

Capture, marquage et prélèvement d'échantillons sur des animaux sauvages

Aide à l'exécution pour la surveillance des populations et le contrôle d'efficacité



Schweizerische Eidgenossenschaft
Confédération suisse
Confederazione Svizzera
Confederaziun svizra

Office fédéral de l'environnement OFEV

Office fédéral de la sécurité alimentaire
et des affaires vétérinaires OSAV

Capture, marquage et prélèvement d'échantillons sur des animaux sauvages

Aide à l'exécution pour la surveillance des populations et le contrôle d'efficacité

Impressum

Valeur juridique

La présente publication est une aide à l'exécution élaborée par l'OFEV et l'OSAV en tant qu'autorités de surveillance. Destinée en premier lieu aux autorités cantonales d'exécution, elle concrétise les exigences du droit fédéral de l'environnement (notions juridiques indéterminées, portée et exercice du pouvoir d'appréciation) et favorise ainsi une application uniforme de la législation. Si les autorités d'exécution en tiennent compte, elles peuvent partir du principe que leurs décisions seront conformes au droit fédéral. D'autres solutions sont aussi licites pour autant qu'elles expliquent clairement la nécessité d'une divergence avec la présente aide à l'exécution et qu'elles respectent les prescriptions en matière de protection des espèces et des animaux.

Éditeurs

Office fédéral de l'environnement (OFEV)

Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV)

Auteur et chef de projet

Thomas Gerner, section Faune sauvage et biodiversité en forêt, OFEV

Groupe d'accompagnement à l'OFEV

Francis Cordillot, section Espèces et milieux naturels
Daniel Hefti, section Milieux aquatiques

Groupe d'accompagnement à l'OSAV

Heinrich Binder, chef du secteur Expérimentation animale
Ingrid Kohler, secteur Expérimentation animale

Groupe d'accompagnement au niveau des cantons

Mirjam Ballmer, Conférence des services de la faune, de la chasse et de la pêche; Doris Bürgi Tschan, vétérinaire cantonale, canton de Soleure; Jörg Gemsch, Conférence des délégués à la protection de la nature et du paysage; Regula Vogel, vétérinaire cantonale, canton de Zurich

Expert/es ayant collaboré à l'élaboration de la liste des méthodes

Elias Bader, Centre de Coordination est pour la protection des chauves-souris (KOF), Zurich; Thomas Briner, Naturmuseum Solothurn; Claude Fischer, Haute école du paysage, d'ingénierie et d'architecture de Genève (hepia); Nicole Imesch, Société suisse de biologie de la faune (SSBF), Zurich; Lukas Jenni, Station

ornithologique suisse, Sempach; Marie-Pierre Ryser, Centre pour la médecine des poissons et des animaux sauvages (FIWI), Berne; Benedikt Schmidt, Centre suisse de coordination pour la protection des amphibiens et reptiles de Suisse (karch), Neuchâtel; Claudio Signer, Haute école des sciences appliquées de Zurich (ZHAW), Wädenswil; Armin Peter, fish consulting, Olten; Thomas Wahli, Centre pour la médecine des poissons et des animaux sauvages (FIWI), Berne; Manuela von Arx, association KORA, Berne; Armin Zenker, Haute école spécialisée du nord-ouest de la Suisse (FHNW), Muttenz

Autres spécialistes impliqués, par groupes d'espèces

Petits mammifères: Jürg-Paul Müller, Peter Wandeler; *chiroptères*: Hubert Krättli, Manuel Ruedi; *castors*: Christof Angst; *grands carnivores*: Urs Breitenmoser, Andreas Ryser, Fridolin Zimmermann, Mirjam Pewsner; *autres carnivores*: Fabio Bontadina, Sandra Gloor, Darius Weber, Irene Weinberger; *artiodactyles*: Mark Struch, Christian Willisch; *oiseaux*: Jan von Rönn; *reptiles*: Sylvain Ursenbacher; *spécialiste couvrant tous les groupes d'espèces*: Iris Marti.

Référence bibliographique

Gerner T. 2018: Capture, marquage et prélèvement d'échantillons sur des animaux sauvages. Aide à l'exécution relative à la surveillance des populations et au contrôle d'efficacité. Office fédéral de l'environnement, Berne. L'environnement pratique n° 1829: 52 p.

Traduction

Service linguistique de l'OFEV

Mise en page

Cavelti AG, Marken. Digital und gedruckt, Gossau

Photo de couverture

Libération d'une musaraigne musette après sa capture dans le cadre d'un suivi de petits mammifères.

© Martina Reifler-Bächtiger

Téléchargement au format PDF

www.bafu.admin.ch/uv-1829-f

(il n'est pas possible de commander une version imprimée)

Cette publication est également disponible en allemand et en italien. La langue originale est l'allemand. © OFEV 2018

Table des matières

Abstracts	5
------------------	----------

Préface	6
----------------	----------

1 Mandat et champ d'application	7
1.1 Contexte	7
1.2 Champ d'application et définition de l'objectif	7

2 Bases légales	8
2.1 Législation sur la protection des animaux	8
2.2 Législation sur la chasse	8
2.3 Législation sur la pêche	8
2.4 Législation sur la protection de la nature et du paysage	9

3 Les trois piliers d'une approche respectueuse de la protection des animaux	10
---	-----------

4 Principes éthiques et autres principes applicables à la planification, à l'exécution et à l'évaluation de projets	11
--	-----------

5 Méthodes reconnues	13
5.1 Contenu de la liste en annexe	13
5.2 Interventions causant des douleurs	13
5.3 Administration de substances narcotiques	13

6 Formation initiale et continue	15
---	-----------

7 Autorisation et contrôle	16
-----------------------------------	-----------

8 Annexe	17
8.1 Liste des méthodes reconnues	17
8.2 Services compétents en matière d'information et d'autorisation	44
8.3 Bibliographie	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.

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.

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.

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

Mots-clés :

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

Stichwörter:

Wildtiermanagement, Fang, Markierung, Probenentnahme, Tierschutz

Parole chiave:

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

Préface

La révision de la loi fédérale sur la protection des animaux, entrée en vigueur en 2008, a permis d'ancrer la protection de la dignité animale dans la législation. Ce principe de dignité attribue une valeur propre aux animaux, dont il faut tenir compte lors de toute manipulation. Cette protection, qui vise à garantir le bien-être des animaux et à leur éviter des douleurs et dommages injustifiés, va bien au-delà des exigences fixées jusqu'alors dans la législation en la matière.

La capture et la manipulation d'animaux sauvages sont des interventions complexes en raison notamment de facteurs environnementaux difficilement contrôlables (contrairement aux expériences menées sur des animaux en captivité). De plus, les animaux sauvages sont très craintifs à l'égard de l'homme. Il importe donc de prendre de nombreuses précautions afin de garantir leur bien-être. La présente aide à l'exécution met l'accent sur les méthodes reconnues dans le domaine de la biologie et fondées sur les connaissances les plus récentes pour ce qui est de la capture, de l'immobilisation et du marquage des animaux sauvages ainsi que des prélèvements d'échantillons. Par ailleurs, elle crée les bases nécessaires à la planification et à la mise en œuvre de projets impliquant des animaux sauvages et se penche également sur les compétences à acquérir en matière de formation initiale et continue.

La présente aide à l'exécution apporte ainsi une contribution essentielle concernant la manipulation précautionneuse et responsable d'animaux sauvages.

Hans Romang
Chef de la division Espèces,
écosystèmes, paysages
Office fédéral de l'environnement (OFEV)

Kaspar Jörger
Chef de la division Protection
des animaux
Office fédéral de la sécurité alimentaire
et des affaires vétérinaires (OSAV)

1 Mandat et champ d'application

1.1 Contexte

Les mesures de protection des espèces et de gestion de la faune sauvage ont pour but premier de conserver, de valoriser ou de 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. La capture et le marquage des animaux sauvages jouent notamment un rôle déterminant dans le travail de protection de la nature (p. ex. baguage des oiseaux, suivi des espèces prioritaires au niveau national), dans la valorisation des espèces protégées (p. ex. batraciens) et dans la gestion cantonale des ongulés (p. ex. marquage des cerfs élaphe). Parce qu'il est particulièrement important que les méthodes employées pour la capture, l'immobilisation et le marquage des animaux sauvages vivant dans la nature ainsi que pour les prélèvements d'échantillons soient parfaitement appropriées, celles décrites dans la présente aide à l'exécution sont des méthodes reconnues dans le domaine de la biologie de la faune sauvage et fondées sur les connaissances les plus actuelles. La liste des méthodes reconnues, qui figure en annexe, doit notamment être actualisée de manière périodique.

1.2 Champ d'application et définition de l'objectif

La présente aide à l'exécution se base, d'une part, sur l'art. 2, al. 2^{ter}, de l'ordonnance du 29 février 1988 sur la chasse (OChP; RS 922.01), selon lequel l'Office fédéral de l'environnement (OFEV) peut édicter des directives pour l'utilisation de moyens et de méthodes et, d'autre part, sur l'art. 11, al. 2, de l'ordonnance du 24 novembre 1993 relative à la loi fédérale sur la pêche (OLF; RS 923.01), selon lequel l'OFEV publie, d'entente avec l'Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV), des directives relatives aux méthodes de marquage qui ne sont pas soumises au régime de l'autorisation selon l'art. 18 de la loi fédérale du 16 décembre 2005 sur la protection des animaux (LPA; RS 455). Elle concerne la

manière de traiter les animaux sauvages vivant dans la nature lors des interventions de capture, de marquage et de prélèvement réalisées dans le cadre de projets de surveillance des populations et pour des contrôles d'efficacité, ce traitement devant être responsable et conforme aux règles de la protection des animaux.

Le présent document doit être considéré comme une **aide à l'évaluation dans le cadre des autorisations** que délivrent l'OFEV et les services cantonaux désignés compétents par la législation en vigueur. La liste des méthodes reconnues sert de **référence pour les questions de protection des animaux** dont il faut tenir compte lors de l'emploi de méthodes de terrain; elle répond aux questions suivantes :

- Quels sont les principes éthiques à appliquer ?
- Quelles sont les méthodes à employer compte tenu de l'état actuel des connaissances ?
- Quelles sont les exigences relatives à l'emploi de ces méthodes ?

Cette aide à l'exécution englobe des animaux sauvages provenant de divers groupes d'espèces, qui sont, partant, très différents les uns des autres du point de vue anatomique et physiologique. Il est important de tenir compte de ces différences dans le cadre de l'évaluation des demandes. L'objectif est une approche de la faune sauvage par des personnes spécialisées et conscientes de leurs responsabilités, qui veillent à ne pas causer aux animaux des douleurs, des maux, des angoisses ou des dommages injustifiés et à ne pas porter atteinte à leur dignité.

La présente aide à l'exécution est en adéquation avec la fiche technique relative à l'expérimentation animale intitulée « Informations techniques expérimentation animale. Autorisation de pratiquer des expériences sur animaux pour procéder à des examens, des recensements et des projets de recherche concernant les animaux vivant à l'état sauvage 4.03 ».

2 Bases légales

2.1 Législation sur la protection des animaux

La LPA s'applique aux vertébrés. L'ordonnance du 23 avril 2008 sur la protection des animaux (OPAn; RS 455.1) étend le champ d'application de la loi aux céphalopodes et aux décapodes marcheurs (art. 1 OPAn). L'exécution de la LPA est transférée aux services cantonaux spécialisés dans la protection des animaux, qui sont placés sous la responsabilité du ou de la vétérinaire cantonal/e (art. 33 LPA).

En 2008, la LPA révisée a inscrit dans la loi la protection de la dignité animale (art. 3, let. a, LPA) et admis l'atteinte à la dignité animale comme un mauvais traitement puni d'une peine (art. 26 LPA). Il y a atteinte à la dignité d'un animal lorsque la contrainte qui lui est imposée ne peut pas être mise en balance avec d'autres intérêts dignes de protection, autrement dit lorsqu'elle ne peut pas être justifiée. Il y a contrainte lorsque des douleurs, des maux ou des dommages sont causés à l'animal, lorsqu'il est mis dans un état d'anxiété ou avili, lorsqu'il est instrumentalisé de manière excessive ou encore lorsqu'on lui fait subir des interventions modifiant profondément son phénotype ou ses capacités (art. 3, let. a, LPA). Personne ne doit, de façon injustifiée, causer à des animaux des douleurs, des maux ou des dommages, les mettre dans un état d'anxiété ou porter atteinte à leur dignité d'une autre manière (art. 4, al. 2, LPA). Les interventions causant des douleurs aux animaux sont particulièrement réglementées (art. 16 LPA et art. 15 OPAn), de même que l'utilisation de substances permettant la capture d'animaux sauvages (art. 88 OPAn) (lire aussi les points 5.2 et 5.3).

2.2 Législation sur la chasse

La loi du 20 juin 1986 sur la chasse et la protection des mammifères et oiseaux sauvages (LChP; RS 922.0) vise notamment la conservation de la diversité des espèces et celle des biotopes des mammifères et oiseaux indigènes et migrateurs vivant à l'état sauvage (art. 1, al. 1, let. a, LChP) ainsi que la préservation des espèces animales menacées (art. 1, al. 1, let. b, LChP). Elle règle la manière

de traiter les oiseaux, les carnivores, les artiodactyles et les lagomorphes, ainsi que le castor, la marmotte et l'écureuil (en définissant notamment les espèces pouvant être chassées, les périodes de protection et les moyens et engins de chasse dont l'usage est prohibé). Les autres espèces de mammifères relèvent de la législation sur la protection de la nature et du paysage.

Afin de soutenir la recherche scientifique et le recensement des populations, l'OFEV peut déroger aux dispositions de la LChP concernant les animaux protégés; les dérogations qui ont trait aux animaux pouvant être chassés sont quant à elles du ressort des cantons (art. 14, al. 3, LChP). L'OChP précise par ailleurs que l'OFEV peut autoriser, à des fins de recherches scientifiques et de marquage, le recours à des moyens et engins de chasse dont l'usage est prohibé (art. 3, al. 3, OChP).

L'art. 13 OChP détaille les conditions d'autorisation relatives au marquage des animaux sauvages, aux méthodes employées à cette fin et aux annonces requises dans ce domaine. L'OFEV désigne les organes qui coordonnent les campagnes de marquage. Tous les animaux marqués et relâchés doivent être annoncés aux organes de coordination.

2.3 Législation sur la pêche

La loi fédérale du 21 juin 1991 sur la pêche (LFSP; RS 923.0) a notamment pour but de préserver ou d'accroître la diversité naturelle et l'abondance des espèces indigènes de poissons et d'écrevisses ainsi que de protéger, d'améliorer ou, si possible, de reconstituer leurs biotopes (art. 1, al. 1, let. a, LFSP) et de protéger les espèces et les races de poissons et d'écrevisses menacées (art. 1, al. 1, let. b, LFSP). Elle règle la protection et l'utilisation des poissons et des écrevisses (en fixant notamment la durée des périodes de protection et la longueur minimale des poissons et des écrevisses qui peuvent être capturés) ainsi que la protection de leurs biotopes.

Les cantons effectuent des relevés relatifs à la composition des cheptels de poissons et d'écrevisses et en communiquent les résultats à l'OFEV chaque année en vertu des art. 11 LFSP et art. 10 de l'OLFP. Conformément à l'art. 3 OLFP, les cantons peuvent exécuter ou faire exécuter des captures particulières, notamment pour la pêche avant des interventions techniques dans les eaux, la lutte contre les maladies, la récolte du frai, la pêche dans les ruisseaux d'élevage ou l'établissement de relevés piscicoles. L'art. 11 OLFP précise que les cantons doivent communiquer à l'OFEV diverses informations avant d'effectuer des marquages de poissons ou d'écrevisses destinés à des relevés piscicoles, notamment le but du marquage, le type de marquage, le nombre d'animaux à marquer et le mode d'exploitation des données. Les appareils de pêche électriques ne doivent être utilisés qu'avec du courant continu, dont l'ondulation résiduelle par rapport à la tension arithmétique moyenne (ripple) ne dépasse pas le seuil de 10 % (art. 11, al. 3, OLFP).

à l'endroit prévu et correspondent à un intérêt prépondérant (art. 20, al. 3, OPN). En vertu de l'art. 27, al. 2, let. a, OPN, les autorités cantonales sont tenues d'informer l'OFEV des exceptions relatives aux dispositions de la protection des espèces qu'elles autorisent pour la recherche et à des fins connexes.

2.4 Législation sur la protection de la nature et du paysage

La loi fédérale du 1^{er} juillet 1966 sur la protection de la nature et du paysage (LPN; RS 451) a notamment pour but de protéger la faune et la flore indigènes (art. 1, let. d, LPN). L'ordonnance sur la protection de la nature et du paysage (OPN; RS 451.1) précise que la diversité biologique doit faire l'objet d'une surveillance (art. 27a OPN). Sont concernées par la législation sur la protection de la nature et du paysage toutes les espèces animales qui ne relèvent ni de la LChP, ni de la LFSP. En application de l'annexe 3 OPN, les vertébrés à protéger sont tous les batraciens, tous les reptiles, toutes les chauves-souris et quelques insectivores et rongeurs. D'autres espèces à protéger au niveau cantonal sont citées à l'annexe 4 OPN (p. ex. le hérisson, la musaraigne et le loir).

L'autorité cantonale compétente peut, à des fins scientifiques, pédagogiques ou thérapeutiques et sur des territoires déterminés, autoriser des exceptions pour la capture d'animaux protégés (art. 22 LPN). Elle peut également accorder des autorisations de capture pour des mesures qui servent à maintenir la diversité biologique ou pour des atteintes d'ordre technique qui s'imposent

3 Les trois piliers d'une approche respectueuse de la protection des animaux

La capture et la manipulation d'animaux sauvages constituent des interventions complexes en raison notamment des facteurs environnementaux difficilement contrôlables (contrairement aux expériences menées sur des animaux en captivité). À cette complexité s'ajoute le fait que les animaux sauvages sont très craintifs à l'égard de l'homme. De telles interventions doivent donc être justifiées et accompagnées de multiples précautions garantissant le bien-être des animaux concernés. Toute intervention (de capture ou autre) sur un animal sauvage doit veiller, en priorité, à ce que celui-ci soit traité avec respect et ne subisse aucun stress inutile. Les douleurs, les dommages, les maux et les angoisses doivent lui être évités dans toute la mesure du possible. Si la prudence est de mise, c'est également pour garantir la bonne exécution des projets de gestion des espèces qui visent à observer le comportement naturel des animaux vivant en liberté. Car seule cette prudence peut assurer que les animaux ne seront pas dérangés dans leur comportement naturel et que les données collectées seront donc fiables. La responsabilité des intervenants comprend la planification de l'intervention, le contact direct avec l'animal, la consignation des données (procès-verbal) et l'établissement du rapport.

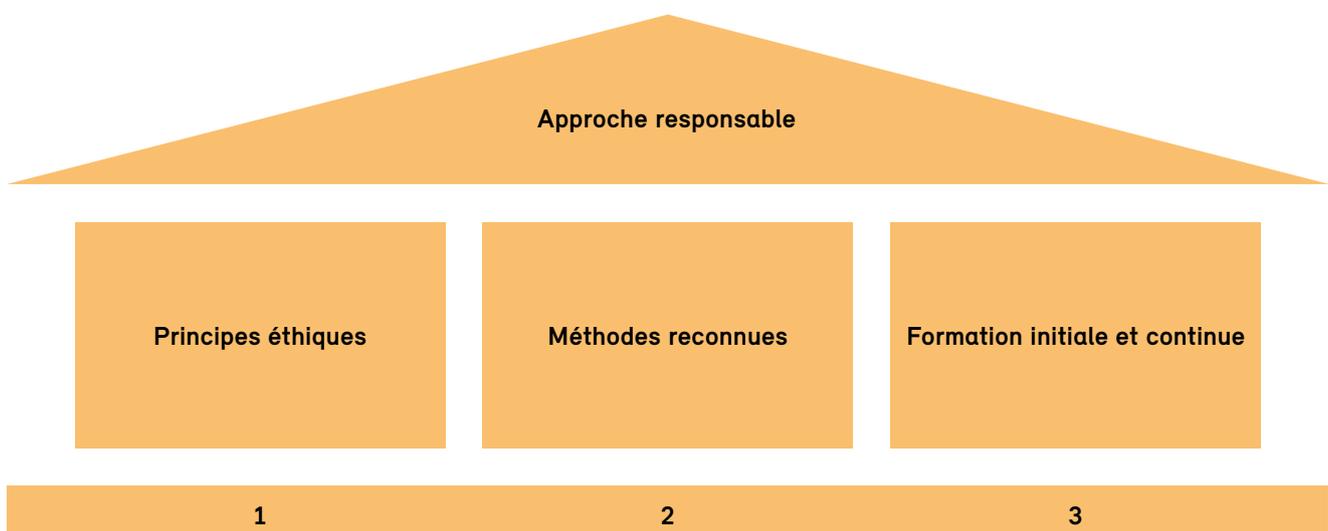
La documentation d'une intervention est précieuse en ce qu'elle permet d'évaluer l'efficacité du travail réalisé et fournit des indications sur de possibles améliorations.

La capture, le marquage ou le prélèvement de sang ou de tissu peut également avoir des effets délétères différés sur les chances de survie ou de reproduction de l'animal. Il convient par ailleurs de prendre en considération la structure sociale et le comportement de l'espèce étudiée, par exemple la dépendance des juvéniles aux soins maternels. Intervenir dans un nid d'oiseau peut ainsi avoir un impact négatif sur la couvée.

Tous ces éléments font que le contact avec les animaux sauvages pose des exigences particulières. Pour que la faune sauvage soit traitée avec ménagement et de manière responsable, il convient d'appliquer des principes éthiques, d'employer des méthodes reconnues ayant fait leurs preuves et de garantir la formation initiale et continue des intervenants. Les services spécialisés (mandants) et les mandataires assument la responsabilité d'une réalisation de projet conforme aux règles de la protection des animaux.

Figure 1

Les trois piliers d'une approche responsable de la faune sauvage et conforme aux règles de la protection des animaux



4 Principes éthiques et autres principes applicables à la planification, à l'exécution et à l'évaluation de projets

La législation sur la protection des animaux comporte plusieurs dispositions concernant le traitement de ces derniers. La capture et la manipulation d'animaux doivent être planifiées et exécutées de manière à imposer le moins de contraintes possible aux individus concernés (art. 3, let. a, LPA). Les principes concrets suivants doivent être observés en matière de planification, d'exécution et d'évaluation de projets.

Planification

- Le bénéfice à attendre d'une recherche doit être soigneusement mis en balance avec ses possibles effets délétères sur les animaux manipulés.
- Le plus petit nombre d'animaux utiles à l'obtention de résultats probants doit être évalué dès le début du projet. Ce calcul initial réduit le nombre d'animaux utilisés.
- La priorité doit être donnée au bien-être des animaux à capturer ainsi qu'à la sécurité de l'équipe en charge des captures (p. ex. sur les terrains accidentés). Les facteurs pouvant faire la différence entre la réussite et l'échec du projet doivent être étudiés avec précision.
- Les conditions dans lesquelles le bien-être des animaux et la sécurité des équipes ne sont plus garantis (p. ex. intempéries, températures extrêmes, danger d'avalanche) doivent être discutées à l'avance et définies si besoin comme des critères d'arrêt.
- L'emploi des méthodes présentées en annexe a permis d'acquérir de multiples expériences. Avant de recourir à l'une de ces méthodes, il est recommandé de consulter d'autres personnes l'ayant déjà expérimentée.
- Des conditions-cadres doivent être fixées pour le cas d'application concrètement choisi. Elles doivent notamment répondre aux questions suivantes : combien de temps l'animal va-t-il rester dans le piège ? Comment sera surveillé le piège (p. ex. émetteur, caméra) et à quelle fréquence sera-t-il relevé ? Quels individus peut-on capturer (p. ex. femelles gestantes, limite de poids) ? Que faire des animaux capturés par erreur

(p. ex. individus d'une autre espèce) ? Quelles sont les complications possibles et comment y faire face ?

- Les autorisations nécessaires doivent être demandées et obtenues avant la phase d'exécution.
- Un responsable doit être désigné pour chaque projet. Les intervenants doivent avoir reçu la formation requise et disposer de l'expérience nécessaire.

Choix de la méthode

- Il convient de privilégier les méthodes qui permettent d'obtenir des réponses aux questions posées sans manipuler aucun animal. Les services compétents visés à l'annexe 8.2 fournissent des informations sur les alternatives à la capture, au marquage et au prélèvement d'échantillons.
- Reconnues pour avoir fait leurs preuves dans le domaine de la biologie de la faune sauvage, les méthodes présentées à l'annexe 8.1 sont celles qu'il convient d'employer pour la capture, l'immobilisation, le marquage et le prélèvement d'échantillons.
- Lorsque deux méthodes se valent, il faut toujours choisir celle dont on sait, par expérience, qu'elle fait subir le moins de contraintes aux animaux dans les circonstances données.
- À propriétés égales, il faut privilégier les méthodes de capture sélective afin d'éviter les prises involontaires (p. ex. individus d'une autre espèce ou juvéniles de l'espèce cible).
- Des précautions spéciales doivent être prises en cas d'intervention chirurgicale (douleurs et risque d'infection) et pour les méthodes présentant un risque accru de blessure.

Exécution

- Les animaux manipulés doivent toujours être remis en liberté le plus vite possible.
- Les animaux capturés doivent faire l'objet d'une étroite surveillance basée sur des indicateurs éthologiques et/ou physiologiques.
- La tentative de capture doit être interrompue si elle augmente le risque de blessure ou d'accident pour l'animal ou pour l'homme de manière excessive.
- Les précautions nécessaires doivent être prises pour permettre au besoin la mise à mort d'urgence d'un animal. Les indications en faveur d'une mise à mort d'urgence sont l'existence de blessures graves, la perspective de douleurs ou de maux graves ou durables et la probabilité élevée que l'animal meurt avant d'avoir recouvré un bon état de santé général.
- Les effets négatifs sur les milieux naturels, en particulier la destruction de nids, de terriers ou de frayères, doivent être évités.
- Des mesures appropriées doivent être prises en matière de biosécurité afin d'éviter tout risque de transmission de maladies (aphanomyose, p. ex.) ou de néozoaires (gobies de la mer Noire, p. ex.).

Procès-verbal et rapport

- La documentation des interventions est utile pour évaluer l'efficacité du travail réalisé et pour améliorer constamment les méthodes de manière à réduire le stress ou d'autres contraintes.
- Afin de pouvoir améliorer ultérieurement les méthodes employées, il est important d'établir et de documenter, le cas échéant, la cause de la mort d'un animal (p. ex. par le biais d'un examen pathologique).
- Outre le rapport à transmettre obligatoirement à l'autorité qui a autorisé le projet, les expériences tant positives que négatives doivent être échangées avec d'autres spécialistes (p. ex. résultats non significatifs, difficultés liées à l'utilisation de la méthode, cas de mortalité, etc.).

5 Méthodes reconnues

L'observation et l'étude des animaux sauvages dans leur habitat constituent une tâche ardue. Les nombreuses méthodes développées au fil des années se répartissent globalement en deux catégories: les méthodes sans manipulation animale (p.ex. analyse des excréments pour des recherches génétiques, poursuite de traces, méthodes photographiques) et les méthodes avec capture et manipulation (p.ex. pose d'un émetteur, prélèvement d'échantillons de tissu).

5.1 Contenu de la liste en annexe

La présente aide à l'exécution se limite à des méthodes de gestion des espèces reconnues scientifiquement dont l'emploi inclut la manipulation d'animaux sauvages. Les méthodes de capture, d'immobilisation, de marquage et de prélèvement répertoriées à l'annexe 8.1 sont des méthodes éprouvées qui correspondent à l'état actuel des connaissances et du développement technologique. La liste fournit les informations suivantes :

- méthodes de capture, d'immobilisation, de marquage et de prélèvement classées par groupes d'espèces ;
- brève description des méthodes ;
- exigences ou précautions particulières ;
- indications bibliographiques relatives aux modes opératoires standardisés détaillés (standard operating procedures, SOP).

5.2 Interventions causant des douleurs

Les interventions causant des douleurs ne peuvent être pratiquées que sous anesthésie générale ou locale par une personne compétente¹ (art. 16 LPA). Les dérogations à l'obligation d'anesthésier sont prévues à l'art. 15, al. 2, OPAn ; elles incluent le marquage d'animaux sans anesthésie préalable par une personne compétente, excepté le marquage des poissons. Pour d'autres interventions, il est possible de déroger à l'obligation d'anesthésier si

1 Par personne compétente, on entend toute personne qui a acquis, sous la direction et la surveillance d'un professionnel, les connaissances théoriques et l'expérience nécessaires pour pratiquer une intervention et qui l'effectue régulièrement (art. 15, al. 3, OPAn).

le vétérinaire juge que l'anesthésie n'est pas indiquée ou qu'elle n'est pas réalisable pour des raisons médicales (art. 15, al. 1, OPAn).

5.3 Administration de substances narcotiques

L'administration de substances à effet narcotique est toujours une contrainte pour l'organisme ; elle provoque une situation de stress (manipulation d'un animal sauvage) qui rend le dosage difficile et peut conduire à la mort de l'animal. Elle requiert des qualifications particulières (pharmacologie) et pose des exigences spéciales au niveau de l'exécution (surveillance de la narcose). En conséquence, les avantages et les inconvénients d'une narcose doivent toujours être pesés minutieusement et comparés avec d'autres méthodes d'immobilisation.

L'administration de substances à effet narcotique est strictement réglementée par les législations sur les produits thérapeutiques, sur la protection des animaux et sur la chasse. Les substances permettant la capture d'animaux sauvages doivent être utilisées conformément aux instructions émises par le vétérinaire (art. 88, al. 1, OPAn). Le vétérinaire doit apposer une étiquette supplémentaire sur les médicaments vétérinaires qu'il prescrit et établir, pour ces médicaments, des instructions d'utilisation (art. 4 et 5 de l'ordonnance du 18 août 2004 sur les médicaments vétérinaires; RS 812.212.27). L'utilisation et la prescription de médicaments vétérinaires sont des actes à consigner. Il existe des règles particulièrement strictes pour l'utilisation de stupéfiants² au sens de la législation sur les produits thérapeutiques. Seuls les vétérinaires sont habilités à en prescrire (art. 24, al. 1, let. b, de la loi du 15 décembre 2000 sur les produits thérapeutiques; RS 812.21).

Le recours à des techniques d'immobilisation requiert des compétences expertes, notamment des connaissances

2 Les substances utilisées en Suisse à des fins d'immobilisation chimique ne sont pas répertoriées en tant que stupéfiants dans l'ordonnance du DFI sur les tableaux des stupéfiants, des substances psychotropes, des précurseurs et des adjuvants chimiques (OTStup-DFI; RS 812.121.11). La plupart sont considérées comme des médicaments vétérinaires soumis à ordonnance, appartenant aux catégories de remise A et B.

appropriées sur la balistique des projectiles d'injection, le comportement spécifique des animaux au cours de leur immobilisation, les zones d'injection, les effets et les dangers des médicaments utilisés et les mesures requises pour prendre soin de l'animal immobilisé ou en cas d'incident. Les animaux sous narcose subissent une variation de leurs conditions physiologiques, dont il faut tenir compte (p. ex. paupières ouvertes, moindre motricité de la panse, limitation de la thermorégulation). L'équipement comprend, outre le matériel de soin ordinairement requis pour un animal anesthésié, le matériel permettant de réagir en cas d'incident. La surveillance de la narcose et sa documentation revêtent une importance particulière.

Le choix du narcotique, de l'antidote et du sédatif, ainsi que leur mode d'administration, se fait par le vétérinaire en tenant compte des dernières évolutions de la recherche. À propriétés égales, les narcotiques dont l'action peut être contrée par un antidote doivent être préférés aux narcotiques non réversibles. Parce que les groupes d'espèces et les espèces réagissent très différemment les uns des autres, les méthodes possibles sont certes répertoriées dans le présent document, mais sans aucune indication précise de dosage ou autre indication détaillée. Pour obtenir de telles indications, il est possible de consulter les ouvrages spécialisés cités en annexe ou de contacter les services compétents répertoriés en annexe également.

6 Formation initiale et continue

Afin de traiter les animaux avec ménagement, les spécialistes qui les manipulent ou pratiquent sur eux des interventions doivent disposer de connaissances approfondies sur leurs besoins et leurs particularités biologiques, acquises dans le cadre d'une formation initiale et continue. Les animaux sauvages se divisent en plusieurs groupes d'espèces, qui diffèrent les uns des autres sous de nombreux aspects (taille, besoins environnementaux, comportement de fuite, etc.). Il est donc important de suivre des cours en rapport avec le groupe d'espèces à manipuler.

Les personnes chargées de l'exécution des projets de gestion (les intervenants) doivent pouvoir attester qu'elles disposent de connaissances spécialisées sur la biologie des animaux manipulés, sur les exigences légales en vigueur et sur les règles de protection des animaux à respecter lors de la mise en œuvre de mesures de gestion. Les connaissances requises s'acquièrent dans les cours de formation proposés par les organisations spécialisées dans les différents groupes d'espèces. Les exigences en matière de formation initiale et continue varient selon que la personne impliquée dans le projet de gestion appartient à l'une ou l'autre de ces trois catégories : responsable de projet, intervenant, assistant. Outre la formation, l'expérience pratique revêt une importance particulière dans le sens où les contraintes imposées aux animaux dépendent essentiellement de la minutie et de l'expérience des intervenants.

Conformément à la législation sur la protection des animaux (art. 16 LPA et art. 15 OPAn), les interventions causant des douleurs ne peuvent être pratiquées que par des personnes compétentes. Par personne compétente, on entend toute personne qui a acquis sous la direction et la surveillance d'un professionnel les connaissances théoriques et l'expérience nécessaires pour pratiquer une intervention et qui l'effectue régulièrement (art. 15, al. 3, OPAn).

7 Autorisation et contrôle

Les autorisations de capture, de marquage et de prélèvement d'échantillons sur des animaux sauvages doivent tenir compte des dispositions de la législation correspondante (cf. chap. 2). Eu égard aux différentes procédures d'autorisation, il est recommandé de prendre contact à temps avec les services cantonaux compétents pour les groupes d'espèces en question. Tous les projets doivent être accessibles à des fins de contrôle. Les personnes responsables des captures, des marquages et des prélèvements d'échantillons font rapport de leurs activités à l'autorité compétente, selon les termes prescrits par la législation applicable (cf. chap. 2). Les autorités cantonales compétentes transmettent les rapports aux offices fédéraux compétents dans le cadre de la législation en vigueur. L'OFEV et l'OSAV échangent chaque année leurs bases de données sur le marquage des animaux sauvages.

8 Annexe

8.1 Liste des méthodes reconnues³

Mammifères Rongeurs (Rodentia) et insectivores (Insectivora)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
MR-01	Piège à fosse	Pour les insectivores et les arvicolinés : enterrer dans le sol un pot ouvert sur sa partie supérieure, dans lequel des animaux peuvent tomber par inattention.	<ul style="list-style-type: none"> Relever le piège 4 fois par jour au minimum. Déposer dans le piège suffisamment de nourriture et de matériel pouvant servir de cachette. Protéger le piège contre l'ensoleillement direct et les précipitations. 	Barnett & Dutton 1995
MR-02	Cage-piège	Les petits mammifères sont attirés dans une cage-piège au moyen d'un appât (type de piège le plus couramment utilisé : piège métallique Longworth avec tunnel d'entrée). La capture n'est pas sélective.	<ul style="list-style-type: none"> Relever le piège 2 fois par jour au minimum. Déposer dans le piège suffisamment de nourriture (grains, viande), de liquide (pomme, coton imbibé d'eau) et de matériel de nidification (foin, paille). Protéger le piège contre l'ensoleillement direct et les précipitations. 	Barnett & Dutton 1995 ; CSCF 2012 ; García-Navas et al. 2015
MR-03	Capture à la main	Pour le hérisson : attraper délicatement l'animal à mains nues ou avec des gants ; n'utiliser aucun autre accessoire.	<ul style="list-style-type: none"> Relâcher l'animal le plus vite possible ou le confiner rapidement dans un endroit approprié, seul dans une boîte (surface au sol d'au moins 1 m²). 	Frei et al. 2017
MR-04	Cage-piège	Pour le castor : installer une cage-piège avec deux entrées et une palette de déclenchement au milieu.	<ul style="list-style-type: none"> Relever le piège 2 fois par jour au minimum (le matin, au plus tard 1 h après le lever du soleil, et le soir). Intensifier les contrôles en hiver quand les températures sont basses. 	Schwab 2014 ; Campbell-Palmer & Rosell 2013
Immobilisation				
MR-05	Immobilisation mécanique	Transférer le petit mammifère (insectivore et rongeur) de la cage-piège à un grand sac en plastique transparent. Un gant rigide permet d'attraper l'animal de manière délicate.	<ul style="list-style-type: none"> Placer la main de manière à envelopper la tête de l'animal et à couvrir ses yeux. Il est également possible de le saisir au niveau de la nuque. Immobiliser l'animal peu de temps. 	Wirthner-Bitterlin et al. 2016
MR-06	Narcose	Immobilisation de petits mammifères (insectivores et rongeurs) par l'application d'un tampon de coton imbibé d'un anesthésique (éther diéthylique, halothane, isoflurane, p. ex.).	<ul style="list-style-type: none"> Surveiller le comportement de l'animal à travers le sac en plastique transparent. Méthode à utiliser uniquement pour poser une puce ou prélever des échantillons sur un animal dont l'immobilisation mécanique est difficile. Utiliser de faibles dosages afin que les animaux récupèrent rapidement. 	García-Navas et al. 2015 ; Sikes et al. 2016.

³ Les lettres des numéros de méthodes correspondent aux deux premières lettres des classes correspondantes en latin (ex. RE pour Reptilia). Une exception toutefois pour les mammifères où les deux lettres sont une combinaison de la première lettre de la classe et de la première lettre de l'ordre (ex. MR pour Mammalia/Rodentia).

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Marquage				
MR-07	Marque auriculaire	Une petite marque d'identification individuelle (en acier inoxydable ou en plastique) est appliquée sur l'oreille du petit mammifère à l'aide d'une pince prévue à cet effet.	<ul style="list-style-type: none"> Utiliser un type de marque adapté à l'espèce cible, ainsi que des outils prévus à cet effet. Appliquer la marque le plus près possible du centre de l'oreille, pour éviter qu'elle s'arrache. Ne toucher ni les vaisseaux sanguins principaux, ni les structures cartilagineuses principales. 	Cadieux et al. 2015 ; Campbell-Palmer & Rosell 2013 ; Schroeder 2015
MR-08	Coupe du pelage	Le fait de couper les jarres en dessinant des motifs particuliers permet d'identifier un petit nombre d'individus.		Barnett & Dutton 1995
MR-09	Puce électronique	Une puce électronique est implantée en sous-cutané à l'aide d'un applicateur. L'implantation se fait au niveau de la nuque chez les petits mammifères (insectivores et rongeurs) et dans la région de l'épaule ou de la poitrine (de préférence du côté gauche) chez les castors.	<ul style="list-style-type: none"> Choisir la taille, la forme et le mode d'application de la puce de manière à réduire au minimum ses éventuels effets négatifs sur l'animal. Se servir de canules à usage unique. 	Cadieux, Fauteux et Gauthier 2015 ; Campbell-Palmer & Rosell 2013
MR-10	Émetteur	Les petits émetteurs sont généralement fixés sur un collier. Ils émettent activement ou passivement un signal qui peut être localisé par des antennes de réception fixes ou mobiles.	<ul style="list-style-type: none"> Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 10% du poids de l'animal. Le collier doit être suffisamment lâche pour ne pas entraver la liberté de mouvement de l'animal et suffisamment serré pour que l'animal ne reste pas accroché quelque part. 	Wildlife Radiotelemetry (1998)
Prélèvement d'échantillons				
MR-11	Échantillon de poils	De petites touffes de poils sont arrachées à l'aide d'une pincette stérile (idéalement à la base de la queue). La quantité d'ADN contenue dans la racine d'un poil est de l'ordre de $0,2 \mu\text{g}$.	<ul style="list-style-type: none"> Les petits mammifères doivent être immobilisés mécaniquement avec précaution. Les racines viennent plus facilement si on prélève peu de poils à la fois. 	Wirthner-Bitterlin et al. 2016
MR-12	Échantillon de tissu	Un échantillon de tissu (\varnothing 2-5 mm) est prélevé sur le bord de l'oreille à l'aide d'une pince à marquer ou à perforer stérilisée. Méthode éprouvée pour obtenir davantage de matériel génétique à analyser (p.ex. identification d'individus) (quantité d'ADN prélevée : entre 0,5 et 2 μg).	<ul style="list-style-type: none"> Nécessite généralement une immobilisation mécanique. Convient seulement pour les individus adultes (pesant au minimum 75% du poids moyen d'un adulte). Convient seulement pour les individus avec une taille d'oreille suffisante (p.ex. espèces du genre <i>Apodemus</i>). 	Department of Parks and Wildlife, Western Australia 2015 ; García-Navas et al. 2015

Chiroptères (Chiroptera)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
MC-01	Filet (vertical/voile)	Les filets verticaux (filets japonais ou en cheveux de poupée) sont des filets tendus entre deux perches. Les voiles (filets japonais ou en cheveux de poupée) sont à installer devant les trous d'envol.	<ul style="list-style-type: none"> • Les voiles doivent être surveillés en continu, les animaux capturés, sortis des mailles immédiatement et les filets verticaux, contrôlés toutes les 15 minutes au moins. • Les filets verticaux ne doivent pas être installés directement devant les grandes colonies de parturition (> 50 individus). 	Bader et al. 2017
MC-02	Épuisette	Une épuisette (perche terminée par un cadre auquel est attaché un tube en plastique ou un filet) placée devant un trou d'envol permet de capturer des chauves-souris à leur sortie du gîte. L'animal glisse le long du tube en plastique jusqu'à un récupérateur en matériau souple ou vole à l'intérieur du filet (qui fléchit sous son poids) et finit par s'enchevêtrer dans les mailles.	<ul style="list-style-type: none"> • L'épuisette et le récupérateur doivent être surveillés en permanence et les animaux capturés doivent être récupérés immédiatement. 	Bader et al. 2017
MC-03	Capture à la main	Des chauves-souris sont capturées à la main dans des gîtes librement accessibles (combles, grottes) ou dans des nichoirs pour chauves-souris dotés d'une ouverture.	<ul style="list-style-type: none"> • Dans les gîtes librement accessibles, éviter de déranger également les individus non ciblés. • Ne capturer en aucun cas des jeunes de moins de deux semaines, des femelles en fin de gestation ou allaitantes, des individus affaiblis (sauf dans le but de les soigner) ou des individus en hibernation (exception : capture d'individus manifestement symptomatiques dans le cadre du suivi du syndrome du nez blanc). • Afin de réduire le dérangement causé, n'attraper les jeunes (de plus de deux semaines) qu'après le départ des mères pour la chasse. 	Bader et al. 2017
MC-04	Piège-harpe	Des filins verticaux sont suspendus à deux cadres métalliques placés l'un derrière l'autre. Les chauves-souris qui tentent de traverser les filins tombent dans un bac récupérateur en toile.	<ul style="list-style-type: none"> • Vérifier le piège et le bac récupérateur toutes les 30 minutes au moins. 	Bader et al. 2017
MC-05	Nasse	Succession de plusieurs entonnoirs fermés sur le haut, débouchant chacun dans une chambre plus petite que la précédente. Dans la dernière chambre (fermée), les animaux peuvent être attrapés à l'épuisette ou ramassés à la main.	<ul style="list-style-type: none"> • Contrôler la nasse toutes les 30 minutes au moins. 	Bader et al. 2017

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Immobilisation				
MC-06	Sac en toile	Immobilisation mécanique dans un sac en toile souple.	<ul style="list-style-type: none"> • Un sac ne doit contenir qu'un seul individu, ou plusieurs individus de la même espèce. • En règle générale, le temps d'immobilisation ne doit pas dépasser 30 minutes, ou 2 heures pour un prélèvement de crottes. • L'immobilisation mécanique ne convient ni aux juvéniles, ni aux femelles en fin de gestation ou allaitantes, ni aux individus en hibernation. • Les individus doivent être relâchés à l'extérieur des gîtes, toujours en pleine nuit et uniquement s'ils sont parfaitement capables de voler. 	Bader et al. 2017
Marquage				
MC-07	Coupe du pelage	Utiliser une petite paire de ciseaux pour couper le pelage de l'animal sur une surface d'environ 0,5 cm ² dans la région du dos.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne marquer ni les individus affaiblis, ni les individus en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-08	Coloration des griffes	Appliquer du vernis à ongles à séchage rapide sur les griffes des orteils ou du pouce.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne marquer ni les individus affaiblis, ni les individus en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-09	Baguage	Fixer manuellement sur l'avant-bras de l'animal une bague de la Centrale de baguage du Muséum d'histoire naturelle de Genève.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne marquer ni les femelles en fin de gestation ou allaitantes, ni les individus affaiblis, ni les individus en hibernation. • Adapter la taille de la bague à la corpulence de l'animal. 	Bader et al. 2017
MC-10	Réflecteur/capsule chimioluminescente	Pour un marquage de courte durée, coller un morceau de bande réfléchissante ou une capsule chimioluminescente dans le poil dorsal de l'animal (avec de la colle cutanée). Possibilité d'utiliser également une bande réfléchissante autocollante.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne marquer ni les femelles en fin de gestation ou allaitantes, ni les individus affaiblis, ni les individus en hibernation. • Fixer la marque de manière à ce qu'elle se détache le plus vite possible après avoir rempli sa fonction. 	Bader et al. 2017
MC-11	Poudre fluorescente à l'UV	À l'aide d'un tamis, faire tomber de la poudre fluorescente sur les chauves-souris qui approchent du trou d'envol; la poudre se fixe dans leur pelage. Une lumière noire permet ensuite de repérer les individus marqués (et leurs déjections) à d'autres endroits.	<ul style="list-style-type: none"> • Réduire autant que possible le dérangement causé à l'entrée du gîte. 	Bader et al. 2017
MC-12	Puce électronique	Implanter une puce électronique en sous-cutané à l'aide d'un applicateur, entre les deux omoplates.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne marquer ni les femelles en fin de gestation ou allaitantes, ni les individus affaiblis, ni les individus en hibernation. • Se servir de canules à usage unique. 	Bader et al. 2017

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
MC-13	Émetteur/enregistreur de données	Pour un marquage de courte durée, coller un émetteur ou un enregistreur de données dans le poil dorsal de l'animal ou sur sa peau (avec de la colle cutanée) ou le fixer sur un collier conçu pour rompre en cas d'accrochage.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne marquer ni les femelles en fin de gestation ou allaitantes, ni les individus affaiblis, ni les individus en hibernation. • Utiliser systématiquement le plus petit émetteur ou enregistreur possible ; dans l'idéal, son poids ne doit pas dépasser 5 % du poids de l'animal. • Fixer l'émetteur de manière à ce qu'il se détache le plus vite possible après avoir rempli sa fonction ou puisse être retiré manuellement. 	Bader et al. 2017
Prélèvement d'échantillons				
MC-14	Échantillon d'urine	À l'aide d'un tube microcapillaire en verre, prélever de l'urine fraîche et la réfrigérer immédiatement.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas faire ce prélèvement sur un individu en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-15	Échantillon de crottes	Pour un prélèvement de crottes, l'immobilisation de l'animal ne doit pas dépasser 2 heures.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas faire ce prélèvement sur un individu en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-16	Échantillon de poils	Arracher quelques poils avec leur racine à l'aide d'une pincette stérile.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas faire ce prélèvement sur une femelle en fin de gestation, un individu affaibli ou un individu en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-17	Échantillon de patagium	À l'aide d'un poinçon stérile, prélever un morceau de patagium d'environ 3 mm et le plonger dans de l'éthanol (à 98 %) ou le congeler.	<ul style="list-style-type: none"> • Pratiquer le prélèvement près du corps de l'animal. • Ne pas faire ce prélèvement sur une femelle en fin de gestation, un individu affaibli ou un individu en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-18	Frottis	Avec un tampon de coton, frotter le visage et le patagium de l'animal en faisant de délicats mouvements circulaires, puis plonger le coton dans de l'éthanol (à 98 %).	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas faire ce prélèvement sur une femelle en fin de gestation. • Si le prélèvement se fait dans un gîte (d'hiver), éviter de déranger les individus non ciblés. 	Bader et al. 2017
MC-19	Ectoparasites	Prélever des ectoparasites à l'aide d'une pincette (ou d'une bande adhésive sur les parties du corps dépourvues de poils) et les plonger dans de l'éthanol à 98 %.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas faire ce prélèvement sur une femelle en fin de gestation ou un individu en hibernation. 	Bader et al. 2017
MC-20	Échantillon de sang	À l'aide d'une aiguille à injection 25 gauges, piquer la veine qui se trouve à proximité de la cuisse dans l'uropatagium et recueillir le sang dans un tube microcapillaire en verre. Ensuite, arrêter le flux sanguin en pressant délicatement l'endroit de la piqûre entre le pouce et l'index pendant 2 minutes.	<ul style="list-style-type: none"> • Prélever au maximum 10% du volume sanguin total chez les individus en bonne santé et au maximum 1% chez les individus malades, blessés ou dont l'état de santé n'est pas connu. • Ne pas faire ce prélèvement sur une femelle en fin de gestation ou un individu en hibernation. 	Bader et al. 2017

Lagomorphes (Lagomorpha)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
ML-01	Cage-piège	Cage grillagée équipée d'une porte.	<ul style="list-style-type: none"> Activer le piège dans la soirée et le relever au plus tard au lever du soleil afin de réduire le stress causé à l'animal. Dans la mesure du possible, utiliser le piège pendant la saison hivernale et non pendant la période de reproduction. 	Alves et al. 2007
ML-02	Filet vertical	Installer une rangée de filets verticaux et rabattre les animaux dans cette direction. Récupérer immédiatement les animaux pris au piège.	<ul style="list-style-type: none"> Sortir les animaux du filet le plus vite possible et les confiner dans une caisse en bois. 	Nodari 2006
Immobilisation				
ML-03	Immobilisation mécanique	Maintenir l'animal avec la main.	<ul style="list-style-type: none"> Masquer les yeux de l'animal. Tenir l'animal en extension pour éviter qu'il se distende brusquement ; immobiliser les pattes arrière avec le pouce, l'index et le majeur (en plaçant le majeur entre les deux pattes). 	Fischer 2015 ; Fischer 2016
ML-04	Contention de courte durée	Enfermer l'animal dans une caisse en bois totalement opaque, mais laissant passer l'air, suffisamment étroite pour qu'il ne puisse pas se retourner.	<ul style="list-style-type: none"> Placer la caisse opaque dans un endroit calme. Confiner l'animal durant peu de temps 	Fischer 2015 ; Fischer 2016
Marquage				
ML-05	Puce électronique	Implanter une puce électronique en sous-cutané dans la région de l'épaule.	<ul style="list-style-type: none"> Choisir la taille, la forme et le mode d'application de la puce de manière à réduire au minimum ses éventuels effets négatifs sur l'animal. Se servir de canules à usage unique. 	Campbell-Palmer & Rosell 2013
ML-06	Marque auriculaire	Appliquer au centre de l'oreille une marque en plastique ou en aluminium permettant la reconnaissance individuelle de l'animal.	<ul style="list-style-type: none"> Utiliser un type de marque adapté à l'espèce cible, ainsi que des outils prévus à cet effet. Ne toucher ni les vaisseaux sanguins principaux, ni les structures cartilagineuses principales. Penser à désinfecter. 	
ML-07	Émetteur	Sur un collier attaché à l'animal, fixer une unité de télémétrie (GPS, VHF) ou une autre unité technique permettant de localiser l'animal et éventuellement de mesurer d'autres paramètres.	<ul style="list-style-type: none"> La largeur du collier doit être adaptée à l'espèce, à l'âge et au sexe de l'animal ; son poids ne doit pas dépasser 3 % du poids de l'animal. Choisir une forme de collier et un matériau respectueux du bien-être de l'animal ; serrer suffisamment le collier pour que la mâchoire inférieure de l'animal ou l'une de ses pattes ne se coince pas dedans. Utiliser si possible un collier conçu pour rompre en cas d'accrochage. 	

Carnivores (Carnivora)⁴

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
MP-01	Cage-piège	Pour le lynx et le chat sauvage : déposer, sur une route forestière ou un chemin, une caisse en bois munie d'une trappe déclenchée par un fil ou une bascule. Dans les portes, des petites ouvertures (refermables) permettent d'observer l'animal capturé et de l'anesthésier à la sarbacane. Choisir la taille et le type de cage-piège en fonction de l'espèce cible. Utiliser éventuellement un appât olfactif.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas utiliser une cage grillagée, car le risque de blessure est trop élevé. • Surveiller le piège en continu à l'aide d'un émetteur GSM (dont le fonctionnement doit être testé tous les jours); programmer une alarme par SMS à l'attention de plusieurs personnes; en cas d'alarme, le contrôleur doit se rendre sur place au plus vite (et relâcher les animaux non ciblés), rejoint immédiatement par l'équipe de capture. • Contrôle automatique de l'alarme 2 fois par jour; contrôle de la cage-piège 2 fois par semaine et après chaque chute de neige. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-02	Cage-piège	Pour le renard roux, le blaireau, la loutre et les petits mustélidés : piège en bois, en métal ou en grillage équipé d'une ou deux portes.	<ul style="list-style-type: none"> • Relever le piège au moins 2 fois par jour (le matin et le soir) et plus souvent pour les petits mustélidés. • Placer le piège dans un endroit protégé et peu dérangé. • Tester le déclenchement sélectif/à distance. • Minimiser le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. 	Debrot 1982; Marchesi 1989; Meia 1994; Ferrari 1997
MP-03	Piège à mâchoires EZ Grip Trap	Pour le loup : piège dont les mâchoires garnies de caoutchouc permettent une bonne tenue de la patte au-dessus de l'articulation du carpe. Le piège n'est pas fixé au sol, mais il est équipé d'une ancre, d'un émetteur d'alerte et d'un émetteur VHF.	<ul style="list-style-type: none"> • Surveillance permanente à courte distance. • Le piège peut céder face à la résistance de l'animal et le laisser s'échapper. • Méthode conforme aux dispositions de l'Accord sur des normes internationales de piégeage sans cruauté, avec un risque de blessure minime. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-04	Lacet à patte	Pour le lynx, le renard roux et d'autres carnivores de taille moyenne : piège équipé d'un ressort servant à serrer le câble d'acier et d'une palette de déclenchement séparée servant à lancer le lacet autour de la patte de l'animal. Placer 2 à 4 pièges attachés par des câbles à proximité immédiate du cadavre d'une proie.	<ul style="list-style-type: none"> • Surveiller les pièges en continu (éventuellement à l'aide d'un émetteur VHF). • L'équipe de capture doit être sur place rapidement. • Tenir compte de l'amplitude de déplacement de l'animal (env. 5 m) pour éviter de le mettre dans une situation dangereuse. • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. • Avantages : risque de blessure minime, capture sélective, peu de prises involontaires. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014

4 L'abréviation «MC» se référant aux chiroptères, l'abréviation des numéros de méthodes «MP» est utilisée pour les prédateurs, sur la base du terme anglais «predators».

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
MP-05	Piège à mâchoires	Pour le renard roux et le blaireau : piège avec des mâchoires garnies de caoutchouc ou avec une pièce métallique empêchant la fermeture complète des mâchoires. La patte est attrapée au-dessus de l'articulation du carpe.	<ul style="list-style-type: none"> • Surveiller le piège en continu. • Fixer le piège à un support stable, mais légèrement flexible, idéalement un petit arbre (Ø 5-10 cm). • Veiller à ne pas capturer des juvéniles ou des individus d'autres espèces. • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. 	Meia 1994
MP-06	Collet	Pour le renard roux et le blaireau : nœud coulant en fil de fer ou en câble servant à attraper les animaux au niveau du cou. Un arrêteoir en fer empêche le serrage complet du nœud. Ajuster le collet en fonction du tour de cou moyen de l'espèce cible.	<ul style="list-style-type: none"> • Surveiller le piège en continu. • Adapter le mécanisme de serrage en fonction du tour de cou de l'espèce cible. • Fixer le piège à un support stable, mais légèrement flexible, idéalement un petit arbre (Ø 5-10 cm). • Veiller à ne pas capturer des juvéniles ou des individus d'autres espèces. • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. 	Meia 1994 ; Ferrari 1997
MP-07	Fusil hypodermique	Pour les grands carnivores : capture et immobilisation à distance à l'aide d'une fléchette anesthésiante tirée avec un fusil hypodermique.	<ul style="list-style-type: none"> • Option : fléchette anesthésiante munie d'un mini-émetteur VHF aidant à localiser rapidement l'animal touché (peut toutefois réduire la précision et la distance du tir). • Utiliser cette méthode uniquement sur un terrain adapté. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-08	Sarbacane commandée à distance	Pour les grands carnivores : sarbacane MICS (= système de capture faiblement invasif) fixée à une source de nourriture, pouvant être déclenchée à une distance de plusieurs centaines de mètres.	<ul style="list-style-type: none"> • Tir précis pouvant atteindre 10 m de distance, dirigé grâce à une caméra et un écran. • Calibrage à l'aide d'un pointeur laser calculant la nouvelle distance de tir (à réitérer pour chaque tentative de capture). • Option : fléchette anesthésiante équipée d'un mini-émetteur VHF aidant à localiser l'animal touché (peut toutefois réduire la précision et la distance du tir). • Utiliser cette méthode uniquement sur un terrain adapté. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014 ; Ryser et al. 2005
MP-09	Capture à la main	Pour le lynx et le chat sauvage : localiser le terrier grâce à l'émetteur fixé sur la mère. Attraper à la main des petits âgés d'environ 4 semaines et les placer chacun dans un sac en toile différent, pour une courte durée.	<ul style="list-style-type: none"> • Capturer les petits en l'absence de leur mère (qu'il faut tenir éloignée du terrier vide). • Limiter autant que possible le temps de présence autour du terrier. • Pour plus de sécurité, employer cette méthode de capture avant que les petits soient en âge de mordre. 	Breitenmoser-Würsten et al. 2007 ; Breitenmoser & Breitenmoser-Würsten 2008

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Immobilisation				
MP-10	Immobilisation mécanique	Pour le renard, le blaireau et les mustélidés : l'animal est immobilisé manuellement par une première personne pendant qu'une deuxième le mesure et le marque.	<ul style="list-style-type: none"> Masquer les yeux de l'animal. Poser l'animal sur un flanc en immobilisant sa croupe et ses épaules et le maintenir dans cette position. 	Fischer 2015 ; Fischer 2016
MP-11	Narcole	Administration en intramusculaire d'un sédatif associé à un narcotique, dans le but de capturer un animal (p. ex. à l'aide d'un fusil hypodermique) ou d'immobiliser un animal déjà capturé (p. ex. à l'intérieur d'une cage-piège). Le plus souvent, l'animal capturé est piqué à l'aide d'une seringue anesthésiante fixée à la pointe d'une longue perche.	<ul style="list-style-type: none"> La substance et/ou le dosage doivent dans la mesure du possible être adaptés à l'espèce, à l'individu capturé (sexe, âge, condition physique, stade reproductif [gestation, rut], état de santé, constitution), à la saison et aux particularités de la région). L'anesthésie et la phase de réveil doivent se dérouler avec le moins de dérangement possible (en particulier sans bruit). Un animal sous narcole a des besoins particuliers dont il faut tenir compte (p. ex. protection des yeux, positionnement, régulation de la température). Les paramètres vitaux, les réflexes et la température corporelle doivent être contrôlés en permanence sur la base de protocoles standardisés. Administrer une substance antagoniste pour réveiller l'animal après sa manipulation. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014 ; Kreeger & Arnemo 2012 ; Ryser 2005, 2007
Marquage				
MP-12	Marque auriculaire	Pour le renard roux, le blaireau et les mustélidés : appliquer au centre de l'oreille une marque en plastique ou en aluminium permettant la reconnaissance individuelle de l'animal.	<ul style="list-style-type: none"> Utiliser un type de marque adapté à l'espèce cible, ainsi que des outils prévus à cet effet. Ne toucher ni les vaisseaux sanguins principaux, ni les structures cartilagineuses principales. Penser à désinfecter. 	Campbell-Palmer & Rosell 2013
MP-13	Puce électronique	Pour les grands carnivores et le chat sauvage : implanter une puce électronique en sous-cutané à l'aide d'un applicateur, sur la partie gauche du cou.	<ul style="list-style-type: none"> Choisir la taille, la forme et le mode d'application de la puce de manière à réduire au minimum ses éventuels effets négatifs sur l'animal. Se servir de canules à usage unique. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-14	Émetteur	Sur un collier attaché à l'animal, fixer une unité de télémétrie (GPS, VHF) ou une autre unité technique permettant de localiser l'animal et éventuellement de mesurer d'autres paramètres.	<ul style="list-style-type: none"> La largeur et le poids du collier doivent être adaptés à l'espèce, à l'âge et au sexe de l'animal. Le poids du collier ne doit pas dépasser 2 à 3 % du poids de l'animal. Choisir une forme de collier et un matériau respectueux du bien-être de l'animal. Pour les jeunes renards, utiliser un collier extensible. Utiliser un collier conçu pour rompre en cas d'accrochage ou programmé pour s'ouvrir automatiquement. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014 ; Marchesi 1989 ; Meia 1994 ; Ferrari 1997

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Prélèvement d'échantillons				
MP-15	Échantillon de sang	Prélever un échantillon de sang en piquant une veine avec une canule ; chez les carnivores, il s'agit généralement d'une veine de l'avant-bras.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas dépasser les quantités maximales recommandées dans le guide de la faune sauvage du FIWI. • Utiliser du matériel de prélèvement à usage unique (canules, etc.). 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014 ; Ryser-Degiorgis 2015 ; Baumgartner et al. 2014 ; West et al. 2014

Artiodactyles (Artiodactyla)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
MA-01	Enclos/corral	Parquer des ongulés sauvages (principalement pour le cerf élaphe et le sanglier) dans un grand enclos, jouté le plus souvent par un sas dans lequel les animaux peuvent être amenés pour être manipulés plus facilement.	<ul style="list-style-type: none"> • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. • Tester le déclenchement sélectif/à distance. 	Stubbe 1995 ; Heurich 2011 ; Barasona et al. 2013
MA-02	Cage-piège	Appâter un ongulé sauvage pour le faire entrer dans une boîte équipée d'un système de fermeture. Selon l'espèce et l'habitat, préférer une cage en bois plein, une cage grillagée traversée de lumière ou une construction mixte.	<ul style="list-style-type: none"> • Relever le piège au moins 2 fois par jour ou le surveiller en continu ; réduire le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. • N'utiliser une cage grillagée que si nécessaire, car le risque de blessure est important. • Tester le déclenchement sélectif/à distance. 	Stubbe 1995 ; Silvy 2012 ; Abderhalden-Buchli 1998 ; bouquetin ; Heurich 2011 ; chevreuil, cerf élaphe ; Klingler-Krämer 1966 ; chamois ; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-03	Lacet à patte	Poser sur une coulée fréquentée par la faune sauvage des lacets de corde maintenus en tension. Lorsqu'un animal (principalement un chamois ou un chevreuil) déclenche le piège par une traction élastique (corde élastique, ressort), les lacets se tendent vers le haut et se referment sur une ou plusieurs pattes de l'animal.	<ul style="list-style-type: none"> • Surveiller le piège en continu. • Récupérer immédiatement les animaux pris au piège. • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. 	Silvy 2012 ; Baumann & Struch 2000, Struch & Baumann 2000 ; Bächler 2002 ; Cugnasse 1988 ; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990 ; Bousquet et al. 2007
MA-04	Filet tombant/soulevé	Piège dont le déclenchement par un animal (principalement un chamois, un bouquetin ou un sanglier) fait tomber un filet sous l'effet de la gravité (filet tombant) ou soulève un filet sous l'effet d'une traction élastique (filet soulevé).	<ul style="list-style-type: none"> • Surveiller le piège en continu ; récupérer immédiatement l'animal capturé. • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant le procédé et en l'adaptant à l'espèce cible. • Tester le déclenchement sélectif/à distance. 	Silvy 2012 ; Chevrier et al 2009 ; Dematteis et al 2009 ; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990 ; Jullien & Cornillon 2012
MA-05	Filet vertical	Pour le chevreuil : installer une rangée de filets verticaux et rabattre les animaux dans cette direction.	<ul style="list-style-type: none"> • Surveillance permanente avec au moins un rabatteur pour 50 m de filet. • Manipuler les animaux immédiatement après leur capture ou une fois apaisés par un sédatif. • Réduire au minimum le risque de blessure en optimisant l'installation des filets. • S'assurer que la sédation et la contention temporaire dans des boîtes réduisent le stress des animaux capturés. 	Silvy 2012 ; Lopez Olivera et al. 2009 ; Chevrier et al. 2009 ; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
MA-06	Lance-filet (fusil/canon)	Le fusil à filet est généralement utilisé depuis un hélicoptère pour immobiliser un animal en fuite. Le canon à filet s'utilise à terre; la méthode consiste à lancer sur des animaux un filet propulsé par plusieurs canons.	<ul style="list-style-type: none"> Utiliser le lance-filet sur un terrain adapté uniquement. 	Silvy 2012; Menaut-Loison 1994; De Young et al. 1988; Hawkins et al. 1968
MA-07	Capture à la main	Pour le chevreuil : méthode permettant d'attraper de jeunes chevreuils isolés.	<ul style="list-style-type: none"> Les animaux doivent être capturés avec le plus de ménagement possible. La manipulation doit être rapide et sans odeur. 	Stubbe 1995; Rehnus & Reimoser 2014
MA-08	Fusil hypodermique	Capture et immobilisation à distance à l'aide d'une fléchette anesthésiante tirée avec un fusil hypodermique.	<ul style="list-style-type: none"> Adapter le point d'injection, le matériel et la force de l'impact en fonction de l'espèce. Utiliser cette méthode uniquement sur un terrain adapté (risque de chute, facilité à retrouver l'animal touché, etc.). Option : fléchette anesthésiante munie d'un émetteur VHF aidant à localiser rapidement l'animal touché (peut toutefois réduire la précision et la distance du tir). Dans le cas d'un narcotique, envisager d'administrer de l'oxygène en supplément. 	Kreeger & Arnemo 2012; Bassano et al. 2004; Ryser & Pewsner 2013; Ryser 2005, 2007

Immobilisation

MA-09	Immobilisation mécanique	Pour le chamois, le chevreuil, le sanglier et le bouquetin : immobilisation manuelle par plusieurs personnes, chargées respectivement de maintenir les pattes avant, les pattes arrière et la tête/les épaules. Recommandé pour les sangliers jusqu'à 80-90 kg. Chez le bouquetin, convient uniquement pour les étagnes et les jeunes.	<ul style="list-style-type: none"> Couvrir les yeux de l'animal. Travailler le plus silencieusement possible afin de réduire son stress. Maintenir l'animal en extension en bloquant sa croupe et sa tête et veiller à ce que sa colonne vertébrale reste bien droite. Les sangliers tendant à souffrir d'hyperthermie, il convient de disposer d'eau afin de refroidir les individus (en particulier lors de captures en été) 	Fischer 2015; Fischer 2016
MA-10	Narcose	Administration en intramusculaire d'un sédatif associé à un narcotique, dans le but de capturer un animal (p. ex. à l'aide d'un fusil hypodermique) ou d'immobiliser un animal déjà capturé (p. ex. à l'intérieur d'une cage-piège). Le plus souvent, l'animal capturé est piqué à l'aide d'une seringue anesthésiante fixée à la pointe d'une longue perche.	<ul style="list-style-type: none"> La substance et/ou le dosage doivent être adaptés à l'espèce, à l'individu capturé (sexe, âge, condition physique, stade reproductif [gestation, rut], état de santé, constitution), à la saison et aux particularités de la région. L'anesthésie et la phase de réveil doivent se dérouler avec le moins de dérangement possible (en particulier sans bruit). Couvrir les yeux de l'animal. Les paramètres vitaux, les réflexes et la température corporelle doivent être contrôlés en permanence sur la base de protocoles standardisés. S'il s'agit d'un ruminant (en particulier), veiller à ce que l'animal se trouve dans une position empêchant la météorisation. 	Kreeger & Arnemo 2012; Janovsky et al. 2008; Bassano et al. 2004; Ryser & Pewsner 2013; Ryser 2005, 2007

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
MA-11	Contention de courte durée	Enfermer l'animal (chevreuil, sanglier) dans une caisse en bois totalement opaque, mais laissant passer l'air, suffisamment étroite pour qu'il ne puisse pas se retourner.	<ul style="list-style-type: none"> Placer la caisse opaque dans un endroit calme. Ne pas confiner l'animal plus longtemps que nécessaire. 	Fischer 2015 ; Fischer 2016
Marquage				
MA-12	Coloration du pelage	Marquer une partie du corps de l'animal en appliquant un colorant sur son pelage.	<ul style="list-style-type: none"> Réduire au minimum les éventuels effets négatifs sur l'animal. 	Silvy 2012
MA-13	Marque auriculaire	À l'aide d'une pince, placer une marque colorée dans le pavillon de l'oreille. Les marques en plastique utilisées pour les animaux de rente conviennent parfaitement.	<ul style="list-style-type: none"> Choisir la taille de la marque en fonction de l'espèce et utiliser des outils prévus à cet effet. Ne toucher ni les vaisseaux sanguins principaux, ni les structures cartilagineuses principales. Penser à désinfecter. Dans la mesure du possible, placer la marque au centre de l'oreille. 	Silvy 2012 ; Abderhalden & Buchli 1998 ; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-14	Marquage des cornes (bande/plaque)	Méthode d'identification individuelle consistant à fixer une bande ou une plaque sur la corne d'un animal (bouquetin ou chamois). Cette marque peut être collée ou vissée.	<ul style="list-style-type: none"> Adapter la taille, le poids, le matériau et la forme de la marque à l'espèce, à l'âge et au sexe de l'animal. 	Abderhalden & Buchli 1998 ; Baumann 1993
MA-15	Puce électronique	Implanter une puce électronique en sous-cutané à l'aide d'un applicateur ou la fixer en externe (p. ex. sur une marque auriculaire).	<ul style="list-style-type: none"> Choisir la taille, la forme et le mode d'application de la puce de manière à réduire au minimum ses éventuels effets négatifs sur l'animal. Se servir de canules à usage unique. 	Silvy 2012
MA-16	Émetteur	Sur un collier attaché à l'animal ou sur une marque auriculaire (chez le sanglier notamment), fixer une unité de télémétrie (GPS, VHF) ou une autre unité technique permettant de localiser l'animal et éventuellement de mesurer d'autres paramètres.	<ul style="list-style-type: none"> La largeur du collier doit être adaptée à l'espèce, à l'âge et au sexe de l'animal ; son poids ne doit pas dépasser 3 à 5 % du poids de l'animal. L'émetteur fixé sur la marque auriculaire ne doit pas peser plus de 40 g. Choisir une forme de collier et un matériau respectueux du bien-être de l'animal ; tenir compte de la croissance de l'animal et des variations saisonnières de sa condition et de sa constitution. Utiliser un collier conçu pour rompre en cas d'accrochage ou programmé pour s'ouvrir automatiquement. 	Silvy 2012 ; Fischer et al. 2004 ; Abderhalden & Buchli 1998 ; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
Prélèvement d'échantillons				
MA-17	Frottis de peau/ de muqueuse	Pratiquer un frottis sur la peau, les conjonctives, la muqueuse bucco-nasale et la vulve, ainsi qu'un prélèvement de salive.	<ul style="list-style-type: none"> Procéder avec le plus de ménagement possible. 	Ryser-Degiorgis 2015b ; Ryser-Degiorgis 2014
MA-18	Échantillon de poils	Arracher quelques poils, voire une petite touffe, à l'aide d'une pincette stérile.	<ul style="list-style-type: none"> Les racines viennent plus facilement si on prélève peu de poils à la fois. 	Baumann & Struch 2000 ; Struch & Baumann 2000
MA-19	Échantillon de crottes	Un léger massage permet généralement de prélever quelques fèces au niveau du rectum.	<ul style="list-style-type: none"> Procéder avec le plus de ménagement possible. 	

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
MA-20	Échantillon de sang	À l'aide d'une aiguille à injection, piquer l'un des vaisseaux sanguins recommandés pour l'espèce concernée.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas dépasser la quantité maximale recommandée. • Utiliser du matériel de prélèvement à usage unique (canules, etc.). • Prendre en considération les risques spécifiques à l'espèce. 	Baumgartner et al. 2014; West et al. 2014; Morton et al. 1993
MA-21	Échantillon de tissu	Prélever un échantillon de tissu à l'aide d'une flèche à biopsie ou d'un poinçon adapté (p. ex. une pince à perforer ou une pince pour la pose des marques auriculaires).	<ul style="list-style-type: none"> • Le tissu doit être prélevé avec le plus grand ménagement possible, en quantité raisonnable et à un endroit adapté, afin que l'atteinte soit minimale. Le risque de contamination et d'infection doit être réduit au minimum par des mesures d'hygiène adaptées. 	Department of Parks and Wildlife, Western Australia 2015
MA-22	Ectoparasites	Prélever des tiques ou des lipoptènes du cerf sur la peau et dans les poils de l'animal.	<ul style="list-style-type: none"> • Prélever les ectoparasites au plus près de la peau, avec ménagement et de façon contrôlée. 	

Oiseaux (Aves)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
AV-01	Capture à la main (œufs et oisillons)	Méthode consistant à fouiller rapidement un nid pour attraper à la main des œufs et des oisillons ou à capturer à la main des oisillons nidifuges.	<ul style="list-style-type: none"> • Le dérangement causé inévitablement aux oisillons et aux adultes à l'intérieur du nid doit être limité autant que possible. • Les jeunes au nid doivent être gardés bien au chaud. 	Redfern & Clark 2001; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-02	Filet japonais	Capter des oiseaux en tendant un filet vertical entre deux perches.	<ul style="list-style-type: none"> • Observation permanente, avec inspection du filet toutes les heures au moins. • Adapter la taille des mailles, la résistance des fils et le nombre de panneaux en fonction de l'espèce. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-03	Piège à filet	Différents types d'épuisettes et de pièges rabattables (p. ex. clap net, matole, whoosh net).	<ul style="list-style-type: none"> • Observation permanente, avec contrôle du piège toutes les heures au moins. • Adapter la taille du piège à l'espèce cible. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-04	Nasse	Capter les oiseaux qui volent, marchent, sautent, plongent ou nagent d'eux-mêmes jusqu'au fond d'une nasse, à travers des entrées en forme d'entonnoir. Adapter la taille de la nasse à l'espèce cible.	<ul style="list-style-type: none"> • Prévoir un espace suffisant au fond de la nasse pour capturer plusieurs individus à la fois. • Capture de (petits) passereaux et limicoles: observation permanente de la nasse, avec vérification et ramassage des oiseaux toutes les heures au moins. • Capture d'oiseaux d'eau et de corneilles: surveillance régulière afin d'empêcher l'accès aux animaux non ciblés, avec vérification de la nasse au moins deux fois par jour (matin et soir). 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Directives de la Station ornithologique suisse 2013; Hofer et al. 2010

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
AV-05	Cage au-dessus d'un nid	Installer au-dessus d'un nid une cage en fil métallique ou en filet avec une entrée en forme d'entonnoir ; attendre que des adultes couvant des œufs ou nourrissant des petits entrent d'eux-mêmes dans la cage.	<ul style="list-style-type: none"> • Observation directe et continue de la cage. • Récupérer immédiatement les adultes pris au piège. • La tentative de capture ne doit pas durer plus de 2 heures et demie. • Méthode à employer uniquement si les conditions météorologiques sont optimales. • Le dérangement causé inévitablement aux oisillons et aux adultes à l'intérieur du nid doit être limité autant que possible. 	Silvy 2012 ; Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-06	Nichoir pour nicheurs ou cavernicoles	Méthode consistant à capturer des oiseaux dans un nichoir pour nicheurs ou cavernicoles, à la main ou à l'aide d'un système de fermeture déclenché par l'oiseau ou par l'observateur.	<ul style="list-style-type: none"> • Observation permanente du nichoir. • Les nichoirs munis d'un système de fermeture déclenché par l'oiseau doivent être contrôlés toutes les 30 minutes au moins. • La tentative de capture ne doit pas durer plus de 2 heures et demie. • Le dérangement causé inévitablement aux oisillons et aux adultes à l'intérieur du nichoir doit être limité autant que possible. 	Silvy 2012 ; Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-07	Leurre	Utiliser des leurres pour attirer les oiseaux dans les pièges tendus par les autres méthodes de capture (p. ex. leurre acoustique, reproduction artificielle d'un congénère ou d'un prédateur).	<ul style="list-style-type: none"> • Utilisation de courte durée près des sites de nidification. • Utilisation plus longue pour les oiseaux qui ne nichent pas ou sont de passage. 	Silvy 2012 ; Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-08	Éblouissement	Éblouir très brièvement des oiseaux en phase de repos nocturne pour pouvoir les capturer à la main ou à l'épuisette.	<ul style="list-style-type: none"> • Proscrire l'utilisation du laser. 	Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-09	Capture manuelle avec appât	Attirer des oiseaux à l'aide d'un appât et les attraper directement à la main.	<ul style="list-style-type: none"> • Immobiliser les oiseaux avec la main, rapidement et de façon appropriée, immédiatement après leur capture. 	Silvy 2012 ; Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-10	Tapis à fils/à boucles avec appât	Attirer des oiseaux sur un tapis en utilisant comme appât une souris vivante (qui survivra à la capture). Les oiseaux se prennent les pattes dans les fils ou les boucles du tapis. Attention : l'utilisation d'une souris vivante comme appât doit être évaluée d'un œil critique. Le recours à cette méthode doit être justifié.	<ul style="list-style-type: none"> • Observation permanente. • Lester le tapis afin que l'oiseau ne puisse pas s'envoler en l'emportant avec lui. • Récupérer immédiatement l'oiseau capturé. 	Silvy 2012 ; Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
Immobilisation				
AV-11	Immobilisation mécanique	Immobilisation à la main, puis contention de courte durée (mesurage, marquage) dans une boîte (œuf, oisillon) ou dans un petit sac (adulte).	<ul style="list-style-type: none"> • Manipuler l'oiseau avec précaution. • Réduire autant que possible la durée de manipulation et de contention. • Adapter la taille de la boîte ou du sac à la taille de l'oiseau ; protéger l'oiseau contre l'hypothermie et l'hyperthermie. 	Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Marquage				
AV-12	Colorant (œufs et oisillons)	Appliquer une petite quantité de colorant inoffensif sur les œufs (crayon à papier) ou sur les oisillons (feutre sur le plumage et la peau, vernis à ongle sur les griffes).	<ul style="list-style-type: none"> • Appliquer une quantité réduite de colorant. • Faire des marques de petite taille. 	Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-13	Bague	Marquage à l'aide d'une bague posée autour de la patte (bague en métal et/ou colorée).	<ul style="list-style-type: none"> • Bague entièrement fermée. • Choisir un diamètre intérieur de la bague qui est suffisamment grand pour que la bague puisse bouger légèrement autour de la patte et suffisamment petit pour empêcher qu'elle passe l'articulation intertarsienne (grands échassiers, limicoles). • Dans le cas des nicheurs à ciel ouvert, noircir les bagues posées sur les jeunes au nid. 	Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-14	Blanchiment ou coloration des plumes	Appliquer de l'eau oxygénée sur quelques plumes pour les blanchir ou un colorant adapté pour les colorer.	<ul style="list-style-type: none"> • Blanchiment : décolorer isolément quelques grandes plumes. • Coloration : procéder avec soin afin de préserver intactes les fonctions des plumes. 	Roth-Callies & Frey 2016 ; Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013
AV-15	Collier	Marquage à l'aide d'un collier coloré (manchon) portant un code.	<ul style="list-style-type: none"> • Procéder avec soin afin que le collier ne gêne ni la prise alimentaire ni la motricité de l'oiseau. 	Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013 ; Fiche d'information de la Station ornithologique suisse 2015
AV-16	Marque alaire	Poser sur chaque aile de l'oiseau, au niveau du patagium, une marque alaire en plastique coloré avec ou sans code alphanumérique.	<ul style="list-style-type: none"> • Choisir et poser la marque avec soin (taille, forme) afin qu'elle n'entrave ni l'aérodynamisme de l'oiseau ni sa capacité de voler. 	Redfern & Clark 2001 ; Directives de la Station ornithologique suisse 2013 ; Fiche d'information de la Station ornithologique suisse 2015
AV-17	Puce électronique	Injection d'une marque PIT en sous-cutané.	<ul style="list-style-type: none"> • Se servir de canules à usage unique. 	Becker & Wendeln 1997 ; Hegelbach & Reinhardt 2009 ; Nicolaus et al. 2008
AV-18	Émetteur/enregistreur de données	Pose externe d'un émetteur ou d'un enregistreur de données à l'aide d'un harnais (attaché à l'aile ou à la patte) ou avec de la colle (pour un marquage de courte durée).	<ul style="list-style-type: none"> • Le poids total de l'émetteur ou de l'enregistreur, y compris le harnais, ne doit pas dépasser 3% du poids de l'oiseau chez les planeurs et 5% chez les batteurs d'ailes. • L'émetteur, l'enregistreur et le harnais ne doivent entraver ni la liberté de mouvement ni le comportement de l'oiseau. 	Kenward 2001 ; Barron et al. 2010 ; Van Wijk et al. 2016

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Prélèvement d'échantillons				
AV-19	Morceau de griffe	Couper l'extrémité distale (non vascularisée) d'une griffe à l'aide d'un coupe-ongles aiguisé.	<ul style="list-style-type: none"> Procéder avec soin pour ne pas blesser l'animal en coupant du tissu vascularisé. 	Bearhop et al. 2003 ; Hahn et al. 2014
AV-20	Échantillon de salive	Prélever un échantillon de salive dans le bec ou le pharynx à l'aide d'un coton-tige Q-tips ou d'un papier filtre.	<ul style="list-style-type: none"> Adapter la taille du coton-tige à la taille de l'oiseau. Ouvrir le bec de l'oiseau avec délicatesse. 	Adam et al. 2014 ; Handel et al. 2006
AV-21	Échantillon de sang	Perforer une veine de l'aile ou de la patte à l'aide d'une canule et récupérer le sang dans un tube capillaire ou sur un papier filtre/buvard.	<ul style="list-style-type: none"> N'effectuer qu'un seul prélèvement et ne pas dépasser 10% du volume sanguin total (soit environ 1% du poids de l'oiseau). Utiliser du matériel de prélèvement à usage unique (canules, etc.). 	Silvy 2012 ; Voss et al. 2010
AV-22	Tectrices	Arracher quelques petites plumes de couverture (tectrices) et quelques petites rémiges tertiaires.	<ul style="list-style-type: none"> Limiter le prélèvement à quelques plumes seulement. 	Jenni & Winkler 1994 ; McDonald & Griffith 2011 ; Silvy 2012
AV-23	Rémiges et rectrices	Arracher quelques grandes plumes (rémiges primaires, rémiges secondaires [grande couverture] et rectrices).	<ul style="list-style-type: none"> Limiter le prélèvement à quelques plumes entières. Ou couper quelques petits morceaux du vexille. 	Jenni & Winkler 1994 ; McDonald & Griffith 2011
AV-24	Frottis du cloaque	Pratiquer un frottis interne au niveau du cloaque avec une compresse ou un coton-tige Q-tips.	<ul style="list-style-type: none"> Adapter la taille de la compresse ou du coton-tige à la taille de l'oiseau et du cloaque, afin d'éviter les blessures. 	Organisation mondiale de la santé animale – OIE 2015

Batraciens (Amphibia)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
AM-01	Capture à la main	Attraper l'animal à la main, éventuellement après l'avoir ébloui avec une lampe torche (capture de nuit).	<ul style="list-style-type: none"> Immobiliser l'animal avec la main pour l'empêcher de s'échapper. Ne pas garder l'animal en main trop longtemps ; le déposer au plus vite dans un seau ou dans un sac en toile. 	Hachtel et al. 2009a ; Gent & Gibson 1998
AM-02	Seau et bâche	Enterrer un seau de collecte dans le sol, puis tendre une bâche pour guider les batraciens dans cette direction. Faire des trous dans le seau et le poser sur le sol pour que l'eau puisse s'écouler (sauf dans les zones affichant un niveau des eaux souterraines élevé).	<ul style="list-style-type: none"> Contrôler le piège 1 fois par jour au minimum, et plus fréquemment pendant la période de grande activité des batraciens ou si le temps est très chaud ou très sec. Fermer le seau avec un couvercle quand il ne peut pas être contrôlé. Enterrer le seau de manière à ce qu'il ne puisse pas être inondé. Placer dans le seau un support permettant aux petits mammifères de grimper pour s'échapper. 	Hachtel et al. 2009a ; Gent & Gibson 1998

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
AM-03	Piégeage	Capter des batraciens à l'aide d'un piège (il en existe différents types). Le plus souvent, le piège est mis à l'eau dans la soirée et contrôlé le lendemain matin.	<ul style="list-style-type: none"> Poser et si nécessaire fixer le piège de telle sorte que les animaux capturés puissent respirer à tout moment. Poser le piège dans la soirée et le contrôler au petit matin. S'il reste dans l'eau plus d'une nuit, contrôler le piège au moins 1 fois par jour (le matin). 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998; Kronshage & Glandt 2014
AM-04	Épuisette	Passer l'épuisette dans l'eau, puis récupérer à la main les animaux pris au fond du filet.	<ul style="list-style-type: none"> Déposer les animaux le plus vite possible dans un bassin (détention temporaire) ou les relâcher rapidement. Contention : il est judicieux de séparer les animaux en fonction de leur espèce, de leur stade d'évolution et de leur sexe. 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-05	Abris artificiels	Installer des abris artificiels (p.ex. des planches de bois) dans l'habitat terrestre des batraciens. Il suffira de les soulever pour contrôler quelles espèces ils abritent.	<ul style="list-style-type: none"> Les animaux trouvent volontairement refuge sous ces abris et n'en sont pas prisonniers. Ne manipuler les animaux qu'en cas de nécessité (p.ex. pour déterminer leur sexe). 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
Immobilisation				
AM-06	Boîte et aquarium	Confiner l'animal capturé dans une boîte ou dans un aquarium, afin de pouvoir l'observer et le transporter. Prélever de l'eau dans la mare et en verser une petite quantité (anoures) ou une grande quantité (tritons) dans la boîte ou dans l'aquarium.	<ul style="list-style-type: none"> Fermer la boîte avec soin. Contrôler toutes les 2 heures au moins. Stocker la boîte ou l'aquarium dans un endroit frais et ne pas l'exposer à des températures élevées. Lors du transport, l'animal doit pouvoir se cacher (végétation aquatique provenant du milieu naturel, p.ex.) 	Gent & Gibson 1998
AM-07	Narcose	Anesthésier l'animal par immersion dans un bain à la tricaine (méthanesulfonate de tricaine, méthacaine, MS222).	<ul style="list-style-type: none"> Attention : bien réfléchir à la nécessité de pratiquer une narcose, car elle est souvent plus contraignante pour l'animal que la manipulation elle-même. 	Amphibian Research & Monitoring Initiative 2001
Marquage				
AM-08	Identification photographique	Capter un batracien puis l'immobiliser brièvement avec la main ou dans un contenant (p.ex. boîte de Petri) pour le photographier.	<ul style="list-style-type: none"> La reconnaissance photographique est la méthode imposant le moins de contraintes aux animaux. Immobiliser l'animal avec délicatesse et d'une façon adaptée à son espèce. Écourter autant que possible toutes les étapes de l'opération, puis relâcher l'animal rapidement. 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998; Henle et al. 1997
AM-09	Puce électronique	Implanter une puce électronique en sous-cutané à l'aide d'une seringue spéciale.	<ul style="list-style-type: none"> Procéder avec une grande minutie. Se servir de canules à usage unique. 	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010; Henle et al. 1997
AM-10	Émetteur	Attacher un émetteur de télémétrie à la cuisse d'un anoure à l'aide d'une ceinture. Attention : la méthode est onéreuse et doit pouvoir être supportée financièrement.	<ul style="list-style-type: none"> Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 10% du poids de l'animal. Observer l'animal une fois équipé : s'il essaie de se débarrasser de l'émetteur, lui retirer. Localiser régulièrement l'animal et vérifier que la ceinture ne blesse pas sa peau. Contrôler l'animal uniquement quand il est actif à l'extérieur de son abri. 	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
AM-11	Visible implant elastomer (VIE)	Méthode consistant à injecter un colorant inerte sous la peau de l'animal.	<ul style="list-style-type: none"> Procéder de façon minutieuse. 	Dodd 2010; Henle et al. 1997
Prélèvement d'échantillons				
AM-12	Frottis de peau	À l'aide d'un coton-tige, frotter délicatement la peau de l'animal en différents endroits, principalement au niveau du ventre, du dos et des extrémités.	<ul style="list-style-type: none"> Immobiliser l'animal avec la main pour l'empêcher de bouger pendant le frottis. Si le frottis est pratiqué sur un têtard, mettre brièvement l'animal dans un bassin avant de le relâcher. 	Brem et al. 2007
AM-13	Frottis buccal	À l'aide d'un coton-tige, frotter délicatement la muqueuse buccale (ou le champ buccal s'il s'agit d'un têtard) en différents endroits.	<ul style="list-style-type: none"> Immobiliser l'animal avec la main pour l'empêcher de bouger pendant le frottis. Ouvrir la bouche de l'animal avec une grande délicatesse. Adapter la taille du coton-tige à la taille de l'individu, afin de ne pas le blesser. 	Pidancier et al. 2003; Miller 2006
AM-14	Frottis du cloaque	Introduire délicatement un coton-tige dans le cloaque de l'animal et le faire tourner.	<ul style="list-style-type: none"> Immobiliser l'animal avec la main pour l'empêcher de bouger pendant le frottis. Adapter la taille du coton-tige à la taille de l'individu, afin de ne pas le blesser. 	Dodd 2010; Miller 2006
AM-15	Échantillon de tissu	Prélever un petit morceau de la nageoire caudale d'un têtard (larve de batraciens) à l'aide d'un scalpel stérile (maximum 3 x 3 mm).	<ul style="list-style-type: none"> La morphologie du têtard se prête difficilement aux frottis. Le prélèvement d'un petit morceau de tissu au niveau de la nageoire caudale (dépourvue de muscles et de vertèbres) cicatrise rapidement. 	Leyse et al. 2003

Reptiles (Reptilia)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
RE-01	Capture à la main	Attraper un reptile à mains nues ou avec des gants en cuir; n'utiliser aucun autre accessoire. S'agissant des serpents de grande taille ou venimeux, il est possible de les empêcher de fuir à l'aide d'un crochet pour serpents avant de les attraper.	<ul style="list-style-type: none"> Immobiliser l'animal avec la main pour l'empêcher de s'échapper. Ne pas garder l'animal en main trop longtemps; le déposer au plus vite dans un seau, une boîte, un aquarium ou un sac en toile. 	Gent & Gibson 1998
RE-02	Nœud coulant	Attraper un lézard à l'aide d'une canne à pêche ou d'un lasso; n'utiliser aucun autre accessoire. Convient pour examiner l'animal (état de santé, sexe, gestation, reconnaissance individuelle de ses motifs, etc.) et pour déterminer son espèce, mais aussi à des fins de formation et de documentation photographique.	<ul style="list-style-type: none"> Aucune exigence spéciale, si ce n'est de traiter l'animal avec respect et ménagement lors de sa capture (lasso adapté) et de sa manipulation, de limiter son stress et de le relâcher à l'endroit où il a été capturé. 	Gent & Gibson 1998
RE-03	Abris artificiels	Installer des abris artificiels (p.ex. des planches de bois) dans l'habitat terrestre des reptiles. Il suffira de les soulever pour contrôler quelles espèces ils abritent. Dans certains cas, il pourra être nécessaire d'attraper des individus à la main (p.ex. pour déterminer leur sexe).	<ul style="list-style-type: none"> Les animaux trouvent volontairement refuge sous ces abris et n'en sont pas prisonniers. Il n'est pas toujours nécessaire de les manipuler. 	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
RE-04	Nasse et filet (p. ex. verveux)	<p>Pour les tortues aquatiques (cistude d'Europe, p. ex.): méthode consistant à poser un filet pour faire barrage aux tortues et les forcer à entrer dans une nasse (dont elles ne pourront pas ressortir).</p> <p>Avantages : méthode la plus efficace pour capturer ces espèces de tortues ; les individus capturés restent calmes jusqu'à leur ramassage.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Contrôler le filet et la nasse au moins 1 fois par jour. • Installer et, le cas échéant, fixer le piège de sorte que les animaux puissent en tout temps respirer (une bouteille en PET peut être utilisée comme flotteur). 	Cadi & Faverot 2004
Immobilisation				
RE-05	Boîte/aquarium	Confiner l'animal capturé dans une petite boîte, par exemple un petit aquarium en plastique, afin qu'il puisse être facilement observé (p. ex. par les participants à une excursion) et transporté.	<ul style="list-style-type: none"> • Fermer la boîte avec soin. La contrôler toutes les deux heures. Ne pas l'exposer à des températures élevées. 	Gent & Gibson 1998
RE-06	Tube	Pour les serpents venimeux ou agressifs : introduire une grande partie du serpent dans un tube transparent (PVC/PET) dont le diamètre est légèrement supérieur à celui de l'animal. Cette méthode permet d'avoir accès à l'arrière du corps sans risque de morsure. La transparence du tube permet de surveiller la position de la tête. Le tube peut être ouvert ou fermé à l'autre extrémité.	<ul style="list-style-type: none"> • Méthode à n'utiliser que brièvement. Cette alternative à la méthode de la fourchette est plus sûre pour l'intervenant et moins stressante pour l'animal. • La seule difficulté consiste à faire entrer le serpent dans le tube. 	Ferner 2007
RE-07	Méthode de la fourchette	Pour les serpents venimeux : immobiliser la tête du serpent à l'aide d'une fourchette (fourchette sans pointes centrales ou pique à viande) dont la partie la plus large a été préalablement garnie de caoutchouc mousse.	<ul style="list-style-type: none"> • Pour les serpents venimeux uniquement. • Immobiliser la tête du serpent au niveau du cou, en enfonçant la fourchette dans le sol. • Ne pas enfoncer la fourchette trop profondément : le serpent doit pouvoir respirer. La forme en V de leur tête ne permet pas aux vipères de s'échapper. • Méthode à n'utiliser que brièvement (quelques minutes) pour immobiliser le serpent pendant la prise de ses mensurations ou le prélèvement d'échantillons. • Pour une contention plus longue, utiliser la méthode RE-08 (sac en toile). 	Moser 1988
RE-08	Sac en toile	Confiner l'animal capturé dans un sac en toile, dans l'attente d'une éventuelle manipulation.	<ul style="list-style-type: none"> • Nouer le sac avec soin, après s'être assuré que le reptile est positionné tout au fond. • Contrôler le sac toutes les deux heures. 	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Marquage				
RE-09	Identification photographique	Capter un reptile puis l'immobiliser (le plus souvent avec la main) pour pouvoir le photographier.	<ul style="list-style-type: none"> Le « marquage » photographique est la méthode imposant le moins de contrainte aux animaux. Immobiliser l'animal avec délicatesse et d'une façon adaptée à son espèce. Cette méthode suppose de capturer l'animal, de le détenir temporairement, puis de le relâcher. Écourter autant que possible toutes les étapes de l'opération. 	Gent & Gibson 1998 ; Hachtel et al. 2009b ; Henle et al. 1997
RE-10	Puce électronique	Pour les tortues : la puce électronique est implantée par une petite entaille faite sur l'animal (le plus souvent sur une patte). Méthode un peu plus coûteuse qu'une coupe d'écailles, mais la marque est plus facile à lire et les erreurs d'identification sont moins nombreuses.	<ul style="list-style-type: none"> La puce doit être implantée par un vétérinaire compétent. Se servir de canules à usage unique. Une suture chirurgicale garantit une bonne cicatrisation. Le poids minimal de l'animal pour une telle intervention est d'une centaine de grammes. 	Cadi & Faverot 2004 ; Henle et al. 1997 ; Mader & Divers 2013
RE-11	Puce électronique	Pour les serpents de plus de 35 cm : implanter en sous-cutané à environ 5-7 cm de du cloaque (partie la plus étroite du corps) une puce électronique de type DataMars T-SL (10,9×1,6 mm).	<ul style="list-style-type: none"> Convient uniquement pour les serpents mesurant plus de 35 cm de longueur. karch a fixé cette limite en se fondant sur la taille des puces et sur la mobilité des animaux. L'intervention nécessite d'immobiliser l'animal, mais ne dure normalement qu'une minute. La petite incision n'a pas besoin d'être suturée ; elle cicatrise très vite. Se servir de canules à usage unique. La pose d'une puce réduit au minimum le dérangement causé lors des recaptures (lecture rapide) et permet un marquage à vie. Placer la puce suffisamment loin du point d'incision (> 15 mm) pour l'empêcher de ressortir par frottement avant la cicatrisation complète. 	Gent & Gibson 1998 ; Dodd 2010 ; Henle et al. 1997 ; Mader & Divers 2013
RE-12	Entaillage des écailles	Pour les tortues : à l'aide d'une petite scie, entailler une ou deux écailles bordant la carapace afin de créer un code d'identification unique.	<ul style="list-style-type: none"> Les entailles doivent être suffisamment profondes pour ne pas s'effacer avec le temps, mais pas trop pour ne pas blesser l'animal. Une entaille trop profonde peut provoquer une nécrose de la carapace. 	Ferner 2007 ; Cadi & Faverot 2004 ; Henle et al. 1997

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
RE-13	Émetteur intragastrique	Pour les serpents : introduire dans l'estomac du serpent, par un geste de palpation, un émetteur VHF de taille et de forme adaptées à l'individu (p.ex. émetteur type ATStrack R1170)	<ul style="list-style-type: none"> Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 5% du poids du serpent. L'ingestion de l'émetteur étant une source de stress pour l'animal, la manipulation ne doit pas durer plus de 2 minutes environ. Si l'émetteur gêne l'animal, il peut le régurgiter à tout moment. Choisir la forme et la taille de l'émetteur de sorte qu'il reste dans l'estomac et ne passe pas dans les intestins. L'émetteur est généralement injecté à l'aide d'une canule adaptée afin de réduire le risque de morsure ; enduit de vaseline ou d'un autre lubrifiant, il est ensuite poussé délicatement vers l'estomac par un geste de palpation. 	Moser 1988
RE-14	Émetteur	Pour les tortues : coller un émetteur VHF sur la carapace de la tortue avec de la colle neutre (p.ex. Araldit®).	<ul style="list-style-type: none"> Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 10% du poids de la tortue. L'émetteur ne doit pas gêner les mouvements de la tortue. Il peut être collé juste derrière sa tête ou sur l'arrière de la carapace, là où elle est moins haute. Il se décolle sans intervention extérieure après deux ou trois ans. 	Boarman et al. 1998
RE-15	Émetteur intrapéritonéal	Pour les serpents : placer un émetteur actif (p.ex. ATStrack R1170) un peu après l'estomac, par voie intrapéritonéale. L'antenne se prolonge en sous-cutané.	<ul style="list-style-type: none"> Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 5% du poids du serpent. Cette méthode est utile dans les cas où l'émetteur risque d'être régurgité. Si la méthode n'a pas encore été expérimentée sur l'espèce cible, une étude pilote doit être réalisée en amont (des problèmes sont apparus lors d'essais sur des espèces étouffant leurs proies, p.ex. la couleuvre d'Esculape). L'émetteur doit être implanté par un vétérinaire. Il s'agit d'une intervention chirurgicale sous anesthésie générale. L'émetteur doit être fixé sur deux côtés pour empêcher une éventuelle expulsion (cf. Pearson & Shine 2002). 	Bryant et al 2010 ; Mullin & Seigel 2009 ; Pearson & Shine 2002
RE-16	Coloration	Pour un projet de courte durée, il est possible de marquer un reptile en appliquant sur son dos un colorant inoffensif (p.ex. du vernis à ongles).	<ul style="list-style-type: none"> Le marquage disparaît naturellement. 	Gent & Gibson 1998
Prélèvement d'échantillons				
RE-17	Échantillon d'écailles	Pour les serpents : couper une ou deux écailles ventrales ou sous-caudales sans toucher la peau de l'animal. Les écailles repousseront à chaque mue et seront entièrement reconstituées au bout d'un an environ. La coupe dure 20 à 30 secondes.	<ul style="list-style-type: none"> La tortue n'est pas gênée par la coupe de ses écailles. On observe assez souvent des individus avec une ou plusieurs écailles ventrales ou sous-caudales abîmées naturellement. 	Ferner 2007

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
RE-18	Échantillon de salive	Le frottis buccal permet de prélever du matériel génétique chez toutes les espèces de reptiles. Une fois la bouche de l'animal ouverte (la plupart des reptiles le font naturellement), passer un écouvillon dans la bouche ou sous la langue (tortue).	<ul style="list-style-type: none"> Chez la plupart des espèces, l'ouverture de la bouche est un mécanisme de défense, ce qui a l'avantage de limiter le stress de l'animal pendant le frottis. Le frottis dure environ 15 secondes. 	Beebee 2007
RE-19	Échantillon de sang	Pour les serpents : une piqûre au niveau de la queue permet de prélever une petite quantité de sang. Planter l'aiguille (de type seringue à insuline) sur la face ventrale de la queue et l'enfoncer en direction de la colonne vertébrale.	<ul style="list-style-type: none"> Ne pas dépasser la quantité maximale recommandée (cf. SOP). Utiliser du matériel de prélèvement à usage unique (canules, etc.). Une fois l'animal immobilisé, le prélèvement dure normalement une à deux minutes. 	Joger & Lenk 1997

Poissons (Pisces)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
PI-01	Filets (verticaux, trainés, horizontaux)	Ces filets sont utilisés pour capturer des poissons mobiles dans des lacs ou des cours d'eau. Conçus pour pêcher des poissons destinés à être vendus, ils sont mal adaptés à la capture d'individus vivants suivie d'une remise à l'eau.	<ul style="list-style-type: none"> Ne laisser les filets dans l'eau que brièvement afin de garder vivants les poissons pris au piège. Adapter la taille des mailles à l'espèce cible. L'eau dans laquelle les poissons sont détenus provisoirement avant leur marquage doit être suffisamment oxygénée et pas trop chaude; éviter tout autre facteur de stress. 	Côté & Perrow 2012
PI-02	Nasses	Des nasses sont mises à l'eau pendant quelques heures ou le temps d'une nuit. Les poissons qui franchissent l'entrée en forme d'entonnoir sont pris au piège et ne peuvent plus ressortir. Les nasses peuvent être équipées de deux ailes de part et d'autre de l'entrée, destinées à rabattre les poissons vers le piège.	<ul style="list-style-type: none"> Limiter le temps de présence dans la nasse à quelques heures. Récupérer les nasses avec précaution, en particulier si elles se trouvent en profondeur. Vider la nasse en fonction de la densité de poissons capturés. Utiliser des nasses dépourvues de bords tranchants (risque de blessure pour les poissons). L'eau dans laquelle les poissons sont détenus provisoirement avant leur marquage doit être suffisamment oxygénée et pas trop chaude; éviter tout autre facteur de stress. 	Côté & Perrow 2012

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
PI-03	Filet de récupération	Placer un filet de récupération (en forme de poche) en travers d'un cours d'eau afin d'effectuer des contrôles sur toute sa largeur. Typiquement, ce genre de filet est utilisé à la sortie des aspirateurs des turbines ou à l'aval des by-pass d'un barrage pour contrôler la dévalaison des poissons. Les filets de récupération sont sensibles à la taille des poissons et capturent difficilement les petits spécimens.	<ul style="list-style-type: none"> Utiliser un filet suffisamment grand pour causer le moins de dommages possibles. Il existe un risque de blessure pour les poissons peu vigoureux. Vider le filet à intervalles rapprochés, surtout si le débit est élevé. L'eau dans laquelle les poissons sont détenus provisoirement avant leur marquage doit être suffisamment oxygénée et pas trop chaude; éviter tout autre facteur de stress. 	Schmalz 2010
PI-04	Capture au moyen d'appareils électriques	Le champ électrique qui se forme entre l'anode et la cathode de l'appareil électrique à courant continu attire les poissons qui nagent à proximité de l'anode (réaction galvanotactique). Il est alors facile de les attraper avec une épuisette.	<ul style="list-style-type: none"> L'ondulation résiduelle des appareils électriques à courant continu doit être inférieure à 10% (utiliser uniquement des appareils agréés). Veiller à ce que les poissons restent très peu de temps à proximité de l'anode. Ne pas employer cette méthode si les conditions sont inadéquates (turbidité, débit élevé, etc.). Le non-respect des mesures de précaution constitue un risque de blessure pour les poissons (lésions vasculaires, hématomes). L'eau dans laquelle les poissons sont détenus provisoirement avant leur marquage doit être suffisamment oxygénée et pas trop chaude; éviter tout autre facteur de stress. 	Meng & Peter 2010; Reynolds & Kolz 2012; Snyder 2003
PI-05	Bassin de comptage	Le bassin de comptage sert à évaluer l'efficacité d'un ouvrage de montaison. Les poissons sont confinés dans le bassin d'où ils ne peuvent plus s'enfuir.	<ul style="list-style-type: none"> Limiter le temps de présence dans le bassin à quelques heures (au maximum une journée). Les poissons doivent être sortis du bassin avec ménagement (il ne faut pas les laisser frétiller sur un sol drainé). Le fond du bassin doit être dépourvu de bords tranchants. 	Peter et al. 2016
Immobilisation				
PI-06	Narcose à la tricaine	<p>Anesthésier les poissons par immersion dans un bain à la tricaine (méthanesulfonate de tricaine, méthacaine, MS222); solution de tricaine: 0,7-1,0g de tricaine dans 10 litres d'eau (pH 5 environ).</p> <p>Méthode indiquée pour marquer les poissons rapidement et de manière fiable.</p>	<ul style="list-style-type: none"> Pour prévenir l'apparition de problèmes physiologiques, il est recommandé de tamponner la tricaine au bicarbonate de sodium (2g de bicarbonate par gramme de tricaine). Laisser les poissons dans cette solution jusqu'à la perte totale d'équilibre et de réaction réflexe. Une immersion trop longue est fatale. 	Summerfelt & Smith 1990; Adam et al. 2013
PI-07	Narcose à l'huile de clou de girofle	Anesthésier les poissons par immersion dans un bain contenant une solution d'huile de clou de girofle (eugénol). Commencer par mélanger 1,2ml d'huile de clou de girofle dans de l'éthanol (à 95%) selon un rapport 1:10-1:20, puis diluer le mélange dans 30 litres d'eau.	<ul style="list-style-type: none"> Laisser les poissons dans cette solution jusqu'à la perte totale d'équilibre et de réaction réflexe. L'huile de clou de girofle vendue en pharmacie n'est pas pure; le produit contient 80 à 95% de substance active. Une concentration trop élevée et une immersion trop longue sont fatales. 	Javahery et al. 2012; Keene et al. 1998

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
PI-08	Bourriche, panier perforé	Permet de détenir momentanément des poissons dans une étendue d'eau.	<ul style="list-style-type: none"> S'assurer que le piège ou le panier perforé soit suffisamment oxygéné, protégé contre le soleil et placé suffisamment loin du cathode durant l'utilisation de l'appareil de pêche électrique. 	
Marquage				
PI-09	Coloration	À l'aide d'une aiguille ou d'un injecteur sans aiguille, appliquer un colorant sur les nageoires, à la base des nageoires ou sur le corps. Sont fréquemment utilisés le bleu alcian (qui reste visible plusieurs mois, voire plusieurs années), les marques VIE et des colorants fluorescents.	<ul style="list-style-type: none"> Le bleu alcian (8 GX/GS) doit être appliqué de manière à pénétrer dans le tissu. Mais l'application ne doit causer aucune perforation. Les marques VIE doivent être injectées dans du tissu transparent (p. ex. en arrière de l'œil ou entre les rayons d'une nageoire). L'application en sous-cutané en arrière de l'œil nécessite de bien anesthésier le poisson (immobilisation). 	Bolland et al. 2010; Adam et al. 2013
PI-10	Identification photographique	Photographier le côté d'un poisson, ou les deux, afin de pouvoir l'identifier individuellement grâce aux points dessinés sur son corps (en particulier chez les salmonidés).	<ul style="list-style-type: none"> Le poisson peut être sorti de l'eau brièvement et délicatement (sans immobilisation) ou mis en position latérale sur une surface plane et humide (avec immobilisation) pour une photographie du corps entier. 	Werner et al. 2014
PI-11	Implants visibles	Avec une seringue, implanter en direction de la queue une marque en polyester portant un code alphanumérique dans le tissu transparent juste derrière l'œil. Taille de la marque : 2,7 x 1,2 mm ou 5 x 2 mm. Plusieurs coloris disponibles.	<ul style="list-style-type: none"> Uniquement pour les poissons mesurant plus de 15 cm. La marque doit être implantée par une personne expérimentée (risque de blessure). Le poisson doit être préalablement anesthésié (absence de réaction réflexe). La marque se conserve et reste visible pendant plusieurs mois. 	Adam et al. 2013; Peter 2013
PI-12	Puce électronique	Implanter une marque PIT (passive integrated transponder) dans la cavité corporelle à l'aide d'un applicateur ou via une petite incision faite au scalpel. Plusieurs tailles disponibles (8 mm, 12 mm, 23 mm, 32 mm). Les marques PIT nécessitent un lecteur spécial.	<ul style="list-style-type: none"> Uniquement pour les poissons mesurant plus de 6 cm. Le poisson doit être préalablement anesthésié (absence de réaction réflexe). Pour les marques à partir de 23 mm, mieux vaut pratiquer une incision au scalpel d'environ 3 mm. Cicatrisation rapide sans suture. 	Ostrand et al. 2012; Richard et al. 2013
PI-13	Émetteur	Un émetteur radio ou acoustique est soit fixé au corps du poisson, soit implanté dans sa cavité corporelle par voie gastrique ou chirurgicale. L'antenne de l'émetteur radio se trouve nécessairement à l'extérieur du corps. Les émetteurs acoustiques n'ont pas d'antenne. Les données de localisation du poisson sont transportées dans l'air sur de longues distances (radiotélémetrie). Sous l'eau, les émetteurs acoustiques sont détectés à l'aide d'un hydrophone. Selon la durée de vie souhaitée, le poids de l'émetteur peut varier entre 0,5g et 20g.	<ul style="list-style-type: none"> Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 2% du poids du poisson. Il est recommandé de placer l'émetteur dans la cavité corporelle du poisson afin que celui-ci ne soit pas gêné, ni pour nager, ni pour se nourrir. La réussite de l'opération suppose que le poisson soit préalablement anesthésié. Le poisson doit être suffisamment oxygéné pendant toute l'opération de marquage. 	Jepsen et al. 2002; Peter 2013

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
PI-14	Marquage chimique	Immerger brièvement des œufs ou des larves dans un colorant tel que l'alizarine (rouge). Le colorant sera ensuite détectable dans les otolithes des poissons.	<ul style="list-style-type: none"> • Cette méthode fonctionne surtout avec le corégone, le saumon et la truite. 	Eckmann 2003 ; Unfer & Pinter 2013
PI-15	Ablation de nageoires	Des nageoires sont coupées en partie ou en totalité. Toutes les nageoires se régénèrent rapidement, sauf la nageoire adipeuse des salmonidés. Utiliser des ciseaux bien affûtés.	<ul style="list-style-type: none"> • Couper de préférence des nageoires pectorales, ou, chez les salmonidés, la nageoire adipeuse. Celle-ci pourrait toutefois jouer un rôle dans le comportement d'accouplement des mâles. • Ne jamais couper la nageoire caudale ou anale. • La coloration (au bleu alcian) est une bonne alternative à l'ablation des nageoires. 	Stuart 1958 ; Peter 2013)
PI-16	Coded wire tag	Un fil en métal inoxydable magnétisé (1,1 x 0,25 mm ou 0,5 x 0,25 mm) est implanté dans la région nasale du neurocrâne du poisson à l'aide d'une machine spéciale et d'une aiguille. Un code est gravé sur ce fil. Pour identifier le poisson, le fil métallique doit être extrait par voie chirurgicale (ce qui implique de travailler sur un poisson mort).	<ul style="list-style-type: none"> • La marque doit être implantée par une personne expérimentée. • Ne pas introduire le fil trop profondément. • Le poisson doit être préalablement anesthésié (absence de réaction réflexe). 	Vander Haegen et al. 2012
Prélèvement d'échantillons				
PI-17	Échantillon de tissu	Un échantillon de tissu est prélevé puis conservé dans de l'éthanol (à 100 %) en vue d'une analyse ADN. La méthode consiste généralement à couper un morceau de tissu au niveau d'une nageoire.	<ul style="list-style-type: none"> • Utiliser des ciseaux bien affûtés pour prélever un petit échantillon de tissu (nageoire adipeuse, nageoire ventrale). • L'intervention doit être aussi brève que possible. • Le poisson doit être préalablement anesthésié (absence de réaction réflexe). 	Junker et al. 2012
PI-18	Échantillon de sang	Un échantillon de sang est prélevé dans la veine caudale d'un poisson anesthésié à l'aide d'une seringue et d'une canule (position ventrale ou latérale).	<ul style="list-style-type: none"> • Uniquement pour les poissons mesurant plus de 9 cm ; prélever au maximum 0,25 à 0,5 % du poids de l'animal (convertir les millilitres de sang en grammes). 	Noga 2000 ; Rowley 1990
PI-19	Échantillon d'écaille	Pour les salmonidés : prélèvement d'un échantillon d'écaille à l'aide d'une pincette au-dessus de la ligne latérale, entre l'avant de la nageoire dorsale et la nageoire adipeuse.		Ombredane & Richard 1990

Décapodes (Decapoda)

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Capture				
DE-01	Nasse	Un appât est posé au fond d'un panier dont l'entrée en forme d'entonnoir empêche les animaux pris au piège de ressortir. Il existe plusieurs modèles de nasses.	<ul style="list-style-type: none"> • Contrôler les nasses tous les deux jours au moins. • Transférer délicatement les animaux dans un sceau de sorte que leurs extrémités prises dans la nasse ne soient pas arrachées. • Remettre délicatement les animaux à l'eau. 	Policar & Kozák 2005
DE-02	Capture à la main	Les décapodes actifs sont attrapés avec la main pendant leurs déplacements nocturnes et déposés dans un seau contenant de l'eau. Possibilité de choisir les individus en fonction de leur taille et de leur sexe (capture sélective).	<ul style="list-style-type: none"> • Adapter la manipulation à la taille de l'individu. • Déposer délicatement les animaux dans un seau ou les remettre à l'eau. • Dans la mesure du possible, prospector les eaux depuis la berge afin de ne pas piétiner le lit du cours d'eau. 	Holdich et al. 2006
DE-03	Balace à écrevisses	Placer un appât au centre d'un cerceau entouré d'un filet à relever. Dès qu'une écrevisse se trouve à l'intérieur du cerceau, tirer sur le filet pour le relever et le sortir de l'eau.	<ul style="list-style-type: none"> • Transférer délicatement les écrevisses dans un sceau de sorte que leurs extrémités prises dans le filet ne soient pas arrachées. • Remettre délicatement les animaux à l'eau. 	PIRSA 2015
Immobilisation				
DE-04	Réfrigération	Les animaux sont refroidis à une température de 4 °C.	<ul style="list-style-type: none"> • Ne pas déposer les animaux directement sur de la glace, mais sur de la laine de bois ou sur une couverture déposées sur de la glace. 	Jussila et al. 2013
DE-05	Narcose à l'huile de clou de girofle	<p>Anesthésier les décapodes par immersion dans de l'eau traitée avec de l'huile de clou de girofle. Commencer par mélanger de l'huile de clou de girofle à 100 mg/l (eugénol) dans de l'éthanol (à 95 %) selon un rapport 1:9, puis diluer le mélange dans de l'eau.</p> <p>L'huile de clou de girofle vendue en pharmacie contient environ 1 g d'eugénol par ml, mais elle est rarement pure.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Prolonger l'immersion jusqu'à ce que les animaux se retournent ou ne manifestent plus aucune réaction. • Une concentration trop élevée et une immersion trop longue sont fatales. 	Lewbart & Mosley 2012
DE-06	Étourdissement électrique	Les décapodes sont étourdis à l'électricité au moyen d'un appareil spécifique tel que le CrustaStun (Studham Technologies Ltd., UK) ou Stansas (SeaSide, Norvège).	<ul style="list-style-type: none"> • Suivre les consignes d'utilisation de l'appareil électrique. 	Neil 2010 ; Neil & Thompson 2012
DE-07	Bourriche, panier perforé	Permet de détenir momentanément ou d'élever des décapodes dans une étendue d'eau.	<ul style="list-style-type: none"> • Contrôler les bourriches ou les paniers perforés au minimum une fois par jour. Les décapodes doivent disposer d'une surface au moins équivalente à la taille de leur corps. Le nombre et la grandeur des trous doivent permettre une circulation suffisante de l'eau. 	

N°	Méthode	Descriptif	Exigences/précautions	Bibliographie
Marquage				
DE-08	Marqueur à peinture	Marquage à l'aide d'un marqueur à peinture sans solvant.	<ul style="list-style-type: none"> • Directement dans l'eau : DYKEM® Texpen Marker. • Hors de l'eau : DYKEM® Brite Marker. • L'intervention doit être aussi brève que possible. 	Ramalho et al. 2010
DE-09	Marquage électronique externe	Une marque PIT est fixée sur la carapace.	<ul style="list-style-type: none"> • Utiliser le modèle 12 x 2,12 mm (0,1 g) pour les carapaces mesurant 2,5 à 4 cm de long et le modèle 23 x 3,65 mm (0,6 g) pour les carapaces de plus de 4 cm. • Essuyer la carapace avec un chiffon ou un papier absorbant, puis fixer la marque avec de la colle époxy bi-composants sans solvant. • Ne pas gêner le champ de vision de l'animal. • Maintenir l'animal dans un environnement humide pendant le séchage de la colle, puis le remettre immédiatement à l'eau. 	Hirsch et al. 2016
DE-10	Marquage électronique interne	Une marque PIT est introduite à l'intérieur de la carapace. Contrairement au marquage externe, le marquage interne est conservé après la mue.	<ul style="list-style-type: none"> • Uniquement pour les carapaces à partir de 25 mm de longueur ; taille maximale de la marque : 12 x 2,12 mm (0,1 g). • Anesthésier préalablement l'animal avec de l'huile de clou de girofle. • Au niveau de la 5^e péréiopode (dernière patte locomotrice), par une incision d'env. 3 mm de largeur et de profondeur, introduire la marque à l'aide d'une aiguille à injection (diamètre max. 2,5 mm) et la positionner au-dessous de la glande digestive et au-dessus de la musculature segmentaire. • Attendre le réveil de l'animal avant la remise à l'eau. • Les canules doivent être à usage unique. 	Bubb et al. 2002a
DE-11	Émetteur	Un émetteur radio est fixé sur la carapace ou sur une pince de l'animal.	<ul style="list-style-type: none"> • Le poids de l'émetteur ne doit pas dépasser 5 % du poids de l'espèce. Tout écart doit être justifié. • Essuyer la carapace avec un chiffon ou un papier absorbant, puis fixer la marque avec de la colle époxy bi-composants sans solvant. • Ne pas gêner le champ de vision et l'espace de mouvement de l'animal. • Maintenir l'animal dans un environnement humide pendant le séchage de la colle, puis le remettre immédiatement à l'eau. 	Bubb et al. 2002b
Prélèvement d'échantillons				
DE-12	Ablation d'un pléopode	Arracher un pléopode (patte natatoire) à l'aide d'une pincette stérile.	<ul style="list-style-type: none"> • Avec la main, immobiliser fermement l'animal en position dorsale. • L'intervention doit être aussi brève que possible. 	Vorburger et al. 2014

8.2 Services compétents en matière d'information et d'autorisation

Législation sur la protection des animaux

Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV)

Protection des animaux, expérimentation animale

3003 Liebefeld-Berne

058 463 00 85 58

info@blv.admin.ch

Services délivrant des autorisations pour les expérimentations animales

Offices vétérinaires cantonaux

Contact : Service vétérinaire suisse

www.blv.admin.ch/blv/fr/home/das-blv/organisation/veterinaerdienst-schweiz.html

Législation sur la chasse

Service délivrant des autorisations pour les espèces protégées de mammifères et d'oiseaux

Service délivrant des autorisations pour le recours à des moyens et engins prohibés

Office fédéral de l'environnement (OFEV)

Division Espèces, écosystèmes, paysages

Section Faune sauvage et biodiversité en forêt

3003 Berne

058 462 93 89

aoel@bafu.admin.ch

Services délivrant des autorisations pour les espèces de mammifères et d'oiseaux pouvant être chassées

Services cantonaux de la faune sauvage et de la chasse, inspections de la chasse

Contact : Conférence pour forêt, faune et paysage

www.kwl-cfp.ch/fr/cfp/buts-et-organisation

Centre de coordination pour le baguage des oiseaux

Station ornithologique suisse

Centrale de baguage

Seerose 1

CH-6204 Sempach

041 462 97 00

ring@vogelwarte.ch

Législation sur la pêche

Service de déclaration pour le marquage des poissons

Office fédéral de l'environnement (OFEV)

Division Espèces, écosystèmes, paysages

Section Milieux aquatiques

3003 Berne

058 462 93 89

aoel@bafu.admin.ch

Services délivrant des autorisations pour la pêche

Administrations cantonales de la pêche

Contact : Conférence pour forêt, faune et paysage

www.kwl-cfp.ch/fr/cfp/buts-et-organisation

Législation sur la protection de la nature et du paysage

Office fédéral de l'environnement (OFEV)

Division Espèces, écosystèmes, paysages

Section Espèces et milieux naturels

3003 Berne

058 462 93 89

aoel@bafu.admin.ch

Services délivrant des autorisations pour la capture et le marquage d'animaux protégés en vertu de la LPN (batraciens, reptiles, insectivores, rongeurs, chauves-souris, etc.)

Services cantonaux de la protection de la nature et du paysage

Contact : Conférence des délégués à la protection de la nature et du paysage (CDNP)

www.kbnl.ch

Centre de coordination pour le marquage des reptiles et des amphibiens

info fauna – Centre suisse de coordination pour la protection des amphibiens et reptiles de Suisse (karch)

Belleaux 51

2000 Neuchâtel

032 718 36 00

Centres de coordination pour le marquage des chauves-souris

Cantons de Berne, de Fribourg, de Genève, du Jura, de Neuchâtel, du Valais et de Vaud : 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

Tous les autres cantons :

Centre de Coordination est pour la protection des chauves-souris (KOF)

Zürichbergstrasse 2218044 Zurich

044 254 26 80

fledermaus@zoo.ch

8.3 Bibliographie

Mammifères

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 : dans 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 p.

Bächler E. 2002 : Fang, Besenderung und Markierung der Gämsen. Dans : « Tourismus und Wild », Schlussbericht 1997-2002. Rapport à l'attention de l'Office de l'environnement, des forêts et du paysage (OFEFP), Section Faune sauvage : 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.

Baumann M., Struch M. 2000: Waldgemslen – Neue Erscheinung der Kulturlandschaft oder alte Variante der Naturlandschaft. Rapport final d'une étude réalisée pour le compte de la Direction fédérale des forêts, OFEFP, Berne.

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 pages.

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 bei Bern ; 537 pages.

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, Québec, 55 pages.

Campbell-Palmer R., Rosell F. 2013 : Captive management guidelines Eurasian Beaver ; p. 104.

- Chevrier T., Bergeon J.-P., Léonard Y. 2009 : Comment capturer des cervidés en montagne ? Faune sauvage 285 : 16-25.
- CSCF 2012 : Mémoire sur la capture des petits mammifères (révision des listes rouges).
- 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 pages.
- DeYoung 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 pages.
- 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, radiotélé-métrie ».
- Frei A., Bader B., Cordillot F. 2017 : Exigences en matière de détention temporaire et soins aux hérissons. Office fédéral de l'environnement (OFEV), Berne, Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV), 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 pages.
- Jullien J.-M., Cornillon M. 2012 : Le chamois : Biologie et écologie – Études dans le massif des Bauges. Biotope Éditions ; 176 pages.
- 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 pages.
- 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 : Écologie et comportement de la martre (*Martes martes* L.) dans le Jura suisse. Thèse Université de Neuchâtel ; 185 pages.
- Meia J.-S. 1994 : Organisation sociale d'une population de renards (*Vulpes vulpes*) en milieu montagnard. Thèse Université de Neuchâtel ; 208 pages.
- 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 pages.
- Ryser-Degiorgis 2015a : Anleitung FIWI-Wildtier-Handbuch. Universität Bern. Université de Berne.
- Ryser-Degiorgis 2015b : Gämsblindheit – Entnahme und Lagerung von Probe. Fiche pratique FIWI, Université de Berne.
- Ryser-Degiorgis 2014 : Piétain : prélèvements de frottis d'onglons. Fiche pratique FIWI, Université de Berne.
- Ryser-Degiorgis M. P., M. Pewsner 2013 : « Immobilisation von Wildtieren – Schwerpunkt Rotwild ». Présentation « Narcose et pose d'émetteurs sur les cerfs communs » dans le cadre de la journée de formation continue des gardes-chasse (ZHAW, Wädenswil).
- Ryser-Degiorgis M.P. 2005 : « Immobilisation von Wildtieren – Schwerpunkt Steinbock ». Présentation dans le cadre de la formation continue des gardes-chasse.
- 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 ; p. 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 pages.
- 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 pages.
- 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 pages.

Wirthner-Bitterlin L., Reifler-Bächtiger M., Palmisano M., Egloff S., Briner T., Capt S., Graf R. F. 2016: Kleinsäuger mit Haarproben zuverlässig bestimmen. Vierteljahrsschrift der NGZH 161: 9-11.

Oiseaux

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.

Bearho 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 Wasservogel am Sempachersee. *Ornithol. Beob. Beiheft* 11.

Jenni L., Winkler R. 1994: Moulting 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., Frey H. 2016: Anleitung zur Feder-Bleichung zur Markierung von Bartgeiern. Guideline of the Vulture Conservation Foundation.

Station ornithologique suisse 2013: directives de la Centrale de baguage de la Station ornithologique suisse pour le marquage des oiseaux sauvages.

Station ornithologique suisse 2015: feuille d'information pour marquage visuel complémentaire.

Silvy N.J. 2012: The Wildlife Techniques Manual – Research. 7th Edition, Vol.1, John Hopkins University Presse, 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 D. 2010: A hard look at blood sampling of birds. *Auk* 127: 704-708.

Organisation mondiale de la santé animale – OIE 2015: Manuel des tests de diagnostic et des vaccins pour les animaux terrestres. Chap. 2.3.4 Avian Influenza.

Amphibiens et reptiles

- 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 TJC 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 d'espaces naturels Rhône-Alpes, 108 pages.
- Dodd 2010 : Measuring and marking postmetamorphic amphibians. In: *Amphibian ecology and conservation: a handbook of techniques*.
- Ferner JW 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-Naturwissenschaftlichen Fakultät*, p. 155. Universität de Bâle, Bâle.
- 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. *13* (4): 175-178.

Poissons

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? *Hydrobiologica*, 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/OFEV/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 pages.

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». Étude réalisée pour le compte de l'Office fédéral de l'environnement; 43 pages.

Reynolds J.A., Kolz A.L. 2012: Electrofishing. In: Zale A.V., Parrish D.L., Sutton T.M. (Eds). *Fisheries techniques*, 3rd Edition. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland: 350-361.

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. (Ed.): *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: Schreck C.B., Moyle P.B. (Eds). *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.

Décapodes

Bubb D.H., Lucas M.C., Thom T.J., Rycroft P. 2002 : 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. 2002 : 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 : p. 59-70.

Neil D. 2010 : The effect of the CrustaStun on nerve activity in crabs and lobsters. *Proj. Report. Univ. Glas., Glas. UK* ; 19 pages.

Neil D., Thompson J. 2012 : The stress induced by the CrustaStun™ 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 pages.

PIRSA Primary Industries and Regions SA 2015 : Permitted devices by the Government of South Australia.

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.