), welche die Fische in die Einstiegsöffnung der Reuse führen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Beschränkung der Aufenthaltszeit in der Reuse auf wenige Stunden.</li> <li>• Vorsichtiges Einholen der Reusen, besonders falls in grosser Tiefe gestellt.</li> <li>• Die Leerung der Reuse soll in Abhängigkeit der Dichte definiert werden.</li> <li>• Keine scharfen Kanten bei den Reusen (Verletzungsgefahr für Fische).</li> <li>• Bei Zwischenhälterung vor der Markierung auf genügend Sauerstoff achten und hohe Temperaturen oder andere Stressfaktoren vermeiden.</li> </ul>	Côté & Perrow 2012
PI-03	Hamen (Netsack)	Hamen werden eingesetzt, um flächenhafte Kontrollen von Gewässer-Profilen durchzuführen. Typische Anwendungen sind Kontrollen bei Turbinenausstrittsprofilen oder Bypässen für die Abwanderung. Hamen sind grössenselektiv und erfassen kleine Fische mit geringer Effizienz.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Genügend grossen Hamen verwenden, damit Fische möglichst wenig geschädigt werden.</li> <li>• Verletzungsgefahr bei schwimmschwachen Fischen.</li> <li>• Entleerung der Hamen in einem engen Rhythmus, besonders bei hohen Abflüssen.</li> <li>• Bei Zwischenhälterung vor der Markierung auf genügend Sauerstoff achten und hohe Temperaturen oder andere Stressfaktoren vermeiden.</li> </ul>	Schmalz 2010
PI-04	Elektrofangeräte	Ein mit Gleichstrom (DC) betriebenes Elektrofangerät wird eingesetzt. Dabei wird zwischen Anode und Kathode ein elektrisches Feld aufgebaut. Fische in der Nähe der Anode schwimmen auf diese zu (galvanotaktisch) und werden mit einem Kescher gefangen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Restwelligkeit von Gleichstromgeräten muss unter 10% liegen (nur geprüfte Geräte verwenden).</li> <li>• Aufenthaltszeit der Fische an der Anode kurz halten.</li> <li>• Keine Befischungen bei ungeeigneten Bedingungen (Trübung, hoher Abfluss etc.).</li> <li>• Bei Nichtbeachtung der Vorsichtsmassnahmen können Fische verletzt werden (Gefässverletzungen, Blutergüsse).</li> <li>• Bei Zwischenhälterung vor der Markierung auf genügend Sauerstoff achten und hohe Temperaturen oder andere Stressfaktoren vermeiden.</li> </ul>	Meng & Peter 2010; Reynolds & Kolz 2012; Snyder 2003
PI-05	Zählbecken	Zählbecken werden bei Aufstiegskontrollen an Fischpässen eingesetzt. Die Fische werden im Zählbecken gefangen und können flussaufwärts nicht mehr entweichen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Die Aufenthaltszeit im Zählbecken ist auf wenige Stunden zu beschränken (maximal 1 Tag). Die Entnahme der Fische aus dem Zählbecken soll schonend geschehen (die Fische nicht auf dem entwässerten Boden zappeln lassen). Der Boden oder die Bodenbleche dürfen keine scharfen Kanten aufweisen.</li> </ul>	Peter et al. 2016

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Immobilisation</b>				
PI-06	Narkose mit Tricain	Betäubung von Fischen in einem Bad mit Tricain (Tricain-Methansulfonat, Methacain, MS222), auch Tricain-Lösung: 0,7–1,0 g Tricain in 10 l Wasser, ca. pH 5).  Indikation: Um Fische schnell und zuverlässig zu markieren.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Um physiologischen Problemen vorzubeugen, wird eine Pufferung mit Backpulver empfohlen (2 g Backpulver pro g Tricain).</li> <li>Fische bis zum totalen Verlust des Gleichgewichts und der Reflex-Reaktionsfähigkeit im Wasser belassen.</li> <li>Zu langes Verweilen im Tricain führt zum Tod.</li> </ul>	Summerfelt & Smith 1990; Adam et al. 2013
PI-07	Narkose mit Nelkenöl	Einsetzen der Fische ins Wasserbecken, welches die Nelkenöl-Lösung (Eugenol) enthält. 1,2 ml Nelkenöl vor dem Mischen im Verhältnis 1:10–1:20 mit Ethanol (95%ig) vermischen und in 30 l Wasser auflösen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Fische bis zum totalen Verlust des Gleichgewichts und der Reflex-Reaktionsfähigkeit im Wasser belassen.</li> <li>Nelkenöl aus Apotheken ist nicht rein und die Wirksubstanz im Produkt beträgt 80–95 %.</li> <li>Zu hohe Konzentration über lange Zeit führt zum Tod.</li> </ul>	Javahery et al. 2012; Keene et al. 1998
PI-08	Setzkescher, Lochkisten	Kurzfristige Hälterung von Fischen in einem Gewässer.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Es ist sicher zu stellen, dass die Hältergefässe / Lochkisten mit genügend Sauerstoff versorgt werden sowie von der Sonne geschützt und während den Elektroabfischungen in einer ausreichenden Entfernung der Katode platziert werden.</li> </ul>	
<b>Markierung</b>				
PI-09	Farbmarkierung	Anbringen von Farben mittels Nadel oder nadelloser Injektionsspritze an den Flossen, der Flossenbasis oder am Körper. Häufig verwendet wird Alcianblau, welches einige Monate bis Jahre sichtbar bleibt, VIE-Marken (visible implant elastomer) oder Fluoreszenzfarbstoffe.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Alcianblau (8 GX/GS): Markierungen so anbringen, dass der Farbstoff ins Gewebe eindringt, jedoch kein Loch entsteht.</li> <li>VIE-Marken werden in durchsichtiges Gewebe gespritzt (z. B. hinter das Auge, zwischen Flossenstrahlen). Bei der subkutanen Applikation von VIE-Marken hinter dem Auge ist der Fisch vorgängig gut zu betäuben (Ruhigstellung).</li> </ul>	Bolland et al. 2010; Adam et al. 2013
PI-10	Fotoidentifikation	Fotografieren von einer oder beiden Körperseite(n) zur Individualerkennung über das Punktemuster auf dem Körper (v. a. geeignet für Salmoniden).	<ul style="list-style-type: none"> <li>Vorsichtiges, kurzzeitiges Herausheben von nicht immobilisierten Fischen aus dem Wasser oder seitliche Lagerung von immobilisierten Fischen auf einer feuchten, waagrechten Fläche zur Ganzkörperfotografie.</li> </ul>	Werner et al. 2014
PI-11	Visible implants	Mit einer Spritze wird eine alphanumerisch kodierte Polyestermarke in das durchsichtige Gewebe caudal neben dem Auge implantiert. Grösse der Marke 2,7 × 1,2 mm oder 5 × 2 mm. Marke in verschiedenen Farben erhältlich.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Nur für Fische &gt;15 cm.</li> <li>Markierung nur durch geübte Personen (Verletzungsgefahr durch ungeübte Markierer).</li> <li>Vorgängige Narkotisierung der Fische (Verlust der Reflex-Reaktionsfähigkeit).</li> <li>Sicht- und Haltbarkeit über mehrere Monate.</li> </ul>	Adam et al. 2013; Peter 2013

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
PI-12	Mikrochip	Implantation des PIT-Tags (passive integrated transponder) in die Körperhöhle mittels Applikator oder kleinem Schnitt mit dem Skalpell. Die Marken sind in diversen Grössen erhältlich (8 mm, 12 mm, 23 mm, 32 mm) und mit einem speziellen Lesegerät erkennbar.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nicht geeignet für Fische &lt;6 cm.</li> <li>• Vorgängige Narkotisierung der Fische (Verlust der Reflex-Reaktionsfähigkeit).</li> <li>• Bei Marken ab einer Länge von 23 mm ist ein Schnitt von zirka 3 mm mit dem Skalpell sinnvoll. Rasche Wundheilung, kein Zünähen des Schnitts nötig.</li> </ul>	Ostrand et al. 2012; Richard et al. 2013
PI-13	Sender	Ein Radiosender oder akustischer Sender wird entweder extern am Körper befestigt oder gastrisch oder chirurgisch in der Körperhöhle des Fisches implantiert. Die Antenne des Radiosenders ist stets ausserhalb des Körpers. Akustische Sender besitzen keine Antenne. Die Peilung der Fische ist bei Radiotelemetrie in der Luft über weite Distanzen möglich. Akustische Sender werden Unterwasser mittels Hydrophon detektiert. Je nach Lebensdauer beträgt das Gewicht eines Senders zwischen 0,5 g und 20 g.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders entspricht max. 2% des Körpergewichts des Fisches.</li> <li>• Es wird empfohlen, den Sender in der Körperhöhle des Fisches zu platzieren. Dadurch ist er bei Schwimmen oder Fressen keinen Beeinträchtigungen ausgesetzt.</li> <li>• Eine vorgängige Narkose ist Voraussetzung für eine erfolgreiche Operation.</li> <li>• Ausreichende Sauerstoffversorgung während des Markierungsprozederes.</li> </ul>	Jepsen et al. 2002; Peter 2013
PI-14	Chemische Marken	Eier oder Larven werden für kurze Zeit in einem Farbstoff, z. B. Alizarinrot, gebadet. Der Farbstoff kann später in den Otolithen der Fische nachgewiesen werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Methode funktioniert vor allem für Felchen, Lachse und Forellen.</li> </ul>	Eckmann 2003; Unfer & Pinter 2013
PI-15	Flossenschnitt	Flossen werden teilweise oder ganz geschnitten. Alle Flossen regenerieren ziemlich rasch wieder, ausgenommen ist die Fettflosse bei Salmoniden. Der Schnitt wird mit einer scharfen Schere vorgenommen.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Flossenschnitt bevorzugt an den Brustflossen, bei Salmoniden die Fettflosse. Allerdings könnte diese für das Paarungsverhalten bei Männchen von Bedeutung sein.</li> <li>• Kein Schneiden der Schwanz- und Afterflosse.</li> <li>• Eine gute Alternative zu Flossenschnittmarkierungen sind Farbmarkierungen (Alcianblau).</li> </ul>	Stuart 1958; Peter 2013)
PI-16	Coded wire tags	Rostfreier, magnetisierter Metalldraht (1,1 × 0,25 mm oder 0,5 × 0,25 mm) wird mit einem speziellen Markiergerät und einer Nadel in die Schnauze des Fisches implantiert. Auf dem Draht ist ein Code eingätzt. Zur Identifizierung eines Fisches muss der Metalldraht operativ entfernt werden (Töten des Fisches).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Markierung nur durch geübte Personen.</li> <li>• Draht darf nicht zu tief in der Schnauze platziert werden.</li> <li>• Vorgängige Narkotisierung der Fische nötig (Verlust der Reflex-Reaktionsfähigkeit).</li> </ul>	Vander Haegen et al. 2012
<b>Probenentnahme</b>				
PI-17	Gewebeprobe	Entnahme einer Gewebeprobe zur DNA-Analyse, in der Regel Schnitt eines Gewebestückes an einer Flosse, Konservierung in Ethanol (100-prozentig).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Mit einer scharfen Schere eine kleine Gewebeprobe entnehmen (Fettflosse, Bauchflosse).</li> <li>• Dauer der Prozedur möglichst kurz halten.</li> <li>• Vorgängige Narkotisierung der Fische (Verlust der Reflex-Reaktionsfähigkeit).</li> </ul>	Junker et al. 2012
PI-18	Blutentnahme	Blutentnahme aus Schwanzvene von narkotisiertem Fisch von ventral oder lateral mittels Spritze und Kanüle.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nur bei Tieren &gt;9 cm; max. 0,25–0,5% des Körpergewichts (Umrechnung ml Blut = Gramm)</li> </ul>	Noga 2000; Rowley 1990



---

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
PI-19	Schuppen- entnahme	Für Salmoniden: Entnahme von Schuppen mit Hilfe einer Pinzette oberhalb der Seitenlinie zwischen der dorsalen und der Fettflosse.		Ombredane & Richard 1990

## Zehnfusskrebse (Decapoda)

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
<b>Fang</b>				
DE-01	Reusen	Grundprinzip eines mit einem Köder versehenen Korbes mit einem trichterförmigen Eingang, welcher das Entweichen aus dem Inneren verunmöglicht. Verschiedene Modelle erhältlich.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolle mind. alle zwei Tage.</li> <li>• Vorsichtig Tiere aus Reuse in Eimer überführen, damit keine Extremitäten durch Verfangen in der Reuse abreißen.</li> <li>• Tiere vorsichtig aus dem Eimer zurück ins Wasser setzen.</li> </ul>	Policar & Kozák 2005
DE-02	Handfang	Aktive Tiere werden bei nächtlichen Begehungen von Hand gefangen und in einem Kübel mit Wasser gesammelt. Selektiver Fang von Grösse und Geschlecht möglich.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Handling der Tiergrösse entsprechend.</li> <li>• Tiere vorsichtig in Eimer oder zurück ins Wasser setzen.</li> <li>• Möglichst vom Ufer aus die Gewässer abschreiten, um das Bachbett möglichst wenig zu betreten.</li> </ul>	Holdich et al. 2006
DE-03	Krebsteller	Eine Art Teller mit mittig platziertem Köder und seitlich aufstellbarem Netz. Befinden sich Krebse auf dem Teller kann das seitliche Netz aufgestellt und der Teller aus dem Wasser gehoben werden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Vorsichtig Tiere aus Krebsteller in Eimer überführen, damit keine Extremitäten durch Verfangen im Krebsteller abreißen.</li> <li>• Tiere vorsichtig aus dem Eimer zurück ins Wasser setzen.</li> </ul>	PIRSA 2015
<b>Immobilisation</b>				
DE-04	Kühlung	Die Tiere werden auf 4 °C heruntergekühlt.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tiere nicht direkt auf Eis legen, sondern auf Holzwolle oder einer Decke über dem Eis platzieren.</li> </ul>	Jussila et al. 2013
DE-05	Narkose mit Nelkenöl	Einsetzen in mit Nelkenöl behandeltem Wasser; 100mg/L Nelkenöl (Eugenol) vor dem Mischen im Verhältnis 1:9 mit Ethanol (95-prozentig) vermischen und im Wasser auflösen. Nelkenöl aus Apotheken enthält etwa 1 g Eugenol pro ml ist aber selten rein.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tiere werden solange gebadet bis sie umkippen oder keine Reaktionen mehr zeigen.</li> <li>• Zu hohe Konzentration über lange Zeit führt zum Tod.</li> </ul>	Lewbart & Mosley 2012
DE-06	Elektrische Betäubung	Verwendung von Elektrobetäubungsgeräten wie CrustaStun (Studham Technologies Ltd., UK) oder Stansas (SeaSide, Norwegen).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Jeweilige Anweisungen des Gerätes befolgen.</li> </ul>	Neil 2010; Neil & Thompson 2012
DE-07	Setzkescher, Lochkisten	Kurzfristige Hälterung sowie Aufzucht von Krebsen in einem Gewässer.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Mindestens tägliche Kontrolle. Krebse sollten mindestens eine Fläche der eigenen Körpergrösse entsprechend im Setzkescher bzw. in den Lochkisten zur Verfügung gestellt bekommen. Durch Anzahl und Grösse der Löcher in der Lochkiste sollte ausreichender Wasseraustausch ermöglicht werden.</li> </ul>	
<b>Markierung</b>				
DE-08	Lackstiftmarkierung	Markierung mit lösungsmittelfreiem Lackstift.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Direkt im Wasser (DYKEM® Texpen Marker).</li> <li>• Ausserhalb des Wassers (DYKEM® Brite Marker).</li> <li>• Dauer der Prozedur möglichst kurz halten.</li> </ul>	Ramalho et al. 2010

Nr.	Methode	Kurzbeschreibung	Anforderungen	Literatur
DE-09	Mikrochip ausserhalb des Körpers	PIT-Tag-Befestigung auf Carapax.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 12 × 2,12 mm (0,1 g) PIT-Tags bei 2,5–4 cm Carapax-Länge; 23 × 3,65 mm (0,6 g) PIT-Tags bei &gt;4 cm Carapax-Länge; Carapax mit Tuch oder Haushaltspapier trocknen; Aufkleben mit lösungsfreiem 2-Komponenten-Epoxidharzkleber; Sichtfeld nicht durch Tags beeinträchtigen; während Aushärtung in feuchter Umgebung hältern; direkt nach dem Aushärten in Gewässer zurücksetzen.</li> </ul>	Hirsch et al. 2016
DE-10	Mikrochip innerhalb des Körpers	PIT-Tags werden in den Carapax eingeführt. Im Gegensatz zu äusserlich angebrachten Tags, bleibt die Markierung auch nach der Häutung vorhanden.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• ab 25 mm Carapax-Länge; maximal 12 × 2,12 mm (0,1 g) PIT-Tags verwenden; vorgängig Betäubung mit Nelkenöl; beim 5. Pereopod bzw. letztem Laufbein ca. 3 mm tief und weit mit Injektionsnadel (max. 2,5 mm Durchmesser) einführen und unterhalb der Verdauungsdrüse und oberhalb der segmentalen Muskulatur platzieren: erst nach Ende der Narkose wieder einsetzen.</li> <li>• Einmalige Verwendung von Kanülen.</li> </ul>	Bubb et al. 2002a
DE-11	Sender	Anbringen von Radiosendern an Carapax oder Schere.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gewicht des Senders entspricht max. 5 % des Körpergewichts der Krebsart. Abweichungen müssen begründet werden</li> <li>• Trocknen des Carapax mit Tuch oder Haushaltspapier; Aufkleben mit lösungsfreiem 2-Komponenten-Epoxidharzkleber; Sichtfeld und Bewegungsraum der Scheren nicht durch Tags beeinträchtigen; während Aushärtung in feuchter Umgebung hältern; direkt nach dem Aushärten ins Gewässer zurücksetzen.</li> </ul>	Bubb et al. 2002b
<b>Probenentnahme</b>				
DE-12	Pleopoden- Entnahme	Abbrechen eines Pleopods (Schwimmbein) mit einer sterilen Pinzette.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sichere Fixierung des Krebses in Dorsallage mit Hilfe der Hand.</li> <li>• Dauer der Prozedur möglichst kurz halten.</li> </ul>	Vorburger et al. 2014

## 8.2 Fachstellen für Auskünfte und Bewilligungen

### Tierschutzgesetzgebung

Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen BLV  
Tierschutz, Tierversuche  
3003 Liebefeld-Bern  
058 463 00 85 58  
info@blv.admin.ch

#### *Bewilligungsstellen für Tierversuche*

Kantonale Veterinärämter  
Kontakt: Veterinärdienst Schweiz  
www.blv.admin.ch/blv/de/home/das-blv/organisation/  
veterinaerdienst-schweiz.html

### Jagdgesetzgebung

#### *Bewilligungsstelle für geschützte Säugetiere und Vögel*

#### *Bewilligungsstelle für den Einsatz von verbotenen Hilfsmitteln*

Bundesamt für Umwelt BAFU  
Abteilung Arten, Ökosysteme, Landschaften  
Sektion Wildtiere und Walbiodiversität  
3003 Bern  
058 462 93 89  
aoel@bafu.admin.ch

#### *Bewilligungsstellen für jagdbare Säugetiere und Vögel*

Kantonale Fachstellen für Wildtiere und Jagd bzw.  
Jagdinspektorate  
Kontakt: Konferenz für Wald, Wildtiere und Landschaft  
www.kwl-cfp.ch/de/jfk/organisation

#### *Koordinationsstelle für Vogelberingung*

Schweizerische Vogelwarte  
Beringungszentrale  
Seerose 1  
6204 Sempach  
041 462 97 00

### Fischereigesetzgebung

#### *Meldestelle für das Markieren von Fischen*

Bundesamt für Umwelt  
Abteilung Arten, Ökosysteme, Landschaften  
Sektion Lebensraum Gewässer  
3003 Bern  
058 462 93 89  
aoel@bafu.admin.ch

#### *Bewilligungsstellen der Fischerei*

Kantonale Fischereiverwaltungen  
Kontakt: Konferenz für Wald, Wildtiere und Landschaft  
www.kwl-cfp.ch/de/jfk/organisation

### Natur- und Heimatschutzgesetzgebung

Bundesamt für Umwelt BAFU  
Abteilung Arten, Ökosysteme, Landschaften  
Sektion Arten und Lebensräume  
3003 Bern  
058 462 93 89  
aoel@bafu.admin.ch

#### *Bewilligungsstellen für das Einfangen und Markieren von geschützten Tieren nach NHG*

(Amphibien, Reptilien, Nagetiere, Insektenfresser, Fledermäuse, u. a.)

Kantonale Fachstellen für Natur- und Landschaftsschutz

Kontakt: Konferenz der Beauftragten für Natur- und Landschaftsschutz (KBNL)  
www.kbnl.ch

#### *Koordinationsstelle für das Markieren von Reptilien und Amphibien*

info fauna – Koordinationsstelle für Amphibien- und Reptilienschutz in der Schweiz (karch)  
Bellevaux 51  
2000 Neuchâtel  
032 718 36 00

---

*Koordinationsstellen für Fledermausmarkierungen*  
Kantone Bern, Freiburg, Genf, Jura, Neuenburg, Wallis,  
Waadt:

Centre de Coordination ouest pour l'étude et la  
protection des chauves-souris (CCO)

Muséum d'histoire naturelle

case postale 6434

1211 Genève

022 418 63 47

Alle anderen Kantone:

Koordinationsstelle Ost für Fledermausschutz (KOF)

Zürichbergstrasse 221

8044 Zürich

044 254 26 80

fledermaus@zoo.ch

### 8.3 Literatur

#### Säugetiere

- Abderhalden W., Buchli C., Ratti P., Godli D. 1998: Einfang und Immobilisation von Alpensteinböcken (*Capra i. ibex*). Zeitschrift für Jagdwissenschaft 44: 123–132.
- Abderhalden W., Buchli C. 1998: Erfahrungen mit der Markierung von Alpensteinböcken (*Capra i. ibex*). Zeitschrift für Jagdwissenschaft 44: 184–189.
- Actes du symposium Mèze-Hérault 1990: Techniques de capture et de marquage des ongulés sauvages.
- Alves et al. 2007: Lagomorph Biology: Evolution, Ecology, and Conservation.
- Bader E., Krättli H., Stutz H.-P., Wunderlin P. 2017: Richtlinien zur Manipulation von Fledermäusen: Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahme. Stiftung Fledermausschutz, Zürich, Schweiz. 68 S.
- Bächler E. 2002: Fang, Besenderung und Markierung der Gämsen. In: Tourismus und Wild, Schlussbericht 1997–2002. Bericht zuhanden des Bundesamts für Umwelt, Wald und Landschaft BUWAL, Bereich Wildtiere: 71–81.
- Barasona J.A., López-Olvera J.R., Beltrán-Beck B., Gortázar C., Vicente J. 2013: Trap-effectiveness and response to tiletamine-zolazepam and medetomidine anaesthesia in Eurasian wild boar captured with cage and corral traps. BMC Veterinary Research 9: 107.
- Barnett A., Dutton J. 1995: Expedition field techniques. Small mammals. Second edition. Expedition Advising Centre, Royal Geographic Society, London, England.
- Bassano B., Gauthier D., Jocollè L., Peracino V. 2004: Cattura di ungulati di montagna con tele-sedazione. Parco Nazionale Gran Paradiso, Torino.
- Baummann M., Struch M. 2000: Waldgamsen – Neue Erscheinung der Kulturlandschaft oder alte Variante der Naturlandschaft. Schlussbericht einer Studie im Auftrag der Eidg. Forstdirektion, BUWAL, Bern.
- Baumgartner W., Eule C., Gaulty M., Günzel-Apel A.-R., Hildebrandt N., Kofler J. 2014: Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere. 8th ed. Stuttgart: Enke.
- Bousquet C., Appolinaire J., Thion N. 2007: La capture de l'isard au lacet à patte. 15 ans d'expérience au pic de Bazès. Faune Sauvage 277: 30–35.
- Breitenmoser U., Ryser A., Ryser-Degiorgis M.-P. 2014: Dokumentation Fang, Narkose und Markierung von Raubtieren. KORA & FIWI. 35 S.
- Breitenmoser-Würsten C., Vandel J.-M., Zimmermann F., Breitenmoser U. 2007: Demography of lynx *Lynx lynx* in the Jura Mountains. Wildlife Biology 13: 381–392.
- Breitenmoser U., Breitenmoser-Würsten C. 2008: Der Luchs. Ein Grossraubtier in der Kulturlandschaft. Salm Verlag. Wohlen Bern. 537 S.
- Cadieux M.-C., Fauteux D., Gauthier G. 2015: Technical manual for sampling small mammals in the Arctic – Version 1. Centre d'études nordiques, Université Laval, Quebec, 55 S.
- Campbell-Palmer R., Rosell F. 2013: Captive management guidelines Eurasian Beaver. S. 104.
- Chevrier T., Bergeon J.-P., Léonard Y. 2009: Comment capturer des cervidés en montagne? Faune sauvage 285: 16–25.
- CSCF 2012: Memorandum für den Fang von Kleinsäugetern (Revision Rote Listen).
- Cugnasse J.M., Oasquier J.J., Michallet J. 1988: Le lacet à patte – une nouvelle technique de capture du mouflon de corse. Bull. Mens. O.N.C., 129: 31–35.
- Dematteis A., Giovo M., Rostagno F., Giordano O., Fina D., Menzano A., Tizzani P., Ficetto G., Rossi L., Meneguz P.G. 2010: Radio-controlled up-net enclosure to capture free-ranging Alpine chamois *Rupicapra rupicapra*. European Journal of Wildlife Research 56: 535–539.

- Department of Parks and Wildlife 2015: Standard operating procedure: Tissue sample collection and storage for mammals. SOP No. 8.4, Western Australia: 13 S.
- De Young C.A. 1988: Comparison of Net-Gun and Drive-Net Capture for White-Tailed Deer. *Wildlife Society Bulletin* 16 (3): 318–320.
- Ferrari N. 1997: Eco-éthologie du blaireau européen (*Meles meles* L., 1758) dans le Jura suisse: comparaison de deux populations vivant en milieu montagnard et en milieu cultivé de plaine. Thèse Université de Neuchâtel: 252 S.
- Fischer C., Gourdin H., Obermann M. 2004: Spatial behaviour of wild boars in Geneva (Switzerland): Testing the methods and first results. *Galemys*, 16 (no. spécial) : 145–151.
- Fischer C. 2015: Extrait du cours de module 1 du RESAL sur l'expérimentation animale.
- Fischer C. 2016: Extrait du cours pour garde faune FGS «Capture d'animaux sauvages, marquages, radio-téléométrie».
- Frei A., Bader B., Cordillot F. 2017: Anforderungen an die temporäre Haltung und Notpflege von Igel. Bundesamt für Umwelt (BAFU), Bern, Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV), Bern-Liebefeld.
- García-Navas V., Bonnet T., Waldvogel D., Wandeler P., Camenisch C., Postma E. 2015: Gene flow counteracts the effect of drift in a Swiss population of snow voles fluctuating in size. *Biological Conservation* 191: 168–177.
- Hawkins R.E., Martoglio L.D., Montgomery G.G. 1968: Cannon-Netting Deer. *Journal of Wildlife Management* 32 (1): 191–195.
- Heurich M. 2011: Berücksichtigung von Tierschutzaspekten beim Fang und der Markierung von Wildtieren. 12. Internationale Fachtagung zu Fragen von Verhaltenskunde, Tierhaltung und Tierschutz: 142–158.
- Janovsky M., Zenker W., Giacometti M. 2008: Dosierungsempfehlungen zur Immobilisation. Workshop Distanzimmobilisation, Matrei: 3 S.
- Jullien J.-M., Cornillon M. 2012 : Le chamois: Biologie et écologie : Études dans le massif des Bauges. Biotope Éditions 176 S.
- Kerth G., Wagner M., König B. 2001: Roosting together, foraging apart: information transfer about food is unlikely to explain sociality in female Bechstein's bats. *Behavioral Ecology and Sociobiology* 50: 283–291.
- Klingler-Krämer 1966: Über den Einfang von Gems- und Steinwild. *Z. Jagdwiss.* 12: 125–137.
- Kreeger T.J., Arnemo J.M. 2012: Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. 4th edition. 448 S.
- López-Olvera J.R., Marco I., Montané J., Casas-Díaz E., Mentaberre G., Lavín S. 2009: Comparative evaluation of effort, capture and handling effects of drive nets to capture roe deer (*Capreolus capreolus*), Southern chamois (*Rupicapra pyrenaica*) and Spanish ibex (*Capra pyrenaica*). *European Journal of Wildlife Research* 55 (3): 193–202.
- Marchesi P. 1989: Ecologie et comportement de la martre (*Martes martes* L.) dans le Jura suisse. Thèse Université de Neuchâtel. 185 S.
- Meia J.-S. 1994: Organisation sociale d'une population de renards (*Vulpes vulpes*) en milieu montagnard. Thèse Université de Neuchâtel. 208 S.
- Menaut P. 1994: Capture d'isard au printemps et en automne au moyen du lacet à patte dans la réserve d'Orlu. *Bull. Mens. O.N.C.*, 194: 2–8.
- Morton D.B. et al. 1993: Removal of blood from laboratory mammals and birds: First Report of the BVA/FRAME/RSPCA/UFAW Joint Working Group on Refinement. *Lab Anim.* 27: 1–22.
- Nodari 2006: Ecological role of mountain hare (*Lepus timidus*) in the alpine ecosystem. PhD thesis.

- Rehnus M., Reimoser F. 2014: Rehkitzmarkierung: Nutzen für Praxis und Forschung. *Fauna Focus* 9. Wildtier Schweiz: 16 S.
- Ryser-Degiorgis 2015a: Anleitung FIWI-Wildtier Handbuch. Universität Bern.
- Ryser-Degiorgis 2015b: Gämsblindheit – Entnahme und Lagerung von Proben. FIWI-Merkblatt, Universität Bern.
- Ryser-Degiorgis 2014: Piétain: prélèvements de frottis d'onglons. FIWI-Merkblatt, Universität Bern.
- Ryser-Degiorgis M.P., Pewsner M. 2013: Immobilisation von Wildtieren: Schwerpunkt Rotwild. Präsentation im Rahmen des Wildhüter-Weiterbildungstags «Narkose und Besenderung von Rothirschen» an der ZHAW, Wädenswil.
- Ryser-Degiorgis M.P. 2005: Immobilisation von Wildtieren: Schwerpunkt Steinbock. Präsentation im Rahmen der Wildhüter-Weiterbildung.
- Ryser A., Scholl M., Zwahlen M., Oetliker M., Ryser-Degiorgis M.-P., Breitenmoser U. 2005: A remote-controlled teleinjection system for the low-stress capture of large mammals. *Wild. Soc. Bull.* 33: 721–730.
- Schwab G. 2014: Handbuch für den Biberberater. S. 240.
- Schroeder V.A. 2015: Standard Operating Procedure for Mouse Ear Tag Identification and PCR Sampling. University of Notre Dame, Freimann Life Science Center, Indiana, USA: 3 S.
- Sikes R.S., Gannon W.L. 2011: Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy* 92 (1): 235–253.
- Sikes R.S. and the Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016: Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *Journal of Mammalogy*, 97 (3): 663–688.
- Silvy N.J. 2012: *The Wildlife Techniques Manual, Volume 1: Research*. 7th edition. Johns Hopkins University Press. 686 S.
- Struch M., Baumann M. 2000: Experiences of catching chamois (*Rupicapra rupicapra*) in a wooded mountain area in Switzerland. *Oecologia Montana* 9: 48–49.
- Stubbe C., Ahrens M., Stubbe M., Goretzki J. 1995: *Lebendfang von Wildtieren*. Deutscher Landwirtschaftsverlag Berlin, Berlin.
- Weaver, K.N., Alfano S.E., Kronquist A.R., Reeder D.M. 2009: Healing rates of wing punch wounds in free-ranging little brown myotis (*Myotis lucifugus*). *Acta Chiropterologica* 11 (1): 220–223.
- West G., Heard D., Caulkett N.(2014: *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. John Wiley & Sons.
- Wildlife Radio-telemetry 1998: Prepared by Ministry of Environment, Lands and Parks Resources Inventory Branch for the Terrestrial Ecosystems Task Force Resources Inventory Committee. Province of British Columbia. 118 S.
- Wirthner-Bitterlin L., Reifler-Bächtiger M., Palmisano M., Egloff S., Briner T., Capt S., Graf R.F. 2016: Kleinsäuger mit Haarproben zuverlässig bestimmen. *Vierteljahrschrift der NGZH* 161: 9–11.
- Vögel**
- Adam I., Scharff C., Honarmand M. 2014: Who is who? Non-invasive methods to individually sex and mark altricial chicks. *J. Vis. Exp.* 87, e51429.
- Barron D.G., Brawn J.D., Weatherhead P.J. 2010: Meta-analysis of transmitter effects on avian behaviour and ecology. *Methods in Ecology and Evolution* 1: 180–187.
- Bearhop S., Furness R.W., Hilton G.M., Votier S.C., Waldron S. 2003: A forensic approach to understanding diet and habitat use from stable isotope analysis of (avian) claw material. *Func. Ecol.* 17: 270–275.



- Becker P.H., Wendeln H. 1997: A new application for transponders in population ecology of the Common Tern (*Sterna hirundo*). *Condor* 99: 534–538.
- Hahn S., Dimitrov D., Rehse S., Yohannes E., Jenni L. 2014: Avian claw morphometry and growth determine the temporal pattern of archived stable isotopes. *J. Avian Biol.* 45: 202–207.
- Handel C.M., Pajot L.M., Talbot S.L., Sage G.K. 2006: Use of buccal swabs for sampling DNA from nestling and adult birds. *Wildlife Soc. Bull.* 34 (4): 1094–1100.
- Hegelbach J., Reinhardt L. 2009: Reliability and accuracy of transponders and thermometers reconsidered in breeding activities of Dippers *Cinclus cinclus*. University of Zurich, Manuscript.
- Hofer J. et al. 2010: Auftreten und Herkunft der Wasservögel am Sempachersee. *Ornithol. Beob. Beiheft* 11.
- Jenni L., Winkler R. 1994: Moults and Ageing of European Passerines. Academic Press, St Louis.
- Kenward R.E. 2001: A manual for wildlife radio tagging. Academic Press, London.
- McDonald P.G., Griffiths S.C. 2011: To pluck or not to pluck: the hidden ethical and scientific costs of relying on feathers as a primary source of DNA. *J. Avian Biol.* 42: 197–203.
- Nicolaus M., Bouwman K.M., Dingemanse N.J. 2008: Effect of PIT tags on the survival and recruitment of Great Tits *Parus*. *Ardea* 96 (2): 286–292
- Redfern C.P.F., Clark J.A. 2001: Ringers' Manual. BTO, Thetford
- Roth-Callies N., H. Frey H. 2016: Anleitung zur Federbleichung zur Markierung von Bartgeiern. Guideline of the Vulture Conservation Foundation.
- Schweizerische Vogelwarte Sempach 2013: Richtlinien der Beringungszentrale der Schweizerischen Vogelwarte für die Markierung von Wildvögeln.
- Schweizerische Vogelwarte Sempach 2015: Informationsblatt für sichtbare Spezialmarkierungen.
- Silvy N.J. 2012: The Wildlife Techniques Manual: Research. 7th Edition, Vol.1, John Hopkins University Press, Baltimore.
- Van Wijk R.E., Souchay G., Jenni-Eiermann S., Bauer S., Schaub M. 2016: No detectable effects of lightweight geolocators on a Palaearctic-African long-distance migrant. *Journal of Ornithology* 157 (1): 255–264.
- Voss M., Shutler D., Werner J. 2010: A hard look at blood sampling of birds. *Auk* 127: 704–708.
- World Organisation for Animal Health – OIE 2015: Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. Chapter 2.3.4 Avian Influenza. [www.oie.int](http://www.oie.int).
- Amphibien & Reptilien**
- Amphibian Research & Monitoring Initiative 2001: Anesthesia of Amphibians in the field – Standard operating procedure. ARMI SOP No. 104, National wildlife health center, Madison WI.
- Beebee, T.J.C. 2007: Buccal swabbing as a source of DNA from squamate reptiles, *Conservation Genetics* 9 (4):1087–1088.
- Boarman et al. 1998: Review of Radio Transmitter Attachment Techniques for Turtle Research and Recommendations for Improvement. *Herpetological Review* 29: 26–33.
- Brem F., Mendelson III J.R., Lips K.R. 2007: Field-Sampling Protocol for *Batrachochytrium dendrobatidis* from Living Amphibians, using Alcohol Preserved Swabs. Version 1.0 (18 July 2007). Conservation International, Arlington, Virginia, USA.
- Bryant, G.L., Eden P., de Tores P., Warren K. 2010: Improved procedures for implanting radio transmitters in the coelomic cavity of snakes. *Australian Veterinary Journal* Volume 88, No 11: 443–448.

- Cadi A., Faverot P. 2004: La Cistude d'Europe, gestion et restauration des populations. Guide technique – Conservatoire Rhône-Alpes des espaces naturels: 108 S.
- Dodd 2010: Measuring and marking postmetamorphic amphibians. In: Amphibian ecology and conservation: a handbook of techniques.
- Ferner J.W. 2007: A Review of Marking and Individual Recognition Techniques for Amphibians and Reptiles, Herpetological Circular 35. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Atlanta, USA.
- Hachtel et al. 2009a: Methoden der Amphibienerfassung: eine Übersicht. In: Methoden der Feldherpetologie. Laurenti Verlag.
- Hachtel et al. 2009b: Erfassung von Reptilien: eine Übersicht über den Einsatz künstlicher Verstecke (KV) und die Kombination mit andern Methoden. In: Methoden der Feldherpetologie. Laurenti Verlag.
- Henle K., Kuhn J., Podloucky R., Schmidt-Loske K., Bender C. 1997: Individuaerkennung und Markierung mitteleuropäischer Amphibien und Reptilien: Übersicht und Bewertung der Methoden; Empfehlungen aus Natur- und Tierschutzsicht. Naturschutzrelevante Methoden der Feldherpetologie – Mertensiella 7: 133–184.
- Gent A.H., Gibson S.D. 1998: Herpetofauna Workers' Manual. Peterborough, Nature Conservation Committee.
- Joger U., Lenk, P. 1997: Entnahme und Behandlung von Blutproben für molekulargenetische Untersuchungen in der Feldherpetologie. Mertensiella 7: 329–340.
- Kronshage & Glandt 2014: Wasserfallen für Amphibien. LWL-Museum für Naturkunde, Münster (D).
- Leyse K.E., Lind A.J., Savage W.K., Shaffer H.B., Stephens M.R. 2003: Tissue Collection Protocol for Genetic Research. University of California, Davis.
- Mader D.R., Divers S.J. 2013: Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery.
- Miller H.C. 2006: Cloacal and buccal swabs are a reliable source of DNA for microsatellite genotyping of reptiles. Conservation Genetics 7: 1001–1003.
- Moser A. 1988: Untersuchung einer Population der Kreuzotter (*Vipera berus* L.) mit Hilfe der Radiotelemetrie. Philosophisch-Naturwissenschaftliche Fakultät. Universität Basel, Basel. 155 S.
- Mullin S.J., Seigel R.A. 2009: Snakes : ecology and conservation, Cornell University.
- Pearson & Shine 2002: Expulsion of intraperitoneally-implanted radiotransmitters by Australian Pythons, Herpetological Review, 33 (4): 261–263.
- Pidancier N., Miquel C., Miaud C. 2003: Buccal swabs as a non-destructive tissue sampling method for DNA analysis in amphibians. Herpetological Journal 13 (4): 175–178.
- Fische**
- Adam B., Schürmann M., Schwevers U.I. 2013: Zum Umgang mit aquatischen Organismen. Springer Spektrum.
- Bolland J.D., Cowx I.G., Lucas M.C. 2010: Retention of panjet-applied alcian blue by cyprinids. Journal of Fish Biology 76: 1015–1018.
- Côté I.M., Perrow M.R. 2012: Fish. In: Sutherland, W.J. Editor. Ecological census techniques. A Handbook. Cambridge University Press. 250–277.
- Eckmann R. 2003: Alizarin marking of whitefish, *Coregonus lavaretus* otoliths during egg incubation. Fisheries Management and Ecology 10 (4): 233–239.
- Javahery S. et al. 2012: Effect of anaesthesia with clove oil in fish (review). Fish Physiol. Biochem., 38: 1545–1552.
- Jepsen N., Koed A., Thorstadt E.B., Baras E. 2002: Surgical implantation of telemetry transmitters in fish: how much have we learned? Hydrobiologia, 483: 239–248.

- Junker J., Peter A., Wagner C.E., Mwaiko S., Germann B., Seehausen O., Keller I. 2012: River fragmentation increases localized population genetic structure and enhances asymmetry of dispersal in bullhead (*Cottus gobio*). *Conserve Genet* 13: 545–556.
- Keene J.L. et al. 1998: The efficacy of clove oil as an anaesthetic for rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Aquaculture research* 29: 89–101.
- Meng H. J., Peter A. 2010: Ausbildung in Elektrofischerei. DVD: Eawag/BAFU/Meng.
- Nielsen L.A. 1992: Methods of marking fish and shellfish. American Fisheries Society, Special Publication 23.
- Noga E.J. 2000: Fish Disease: Diagnosis and Treatment. Iowa State University Press, Ames, Iowa. 367 S.
- Ombredane D., Richard A. 1990: Détermination de la zone optimale de prélèvement d'écaillés chez les smolts de truites de mer (*Salmo trutta* L.). *Bull. Fr. Pêche Piscic* 319: 224–238.
- Ostrand K.G. et al. 2012: Long term retention, survival, growth, and physiological indicators of Juvenile Salmonids marked with passive integrated transponder tags. In: McKenzie J. et al. American Fisheries Society Symposium, 76, Bethesda, Maryland: 135–145.
- Peter A. 2013: Techniken der Fischmarkierung. PEAK Anwendungskurs A31/13b. Eawag.
- Peter A., Mettler R., Schölzel N. 2016: Kurzbericht zum Vorprojekt «PIT-Tagging Untersuchungen am Hochrhein – Kraftwerk Rheinfelden». Studie im Auftrag des Bundesamtes für Umwelt: 43 S.
- Reynolds J.A., Kolz A.L. 2012: Electrofishing. In: Zale A.V., Parrish D.L., Sutton T.M., editors. Fisheries techniques, 3rd Edition. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland: 305–361.
- Richard et al. 2013: Effects of passive integrated transponder tagging methods on survival, tag retention and growth of age-0 brown trout. *Fisheries Research* 145 (2013): 37–42.
- Rowley A.F. 1990: Collection, separation and identification of fish leucocytes. In: Stolen J.S., Fletcher T.C., Anderson D.P., Roberson B.S., van Muiswinkel W.B. (Hrsg.): Techniques in Fish Immunology. Fish Immunology Technical Communications No. 1. SOS Publications, Fair Haven, New Jersey, 1990: 113–136.
- Schmalz W. 2010: Untersuchungen zum Fischabstieg und Kontrolle möglicher Fischschäden durch die Wasserkraftschnecke an der Wasserkraftanlage Walkmühle an der Werra in Meiningen. Bericht Thüringer Landesanstalt für Umwelt und Geologie. Jena.
- Snyder D.E. 2003: Electrofishing and its harmful effects on fish. Information and Technology Report USGS/BRD/ITR–2003–000: U.S. Government Printing Office, Denver, CO, 149 p.
- Stuart T.A. 1958: Marking and regeneration of fins. Scottish Home Department, Freshwater and Salmon Fisheries Research, 22: 1–14.
- Summerfelt R.C., Smith L. 1990: Anesthesia, surgery, and related techniques. In C.B. Schreck C.B., Moyle P.B., editors. Methods for fish biology. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 213–272.
- Unfer G. Pinter K. 2013: Marking otoliths of brown trout (*Salmo trutta* L.) embryos with alizarin red S. *J. Appl. Ichthyol.* 29 (2013): 470–473.
- Vander Haegen G., Blankenship L., Knutzen D. 2012: Advances in coded wire tag technology: Meeting changing fish management objectives. American Fisheries Society Symposium 76: 43–62.
- Zehnfusskrebse**
- Bubb D.H., Lucas M.C., Thom T.J., Rycroft P. 2002a: The potential use of PIT telemetry for identifying and tracking crayfish in their natural environment. *Hydrobiologia* 483: 225–230.

- 
- Bubb D.H., Lucas M.C., Thom T.J. 2002b: Winter movements and activity of signal crayfish *Pacifastacus leniusculus* in an upland river, determined by radio telemetry. *Hydrobiologia* 483: 111–119.
- Hirsch P.E., Burkhardt-Holm P., Töpfer I., Fischer P. 2016: Movement patterns and shelter choice of spiny-cheek crayfish (*Orconectes limosus*) in a large lake's littoral zone. *Aquatic Invasions* 11: 1–11.
- Holdich D.M., Peay S., Foster J., Hiley P.D., Brickland J.H. 2006: Studies on the white-clawed crayfish (*Austropotamobius pallipes*) associated with muddy habitats. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* 380–381: 1055–1078.
- Jussila J. et al. 2013: A simple and efficient cooling method for post-harvest transport of the commercial crayfish catch. *Freshwater Crayfish*, 19, Issue 1: 15–19.
- Lewbart, Mosley 2012: Clinical anesthesia and analgesia in invertebrates. *Journal of Exotic Pet Medicine*, Volume 21, Issue 1: 59–70.
- Neil D. 2010: The effect of the CrustaStun on nerve activity in crabs and lobsters. *Proj. Report. Univ. Glas. Glas. UK*: 19.
- Neil D., Thompson J. 2012: The stress induced by the CrustaStun<sup>TM</sup> process in two commercially important decapod crustaceans: the edible brown *Cancer pagurus* and the European lobster *Homarus gammarus*. *Proj. Report. Univ. Glas. Glas. UK*: 11 S.
- PIRSA Primary Industries and Regions SA 2015: Permitted devices by the Government of South Australia. [http://pir.sa.gov.au/fishing/fishing\\_gear/permitted\\_devices](http://pir.sa.gov.au/fishing/fishing_gear/permitted_devices)
- Policar T., Kozák P. 2005: Comparison of Trap and Baited Stick Catch Efficiency for Noble Crayfish (*Astacus Astacus* L.) in the Course of the Growing Season. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture* (376–377): 675–86.
- Ramalho R.O., McClain W.R., Anastácio P.M. 2010: An effective and simple method of temporarily marking crayfish. *Freshwater Crayfish* 17: 57–60.
- Vorburger C., Rhyner N., Hartikainen H., Jokela J. 2014: A set of new and cross-amplifying microsatellite loci for conservation genetics of the endangered stone crayfish (*Austropotamobius torrentium*). *Conserv. Genet. Resour.* 6: 629–631.