

Cattura, marcatura e prelievo di campioni di animali selvatici

Aiuto all'esecuzione per il monitoraggio delle popolazioni e i controlli dei risultati



Schweizerische Eidgenossenschaft
Confédération suisse
Confederazione Svizzera
Confederaziun svizra

Ufficio federale dell'ambiente UFAM

Ufficio federale della sicurezza alimentare
e di veterinaria USAV

Cattura, marcatura e prelievo di campioni di animali selvatici

Aiuto all'esecuzione per il monitoraggio delle popolazioni e i controlli dei risultati

Editore

Valenza giuridica

La presente pubblicazione è un aiuto all'esecuzione elaborato da UFAM e USAV in veste di autorità di vigilanza. Destinata in primo luogo alle autorità esecutive, essa concretizza le prescrizioni del diritto federale (in merito a concetti giuridici indeterminati e alla portata e all'esercizio della discrezionalità) nell'intento di promuovere un'applicazione uniforme della legislazione. Le autorità esecutive che vi si attengono possono legittimamente ritenere che le loro decisioni sono conformi al diritto federale. Sono ammesse soluzioni alternative, purché siano documentati in modo comprensibile i motivi per cui è necessaria una deroga e in che modo sono rispettate le prescrizioni in materia di protezione delle specie e degli animali.

Editore

Ufficio federale dell'ambiente (UFAM)

Ufficio federale della sicurezza alimentare e di veterinaria (USAV)

Autore e responsabile del progetto

Thomas Gerner, sezione Fauna selvatica e biodiversità forestale, UFAM

Accompagnamento UFAM

Francis Cordillot, sezione Specie e habitat

Daniel Hefti, sezione Habitat acquatici

Accompagnamento USAV

Heinrich Binder, responsabile del settore Sperimentazione animale; Ingrid Kohler, settore Sperimentazione animale

Accompagnamento Cantoni

Mirjam Ballmer, Conferenza dei servizi della caccia e della pesca (CCP); Doris Bürgi Tschan, veterinaria cantonale, Cantone di Soletta; Jörg Gemsch, Conferenza dei delegati della protezione della natura e del paesaggio (CDPNP); Regula Vogel, veterinaria cantonale, Cantone di Zurigo

L'elenco dei metodi è stato stilato in collaborazione con i seguenti esperti

Elias Bader, Centro di coordinamento Ovest per lo studio e la protezione dei pipistrelli (KOF), Zurigo; Thomas Briner, Naturmuseum Solothurn; Claude Fischer, Haute école du paysage, d'ingénierie et d'architecture (hepia), Ginevra; Nicole Imesch, Società svizzera di biologia della fauna (SSBF), Zurigo; Lukas

Jenni, Stazione ornitologica svizzera, Sempach; Marie-Pierre Ryser, Centro di medicina della fauna ittica e selvatica (FIWI), Berna; Benedikt Schmidt, Centro di coordinamento per la protezione degli anfibi e dei rettili in Svizzera (karch), Neuchâtel; Claudio Signer, Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW), Wädenswil; Armin Peter, fish consulting, Olten; Thomas Wahli, Centro di medicina della fauna ittica e selvatica (FIWI), Berna; Manuela von Arx, KORA, Berna; Armin Zenker, Fachhochschule Nordwestschweiz (FHNW), Muttenz

Altri esperti coinvolti secondo i gruppi di specie

Piccoli mammiferi: Jürg-Paul Müller, Peter Wandeler; *chiropteri:* Hubert Krättli, Manuel Ruedi; *castori:* Christof Angst; *grandi predatori:* Urs Breitenmoser, Andreas Ryser, Fridolin Zimmermann, Mirjam Pewsner; *altri predatori:* Fabio Bontadina, Sandra Gloor, Darius Weber, Irene Weinberger; *artiodattili:* Mark Struch, Christian Willisch; *uccelli:* Jan von Rönn; *rettili:* Sylvain Ursenbacher; *comune a tutti i gruppi di specie:* Iris Marti.

Indicazione bibliografica

Gerner Th. 2018: Cattura, marcatura e prelievo di campioni di animali selvatici. Aiuto all'esecuzione per il monitoraggio delle popolazioni e i controlli dei risultati. Ufficio federale dell'ambiente, Berna. Pratica ambientale n. 1829: 50 pagg.

Traduzione

Servizio linguistico italiano, UFAM

Grafica e impaginazione

Cavetti AG, Marken. Digital und gedruckt, Gossau

Foto di copertina

Rilascio di una *Crociodura* rossiccia (*Crociodura russola*) durante un monitoraggio di micromammiferi.

© Martina Reifler-Bächtiger

Link per scaricare il PDF

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

(la versione cartacea non può essere ordinata)

La presente pubblicazione è disponibile anche in tedesco e francese. La lingua originale è il tedesco.

© UFAM 2018

Indice

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

Prefazione	6
-------------------	----------

1	Mandato e campo di applicazione	7
1.1	Situazione iniziale	7
1.2	Campo di applicazione e finalità	7

2	Basi legali	8
2.1	Legislazione sulla protezione degli animali	8
2.2	Legislazione sulla caccia	8
2.3	Legislazione sulla pesca	8
2.4	Legislazione sulla protezione della natura e del paesaggio	9

3	Gestione di animali selvatici in libertà conforme alla protezione degli animali: tre pilastri	10
----------	--	-----------

4	Principi etici e altri principi in fase di pianificazione, svolgimento e valutazione di progetti	11
----------	---	-----------

5	Metodi riconosciuti	13
5.1	Copertura dell'elenco allegato	13
5.2	Interventi dolorosi	13
5.3	Utilizzo di sostanze narcotizzanti	13

6	Formazione e formazione continua	15
----------	---	-----------

7	Autorizzazione e controllo	16
----------	-----------------------------------	-----------

8	Allegato	17
8.1	Elenco dei metodi riconosciuti	17
8.2	Servizi competenti per informazioni e autorizzazioni	43
8.3	Bibliografia	44

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.

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.

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

Les mesures de protection des espèces ou de gestion de la faune sauvage (regroupées sous le terme «gestion des espèces») 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 présente 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 récentes.

Keywords:

Wildlife management, capture, marking, sampling, animal protection

Parole chiave:

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

Stichwörter:

Wildtiermanagement, Fang, Markierung, Probenentnahme, Tierschutz

Mots-clés :

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

Prefazione

Il concetto di dignità degli animali è stato introdotto nella legislazione con la revisione della legge sulla protezione degli animali, entrata in vigore nel 2008. Il principio di dignità implica l'attribuzione all'animale di un valore proprio che deve essere tenuto in considerazione durante qualsiasi manipolazione. La protezione della dignità animale va oltre le esigenze fissate finora nella legislazione in materia di manipolazione degli animali e mira ad assicurare il loro benessere e a prevenire che siano loro inflitti aggravi infondati.

La cattura e la manipolazione di animali selvatici in libertà sono compiti impegnativi in quanto, a differenza delle ricerche su animali in cattività, entrano in gioco diversi fattori ambientali difficili da controllare. Spesso gli animali selvatici temono l'uomo. In queste condizioni devono essere prese numerose precauzioni allo scopo di garantire il benessere dell'animale. Il presente aiuto all'esecuzione illustra i metodi di cattura, d'immobilizzazione, di marcatura degli animali selvatici e i metodi biologici di prelievo di campioni basati sulle più recenti conoscenze in materia. Inoltre stabilisce le basi per pianificare e realizzare progetti che interessano direttamente gli animali selvatici, considerando al contempo le competenze necessarie da acquisire in materia di formazione e formazione continua.

Il presente aiuto all'esecuzione costituisce un contributo importante per la manipolazione responsabile e curata degli animali selvatici.

Dott. Hans Romang
capo della divisione Specie,
ecosistemi, paesaggi
Ufficio federale dell'ambiente (UFAM)

Dott. Kaspar Jörger
Responsabile della divisione
Protezione degli animali
Ufficio federale della sicurezza
alimentare e di veterinaria (USAV)

1 Mandato e campo di applicazione

1.1 Situazione iniziale

Le misure volte a proteggere le specie e a gestire la fauna selvatica 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 tale scopo, spesso occorre catturare e contrassegnare gli animali selvatici. La cattura e la marcatura di animali selvatici rivestono un ruolo importante per il lavoro di protezione della natura (p. es. inanellamento di uccelli, monitoraggio di specie prioritarie a livello nazionale), la promozione di specie protette (p. es. anfibi) o la gestione di ungulati a livello cantonale (p. es. marcatura di cervi). Per la cattura, l'immobilizzazione, la marcatura e il prelievo di campioni di animali selvatici in libertà è importante scegliere il metodo appropriato. Il presente aiuto all'esecuzione descrive 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. L'elenco allegato dei metodi biologici riconosciuti è aggiornato periodicamente in funzione delle esigenze.

1.2 Campo di applicazione e finalità

Il presente aiuto all'esecuzione si basa sull'articolo 2 capoverso 2^{ter} dell'ordinanza del 29 febbraio 1988 sulla caccia (OCP; RS 922.01), in cui è riportato che l'Ufficio federale dell'ambiente (UFAM) può emanare direttive per l'impiego di mezzi ausiliari e sistemi, come pure sull'articolo 11 capoverso 2 dell'ordinanza del 24 novembre 1993 concernente la legge federale sulla pesca (OLFP; RS 923.01), secondo cui l'UFAM emana d'intesa con l'Ufficio federale della sicurezza alimentare e di veterinaria (USAV) direttive sui metodi di marcatura che non sottostanno all'obbligo di autorizzazione secondo l'articolo 18 della legge federale del 16 dicembre 2005 sulla protezione degli animali (LPAn; RS 455). L'aiuto all'esecuzione si limita a garantire una gestione responsabile e conforme alla protezione degli animali in caso di cattura, marcatura e prelievo di campioni di animali selvatici in libertà nel

quadro di progetti di monitoraggio delle popolazioni e di controlli dei risultati.

Il presente documento è considerato un **aiuto per la valutazione delle autorizzazioni** rilasciate dall'UFAM e dai servizi cantonali competenti secondo la legislazione. L'elenco dei metodi biologici riconosciuti per gli animali selvatici funge da **riferimento per gli aspetti relativi alla protezione degli animali che occorre considerare** per l'applicazione di metodi sul campo, inoltre risponde alle domande seguenti:

- Quali principi etici vigono?
- Quali metodi occorre applicare in base allo stato attuale delle conoscenze?
- Quali requisiti devono essere soddisfatti per l'applicazione di tali metodi?

L'aiuto all'esecuzione contempla animali selvatici appartenenti a gruppi di specie diversi, che presentano numerose differenze dal punto di vista anatomico e fisiologico di cui occorre tenere conto per la valutazione delle domande. L'obiettivo è quello di garantire una gestione specialistica e consapevole degli animali selvatici in libertà, affinché non subiscano dolori, sofferenze, paure né danni ingiustificati e la loro dignità sia rispettata.

Il presente aiuto all'esecuzione è in sintonia con le informazioni tecniche sulla sperimentazione animale «Autorizzazione per le analisi, i rilevamenti degli effettivi e i progetti di ricerca sulle popolazioni di animali selvatici 4.03».

2 Basi legali

2.1 Legislazione sulla protezione degli animali

Il campo di applicazione della LPAn è incentrato sui vertebrati ed è stato esteso ai cefalopodi (Cephalopoda) e ai decapodi (Reptantia) nell'ordinanza del 23 aprile 2008 sulla protezione degli animali (art. 1 OPAn; RS 455.1). L'esecuzione della LPAn è trasmessa ai servizi cantonali specializzati in protezione degli animali sotto la responsabilità del veterinario cantonale (art. 33 LPAn).

Con l'entrata in vigore della revisione della LPAn, dal 2008 la dignità dell'animale è sancita per legge (art. 3 lett. a LPAn) e le lesioni di tale dignità sono punite con una pena in quanto maltrattamenti di animali (art. 26 LPAn). Il fatto di arrecare all'animale un aggravio che non può essere controbilanciato e, pertanto, giustificato da altri interessi degni di protezione è lesivo della sua dignità. Vi è aggravio per un animale se gli sono inflitti dolori, sofferenze o lesioni oppure se viene posto in stato d'ansietà, ma anche se viene eccessivamente strumentalizzato o mortificato. Un aggravio rilevante per la dignità dell'animale è dato anche da interventi incisivi sul suo fenotipo o sulle sue capacità (art. 3 lett. a LPAn). Nessuno ha il diritto di infliggere ingiustificatamente dolori, sofferenze o lesioni a un animale, porlo in stato d'ansietà o ledere in altro modo la sua dignità (art. 4 cpv. 2 LPAn). La gestione di interventi dolorosi è disciplinata in modo specifico (art. 16 LPAn e art. 15 OPAn), come pure l'utilizzo di sostanze di ausilio alla cattura di animali selvatici (art. 88 OPAn) (cfr. anche cap. 5.2 e 5.3).

2.2 Legislazione sulla caccia

La legge federale del 20 giugno 1986 su la caccia e la protezione dei mammiferi e degli uccelli selvatici (LCP; RS 922.0) si prefigge in particolare di conservare la diversità delle specie e gli spazi vitali di mammiferi e uccelli indigeni e migratori viventi allo stato selvatico, come pure di proteggere le specie animali minacciate (cfr. art. 1 cpv. 1 lett. a e b LCP). La legislazione disciplina la gestione di uccelli, predatori, artiodattili e leporidi, come pure di castori, marmotte e scoiattoli (in particolare le specie

cacciabili, i periodi di protezione e i mezzi ausiliari vietati per l'esercizio della caccia). Le specie di mammiferi rimanenti sono contemplate nella legge federale del 1° luglio 1966 sulla protezione della natura e del paesaggio (LPN; RS 451).

L'UFAM può consentire deroghe alle disposizioni della LCP concernenti la protezione a scopo di ricerca scientifica e i censimenti di specie protette. Per le deroghe riguardanti gli animali cacciabili sono competenti i Cantoni (art. 14 cpv. 3 LCP). Inoltre, l'OCP precisa che l'UFAM è l'ufficio preposto all'autorizzazione dell'uso di mezzi ausiliari vietati su animali cacciabili e specie protette per ricerche scientifiche e azioni di marcatura (art. 3 cpv. 3 OCP).

L'articolo 13 OCP disciplina in modo approfondito le condizioni per l'autorizzazione della marcatura di animali selvatici e dei metodi applicati a tal fine, come pure gli annunci necessari. L'UFAM designa gli organi che coordinano le campagne di marcatura. Tutti gli animali marcati e messi in libertà devono essere annunciati agli organi di coordinazione.

2.3 Legislazione sulla pesca

La legge federale del 21 giugno 1991 sulla pesca (LFSP; RS 923.0) ha in particolare lo scopo di conservare o migliorare la diversità naturale e l'abbondanza di specie indigene di pesci e gamberi, nonché di proteggere, migliorare e, se possibile, ripristinare il loro biotopo, come pure quello di proteggere le specie e le razze minacciate (art. 1 cpv. 1 lett. a e b LFSP). La legislazione disciplina in particolare la protezione e lo sfruttamento di pesci e gamberi (p.es. periodi protetti, lunghezza minima dei pesci e dei gamberi che possono essere catturati), come pure la protezione dei loro biotopi.

I Cantoni effettuano rilevamenti sulla composizione delle popolazioni di pesci e di gamberi e comunicano ogni anno i risultati all'UFAM (art. 11 LFSP e art. 10 OLFP). Conformemente all'articolo 3 OLFP, i Cantoni possono effet-

tuare o far effettuare catture speciali, segnatamente per togliere tutti i pesci prima di interventi tecnici o da acque destinate all'allevamento, per debellare malattie, per la riproduzione o per rilevamenti biologici sui pesci. L'articolo 11 OLFP esplicita che i Cantoni devono comunicare all'UFAM diversi dati (p. es. scopo della marcatura, tipo di marcatura, numero di animali, modalità di valutazione dei risultati) prima di procedere alla marcatura di pesci e di gamberi nell'ambito di rilevamenti ittici. Possono essere impiegati soltanto apparecchi di cattura elettrici a corrente continua, in cui l'ondulazione residua non supera il 10 per cento della tensione espressa come media aritmetica (art. 11 cpv. 3 OLFP).

2.4 Legislazione sulla protezione della natura e del paesaggio

La LPN ha in particolare lo scopo di proteggere la fauna e la flora indigene (art. 1 lett. d LPN). L'ordinanza del 16 gennaio 1991 sulla protezione della natura e del paesaggio (OPN; RS 451.1) esplicita che la diversità biologica deve essere sorvegliata (art. 27a OPN). Il campo di applicazione è esteso a tutte le specie animali che non rientrano né nella LCP, né nella LFSP. Conformemente all'allegato 3 OPN, i vertebrati comprendono tutti gli anfibi, i rettili, i chiroterteri nonché singoli insettivori e roditori. Altre specie (p. es. riccio europeo, toporagni e gliridi) sono da proteggere a livello cantonale secondo l'allegato 4 OPN.

Le autorità cantonali competenti possono, in determinati territori, permettere eccezioni per la cattura d'animali protetti a scopo scientifico, didattico o terapeutico (art. 22 LPN). L'autorizzazione alla cattura di un animale in base a interessi preponderanti è possibile anche per provvedimenti che servono a mantenere la diversità biologica o per interventi tecnici indispensabili (art. 20 cpv. 3 OPN). Conformemente all'articolo 27 capoverso 2 lettera a OPN, le autorità competenti sono tenute a informare l'UFAM in merito all'autorizzazione delle eccezioni relative alle disposizioni della protezione delle specie a scopo di ricerca o simile.

3 Gestione di animali selvatici in libertà conforme alla protezione degli animali: tre pilastri

La cattura e la manipolazione di animali selvatici in libertà sono compiti impegnativi in quanto, a differenza delle ricerche su animali in cattività, diversi fattori ambientali sono difficili da controllare. Spesso gli animali selvatici temono l'uomo. La loro cattura e manipolazione devono essere giustificate e devono essere adottati diversi provvedimenti che favoriscano il loro benessere. In caso di cattura o di altre misure, occorre maneggiare gli animali selvatici in modo rispettoso e prevenire stress inutile come pure, per quanto possibile, dolori, lesioni, sofferenze e ansie. Anche la finalità dei progetti di gestione delle specie, che mirano a osservare il comportamento naturale degli animali in libertà, implica un'applicazione prudente dei metodi scelti. Soltanto in questo modo si può garantire che il comportamento degli animali non sia pregiudicato e che le conoscenze degli stessi siano affidabili. La responsabilità individuale degli addetti ai lavori comprende la pianificazione, la gestione diretta degli animali nonché la stesura di un verbale e di un rapporto. La documen-

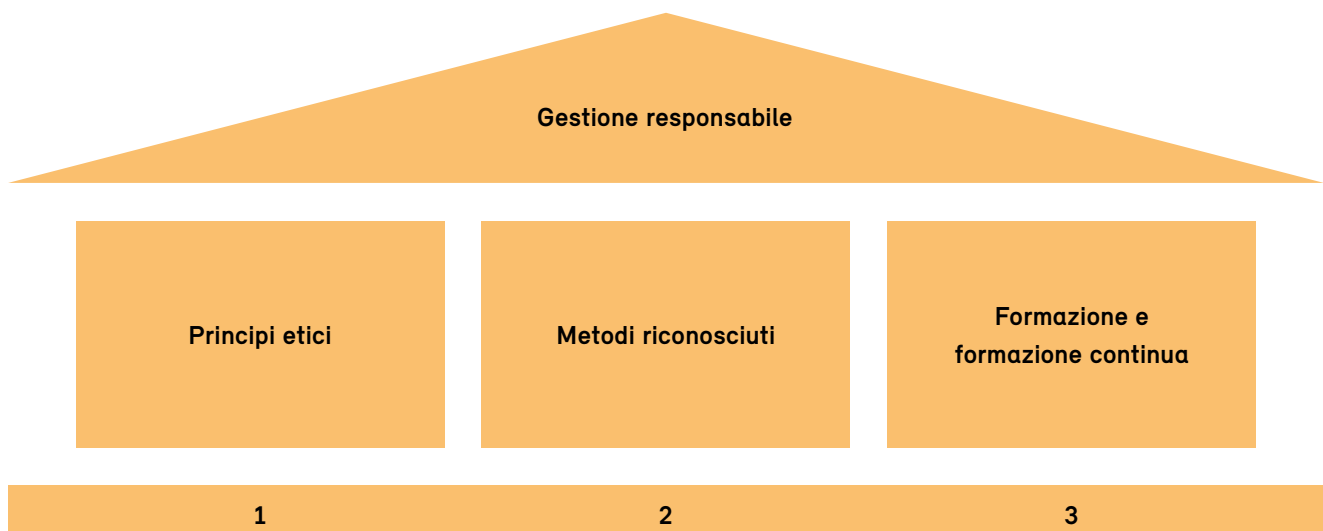
tazione degli interventi è utile per valutare l'efficacia del lavoro svolto e fornisce indicazioni su miglioramenti possibili.

La cattura, la marcatura o il prelievo di sangue o tessuto può avere ripercussioni ritardate sulla probabilità di sopravvivenza o sulla riproduzione. Occorre considerare anche la struttura sociale e il comportamento della specie esaminata. A causa della dipendenza dei giovani animali dalle proprie madri, ad esempio, le azioni sui nidi di uccelli possono avere conseguenze sulla nidata.

Per tutti questi motivi, la gestione di animali selvatici in libertà risulta particolarmente impegnativa. Al fine di gestire tali animali in modo rispettoso e responsabile, occorre basarsi su tre pilastri: i principi etici, i metodi riconosciuti e consolidati nonché la formazione e la formazione continua degli addetti ai lavori. I servizi specializzati mandanti e i mandatari sono responsabili per lo svolgimento dei progetti in modo conforme alla protezione degli animali.

Fig. 1

I tre principi per gestire gli animali selvatici in libertà in modo responsabile e conforme alla protezione degli animali.



4 Principi etici e altri principi in fase di pianificazione, svolgimento e valutazione di progetti

La legislazione sulla protezione degli animali comprende diverse prescrizioni in materia di gestione degli animali. In particolare, la cattura e la manipolazione di animali vanno pianificate ed effettuate in modo da arrecare un aggravio minimo all'animale (cfr. art. 3 lett. a LPAn). In fase di pianificazione, svolgimento e valutazione di progetti con animali selvatici in libertà occorre rispettare i principi concreti elencati di seguito.

Pianificazione

- I vantaggi dell'esame previsti vanno ponderati con cura considerando anche le eventuali ripercussioni della manipolazione degli animali.
- Il numero minimo di animali necessario per ottenere risultati significativi va calcolato per tempo. Ciò consente di ridurre il numero di animali necessari.
- In primo piano sono posti il benessere degli animali da catturare e la sicurezza della squadra addetta alla cattura (p. es. in zone impervie). Occorre riflettere a fondo sui fattori che potrebbero determinare il successo o il fallimento del progetto.
- I fattori che non garantiscono più il benessere dell'animale e la sicurezza di tutte le persone coinvolte (p. es. condizioni meteorologiche, temperature estreme, rischio di valanghe) vanno discussi per tempo e, se del caso, intesi come criteri d'interruzione.
- Sono state maturate svariate esperienze in relazione all'applicazione dei metodi elencati nell'allegato. Prima dell'applicazione di un metodo si raccomanda uno scambio di informazioni con altre persone esperte.
- Le condizioni quadro devono essere definite per il caso di applicazione concreto. Di seguito sono riportati alcuni esempi di domande a cui occorre rispondere: per quanto tempo un animale rimane nella trappola? Come è sorvegliata la trappola (p. es. trasmettitore, telecamera) e con che frequenza è controllata? Quali animali sono catturati (p. es. animali gravidi, limite di peso)? Come si gestiscono le catture errate (p. es. altre

specie)? Quali complicazioni potrebbero presentarsi e come vanno gestite?

- Prima di applicare un metodo occorre richiedere le autorizzazioni necessarie.
- Per ogni impiego va designato un responsabile, inoltre occorre garantire che le persone addette ai lavori dispongano della formazione e dell'esperienza necessarie.

Scelta del metodo

- Occorre privilegiare i metodi che consentono di risolvere la problematica senza manipolazione. I servizi competenti elencati nell'allegato 8.2 forniscono informazioni su alternative alla cattura, alla marcatura e al prelievo di campioni.
- Per la cattura, l'immobilizzazione, la marcatura e il prelievo di campioni occorre applicare i metodi elencati nell'allegato 8.1, che sono riconosciuti e consolidati dal punto di vista biologico degli animali selvatici.
- In caso di pari idoneità occorre optare per i metodi che, in base alle condizioni date e alle esperienze maturate, arrecano un aggravio minimo.
- In caso di pari idoneità occorre privilegiare metodi di cattura selettivi, al fine di prevenire catture indesiderate (p. es. altre specie oppure giovani animali della specie in questione).
- In caso di interventi chirurgici (dolori e rischio d'infezione) e di metodi che presentano un rischio di ferimento elevato, occorre adottare provvedimenti specifici.

Svolgimento

- Gli animali manipolati vanno sempre rimessi in libertà in modo tempestivo.
- Gli animali catturati vanno sottoposti a uno stretto monitoraggio mediante indicatori etologici e/o fisiologici.
- La cattura va interrotta se il rischio di ferimento o di incidenti per animali o persone aumenta eccessivamente.

-
- Occorre adottare i provvedimenti necessari affinché, in caso di necessità, gli animali possano essere soppressi in modo rapido. Una soppressione d'urgenza può essere necessaria in caso di ferite gravi, di dolori o lesioni che si prevedono gravi o a lungo termine oppure di una probabilità elevata che l'animale muoia prima di tornare a un buono stato generale di salute.
 - Occorre prevenire influssi negativi sugli spazi vitali, in particolare la distruzione di nidi, edifici e luoghi di deposizione delle uova.
 - Occorre adottare misure di biosicurezza adeguate per prevenire il rischio di diffusione di malattie (p. es. peste dei gamberi) o di neozoi (p. es. Gobidi del Mar Nero).

Stesura del verbale e del rapporto

- La documentazione dei lavori serve per valutare l'efficacia del lavoro fornito e per migliorare continuamente i metodi, al fine di ridurre lo stress arrecato agli animali o altri danni.
- Constatazione della causa del decesso: al fine di migliorare i metodi, è importante constatare e documentare la causa di eventuali decessi (p. es. tramite esame patologico).
- Oltre all'obbligo di rendicontazione all'autorità preposta al rilascio dell'autorizzazione, occorre anche scambiare con altri specialisti le esperienze positive e negative maturate (p. es. risultati non significativi, difficoltà di applicazione di un metodo, casi di decesso ecc.).

5 Metodi riconosciuti

Osservare ed esaminare gli animali nel loro biotopo naturale è un compito impegnativo. Negli ultimi anni sono stati sviluppati numerosi metodi che possono essere ripartiti in due categorie: i metodi che non richiedono la manipolazione di animali (p. es. analisi di escrementi per esami genetici, studio di tracce, metodi fotografici) e i metodi che prevedono la cattura e la manipolazione di animali (p. es. radiocollare, prelievo di campioni di tessuto).

5.1 Copertura dell'elenco allegato

Il presente aiuto all'esecuzione copre soltanto i metodi di gestione delle specie riconosciuti a livello scientifico che prevedono la manipolazione di animali selvatici. I metodi elencati nell'allegato 8.1 per la cattura, l'immobilizzazione, la marcatura e il prelievo di campioni di animali selvatici in libertà sono sperimentati in base allo stato più recente delle conoscenze e agli sviluppi tecnici. L'elenco comprende:

- i metodi per la cattura, l'immobilizzazione, la marcatura e il prelievo di campioni ripartiti in base a gruppi di specie;
- una breve descrizione dei metodi;
- l'indicazione di requisiti/provvedimenti particolari;
- le fonti bibliografiche per procedure operative standard dettagliate (standard operating procedures, SOP).

5.2 Interventi dolorosi

Gli interventi dolorosi possono essere eseguiti soltanto sotto anestesia totale o locale e da persone esperte¹ (art. 16 LPAn). Le deroghe sono elencate nell'articolo 15 capoverso 2 OPAn, secondo cui gli animali, ad eccezione dei pesci, possono essere marchiati senza anestesia da persone esperte. L'anestesia non è richiesta per altri interventi soltanto se, secondo il giudizio del veterinario, si rivela inopportuna o impraticabile per motivi medici (art. 15 cpv. 1 OPAn).

1 Sono considerate esperte le persone che hanno potuto acquisire le conoscenze necessarie e l'esperienza pratica sotto la guida e la supervisione di uno specialista e che effettuano regolarmente tali interventi (art. 15 cpv. 3 OPAn).

5.3 Utilizzo di sostanze narcotizzanti

Le sostanze con effetto narcotico implicano sempre un aggravio per l'organismo. In una situazione di stress (come la manipolazione di animali selvatici) l'aggravio rende difficoltoso un dosaggio e può portare al decesso. L'utilizzo di tali sostanze presuppone conoscenze farmacologiche specifiche e pone requisiti specifici per lo svolgimento (monitoraggio della narcosi). Pertanto, occorre sempre ponderare in modo accurato i vantaggi e gli svantaggi di una narcosi e confrontarla con altri metodi d'immobilizzazione.

Inoltre, occorre considerare che l'impiego di sostanze con effetto narcotico sottostà a norme severe nelle legislazioni sugli agenti terapeutici, sulla protezione degli animali e sulla caccia. Le sostanze di ausilio alla cattura di animali selvatici devono essere utilizzate rispettando le istruzioni del veterinario (art. 88 cpv. 1 OPAn). Il veterinario prescrivente deve apporre un'etichetta sui medicinali veterinari e redigere un'istruzione per l'uso degli stessi (art. 4 e 5 dell'ordinanza del 18 agosto 2004 sui medicinali veterinari, OMVet; RS 812.212.27). L'uso e la prescrizione di medicinali veterinari vanno documentati. Per gli stupefacenti² ai sensi della legge del 15 dicembre 2000 sugli agenti terapeutici (LATer; RS 812.21) vigono direttive particolarmente severe: soltanto i veterinari sono autorizzati a prescrivere stupefacenti (art. 24 cpv. 1 lett. b LATer).

L'uso di strumenti d'immobilizzazione presuppone conoscenze soprattutto della balistica dei proiettili narcotizzanti, sul comportamento specifico degli animali in caso d'immobilizzazione, su dove praticare l'iniezione, sull'efficacia e sui pericoli dei medicinali somministrati nonché sulle misure da adottare per assistere l'animale immobilizzato e in caso di eventuali incidenti. La narcosi implica un cambiamento delle esigenze fisiologiche degli animali di cui occorre tenere conto (p. es. mancata chiusura delle

2 Le sostanze usate in Svizzera per l'immobilizzazione chimica non rientrano nell'elenco degli stupefacenti secondo l'ordinanza del DFI del 30 maggio 2011 sugli elenchi degli stupefacenti, delle sostanze psicotrope, dei precursori e dei coadiuvanti chimici (OESTup-DFI; RS 812.121.11). La maggior parte di tali sostanze è considerata un medicamento veterinario soggetto a prescrizione medica delle categorie di vendita A e B.

palpebre, motricità dello stomaco ridotta, termoregolazione limitata). L'attrezzatura per la narcosi comprende, oltre al materiale per l'assistenza regolare dell'animale narcotizzato, anche il materiale necessario per reagire a eventuali incidenti. Il monitoraggio della narcosi e la stesura di un verbale sulla stessa assumono un ruolo di particolare importanza.

Per la scelta e la modalità di applicazione del narcotico, dell'antidoto e dei sedativi da somministrare, il veterinario deve tenere conto dello stato più recente della ricerca. In caso di pari idoneità occorre privilegiare, a narcotici irreversibili, narcotici che consentono l'annullamento dell'effetto mediante un antidoto. Poiché le reazioni variano in modo notevole in base al gruppo di specie e alla specie a cui si somministra la sostanza, i metodi sono elencati senza un'indicazione specifica sul dosaggio. A tal fine occorre consultare la bibliografia specialistica citata nell'allegato e contattare i servizi competenti indicati nello stesso.

6 Formazione e formazione continua

La gestione rispettosa degli animali presuppone conoscenze approfondite delle loro esigenze e particolarità biologiche. Pertanto, si attribuisce un'importanza fondamentale alla formazione e alla formazione continua degli specialisti che catturano animali selvatici in libertà o effettuano interventi su di loro. Gli animali selvatici in libertà sono classificati in gruppi di specie che si distinguono per svariati aspetti (p. es. dimensioni, requisiti per l'ambiente, istinto di fuga ecc.), pertanto è importante strutturare i corsi in funzione del gruppo di specie in questione.

Gli addetti ai lavori in progetti di gestione devono dimostrare di disporre di conoscenze specialistiche biologiche degli animali manipolati, dei requisiti legali e della capacità di eseguire le misure in modo conforme alla protezione degli animali. Le organizzazioni specializzate nei singoli gruppi di specie propongono corsi volti a trasmettere le conoscenze necessarie. Per quanto concerne i requisiti posti alla formazione e alla formazione continua, si distinguono tre categorie di persone che possono essere coinvolte in misure adottate su animali selvatici: il responsabile del progetto, le persone addette ai lavori e gli aiutanti. Un'importanza particolare è attribuita, oltre alla formazione, anche all'esperienza pratica. Le ripercussioni sugli animali dipendono in maniera fondamentale dalla diligenza e dall'esperienza delle persone addette ai lavori.

Occorre tenere conto che, conformemente alla legislazione sulla protezione degli animali, gli interventi dolorosi possono essere eseguiti soltanto da persone esperte (art. 16 LPAn e art. 15 OPAn). Sono considerate esperte le persone che hanno potuto acquisire le conoscenze necessarie e l'esperienza pratica sotto la guida e la supervisione di uno specialista e che effettuano regolarmente tali interventi. (art. 15 cpv. 3 OPAn).

7 Autorizzazione e controllo

Per l'autorizzazione della cattura, della marcatura e del prelievo di campioni di animali selvatici in libertà occorre tenere conto delle direttive della legislazione corrispondente (cfr. cap. 2). Considerate le diverse vie di autorizzazione, si raccomanda di contattare per tempo il servizio cantonale competente per il gruppo di specie in questione.

Tutti i progetti devono essere accessibili per controlli. Le persone responsabili della cattura, della marcatura e del prelievo di campioni di animali selvatici in libertà devono presentare all'autorità competente un rapporto sulla propria attività nella misura prescritta secondo la legislazione corrispondente (cfr. cap. 2). Le autorità cantonali trasmettono i rapporti agli Uffici federali competenti nel quadro della rispettiva legislazione. Ogni anno UFAM e USAV si scambiano i dati archiviati sulla marcatura di animali selvatici in libertà.

8 Allegato

8.1 Elenco dei metodi riconosciuti³

Mammiferi

Roditori (Rodentia) e insettivori (Insectivora)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
MR-01	Trappola a fossa	Per insettivori e microtini: interrimento di un contenitore aperto sulla parte superiore per catturare gli animali distratti che vi cadono dentro.	<ul style="list-style-type: none"> Controllare la trappola almeno 4 volte al giorno. Aggiungere abbastanza cibo e materiale per nascondersi. Proteggere la trappola da radiazioni solari dirette e precipitazioni. 	Barnett & Dutton 1995
MR-02	Trappola a cassetta	I piccoli mammiferi sono attirati nella trappola con un'esca; tipo più frequente di trappola: Longworth (trappola in metallo con ingresso a galleria). La cattura non è specifica per una specie.	<ul style="list-style-type: none"> Controllare la trappola almeno 2 volte al giorno. Aggiungere abbastanza cibo (semi, carne) e liquidi (mela, ovatta imbevuta) nonché materiale per la preparazione di un giaciglio (fieno, paglia). Proteggere la trappola da radiazioni solari dirette e precipitazioni. 	Barnett & Dutton 1995; CSCF 2012; García-Navas et al. 2015
MR-03	Cattura a mano	Per ricci: cattura accurata a mani nude o con un guanto; nessun altro mezzo ausiliare.	<ul style="list-style-type: none"> Liberare gli animali non appena possibile o sistemarli singolarmente per un periodo breve in ambienti idonei (cassette di almeno 1 m²). 	Frei et al. 2017
MR-04	Trappola a cassetta	Per castori: trappole a passaggio con due ingressi e predellino al centro.	<ul style="list-style-type: none"> Controllare la trappola almeno 2 volte al giorno (mattina, al più tardi 1 ora dopo l'alba, e sera). Controlli più frequenti in inverno (temperature più basse). 	Schwab 2014; Campbell-Palmer & Rosell 2013
Immobilizzazione				
MR-05	Immobilizzazione meccanica	Trasferire i piccoli mammiferi (insettivori e roditori) catturati vivi in un grande sacchetto di plastica trasparente. Tenerli in mano con cura con un guanto da lavoro.	<ul style="list-style-type: none"> Tenere l'animale circondandogli la testa con una mano e coprendogli così gli occhi. In alternativa, afferrare l'animale all'altezza della nuca. Tenere in mano gli animali soltanto per un periodo breve. 	Wirthner-Bitterlin et al. 2016
MR-06	Narcosi	Immobilizzazione di un piccolo mammifero (insettivoro o roditore) imbevendo un batuffolo di ovatta con una sostanza narcotica (p. es. etere dietilico, alotano, isoflurano).	<ul style="list-style-type: none"> Controllare il comportamento dell'animale in un sacchetto di plastica trasparente. Da applicare solo per inserire il microchip o per prelevare campioni, qualora l'immobilizzazione meccanica non sia la soluzione migliore. Applicare un dosaggio ridotto, affinché gli animali si riprendano rapidamente. 	García-Navas et al. 2015; Sikes et al. 2016.

³ Le lettere utilizzate nella colonna del numero di metodo corrispondono alle prime due lettere della relativa classe in latino (p. es. RE per Reptilia). Soltanto per i mammiferi è stata utilizzata una combinazione della prima lettera della classe e della prima lettera dell'ordine (p. es. MR per Mammalia/Rodentia).

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Marcatura				
MR-07	Marchio auricolare	Sull'orecchio dei piccoli mammiferi si applicano, con l'ausilio di un'apposita pinza, piccoli marchi in acciaio inossidabile o in plastica con numero d'identificazione individuale.	<ul style="list-style-type: none"> Utilizzare tipi di marchi auricolari specifici per le specie di animali in questione e strumenti appropriati. Se possibile applicare il marchio al centro dell'orecchio, affinché non venga strappato. Evitare i vasi sanguigni e i tessuti cartilaginei grossi. 	Cadieux et al. 2015; Campbell-Palmer & Rosell 2013; Schroeder 2015
MR-08	Taglio di pelo	Il taglio di pelo in base a un modello predefinito consente l'identificazione di pochi esemplari.		Barnett & Dutton 1995
MR-09	Microchip	Il microchip sottocutaneo è inserito con l'apposito applicatore. Per i piccoli mammiferi (insettivori e roditori) all'altezza della nuca, per i castori nella zona delle spalle o del petto (se possibile sulla parte sinistra).	<ul style="list-style-type: none"> Ridurre al minimo le possibili conseguenze sull'animale, scegliendo il metodo di applicazione, le dimensioni e la forma del microchip adeguati. Utilizzo di cannule monouso. 	Cadieux, Fauteux et Gauthier 2015; Campbell-Palmer & Rosell 2013
MR-10	Trasmettitore	Di norma i trasmettitori di piccole dimensioni vengono assicurati a un esemplare tramite un collare. I trasmettitori lanciano in modo attivo o passivo un segnale che può essere localizzato con antenne riceventi fisse o mobili.	<ul style="list-style-type: none"> Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 10% del peso del corpo dell'animale. Il collare deve aderire in modo da garantire libertà di movimento, non essere troppo stretto e impedire che l'animale rimanga impigliato. 	Wildlife Radiotelemetry (1998)
Prelievo di campioni				
MR-11	Prelievo di pelo	Strappare una piccola ciocca di pelo (nel caso ideale dalla coda) con una pinzetta sterilizzata. La quantità di DNA contenuta nella radice del pelo rientra nella fascia <0,2 µg.	<ul style="list-style-type: none"> Effettuare con cautela l'immobilizzazione meccanica dei piccoli mammiferi. Prelevare il minor numero possibile di peli alla volta, al fine di avere più probabilità di ottenere anche le radici. 	Wirthner-Bitterlin et al. 2016
MR-12	Prelievo di tessuto	Prelievo di un campione di tessuto dal bordo dell'orecchio (Ø 2 – 5 mm) con una pinza perforatrice o una pinza sterilizzata per l'applicazione di marchi. Metodo consolidato se occorre più materiale per l'analisi genetica (p.es. identificazione di esemplari; quantità di DNA: 0,5 – 2 µg).	<ul style="list-style-type: none"> Soltanto in animali adulti il cui peso corrisponde almeno al 75% del peso medio di un animale adulto. Soltanto in animali con orecchie di dimensioni sufficienti (p.es. specie del genere Apodemus). 	Department of Parks and Wildlife, Western Australia 2015; García-Navas et al. 2015

Chiroteri (Chiroptera)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
MC-01	Rete (rete verticale, rete a velo)	Le reti verticali (reti foschia o mist-net) sono tese tra due aste. Le reti a velo (reti foschia o mist-net) sono collocate davanti all'apertura dei rifugi.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorvegliare regolarmente le reti a velo e prelevare subito gli animali catturati; controllare le reti verticali almeno ogni 15 minuti. • Non collocare le reti verticali direttamente davanti a grandi rifugi di riproduzione (> 50 esemplari). 	Bader et al. 2017
MC-02	Guadino	Un guadino (rete o tubo in plastica munito di manico e montato su un quadro rigido) è tenuto davanti all'apertura dei rifugi per catturare gli esemplari in uscita. Questi ultimi finiscono nel tubo in plastica che conduce a un contenitore di cattura, oppure volano nella rete che può essere calata per estrarre gli animali.	<ul style="list-style-type: none"> • Controlli continui dei guadini e dei contenitori di cattura e prelievo immediato degli animali catturati. 	Bader et al. 2017
MC-03	Cattura a mano	Prelievo di animali in rifugi accessibili (solai, cavità) o da cassette per chiroteri che possono essere aperte.	<ul style="list-style-type: none"> • Prevenire il disturbo arrecato ad animali non esaminati in rifugi accessibili. • Non prelevare animali di età inferiore a 2 settimane, animali in gravidanza avanzata e in fase di allattamento, animali indeboliti (tranne per scopi riabilitativi), né animali in letargo (eccezione: animali palesemente sintomatici, ai fini del monitoraggio della malattia White Nose Syndrome). • Al fine di ridurre al minimo il disturbo arrecato, gli animali di età inferiore a 2 settimane possono essere prelevati soltanto se le madri sono assenti per cacciare. 	Bader et al. 2017
MC-04	Trappola ad arpa	Tra due cornici parallele tra loro sono tesi verticalmente fili di nylon. I chiroteri che colpiscono in volo i fili cadono in un contenitore di cattura (sacca di tela).	<ul style="list-style-type: none"> • Controllare le trappole ad arpa e i contenitori di cattura almeno ogni 30 minuti. 	Bader et al. 2017
MC-05	Nassa	Rete a forma d'imbuto chiusa a un'estremità e con un'apertura che conduce in uno scompartimento più piccolo, dove gli animali possono essere prelevati con un guadino oppure a mano dal fondo.	<ul style="list-style-type: none"> • Controllare la nassa almeno ogni 30 minuti. 	Bader et al. 2017
Immobilizzazione				
MC-06	Sacco di tela	Immobilizzazione meccanica in sacchi di tela morbidi.	<ul style="list-style-type: none"> • Immobilizzare nel medesimo sacco solo esemplari singoli o esemplari della stessa specie. • Di norma il tempo massimo previsto per l'immobilizzazione è di 30 minuti, 2 ore per il prelievo di campioni di feci. • Non immobilizzare giovani adulti, femmine in gravidanza avanzata e in fase di allattamento né animali in letargo. • Rilasciare gli animali all'esterno di rifugi soltanto di notte e se sono in grado di volare in modo autonomo. 	Bader et al. 2017

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Marcatura				
MC-07	Taglio di pelo	Il pelo è tagliato con piccole forbici su una superficie di ca. 0,5cm ² sulla zona dorsale.	<ul style="list-style-type: none"> • Non marcare animali indeboliti né animali in letargo. 	Bader et al. 2017
MC-08	Colorazione di artigli	Sugli artigli è applicata una vernice ad asciugatura rapida.	<ul style="list-style-type: none"> • Non marcare animali indeboliti né animali in letargo. 	Bader et al. 2017
MC-09	Anelli	I fermagli della Centrale di inanellamento del Museo di storia naturale di Ginevra sono applicati e stretti a mano attorno all'avambraccio.	<ul style="list-style-type: none"> • Non marcare femmine in gravidanza avanzata e in fase di allattamento, animali indeboliti né animali in letargo. • Adattare il diametro dell'anello in base alle dimensioni dell'animale. 	Bader et al. 2017
MC-10	Riflettori/ Lightstick	Un pezzo di nastro riflettente o un lightstick è applicato nel pelo dorsale con una colla idonea per una marcatura a breve termine. A tal fine si può utilizzare anche nastro riflettente autocollante.	<ul style="list-style-type: none"> • Non marcare femmine in gravidanza avanzata e in fase di allattamento, animali indeboliti né animali in letargo. • Applicare il marchio in modo che si stacchi al più presto non appena espletata la sua funzione. 	Bader et al. 2017
MC-11	Polvere UV fluorescente	La polvere è sparsa con un setaccio sui chiroteri in uscita dai rifugi e aderisce sulla loro pelle. Una lampada a luce nera consente di localizzare gli animali marcati (e le loro feci).	<ul style="list-style-type: none"> • Ridurre al minimo il disturbo arrecato ai chiroteri in entrata nei rifugi. 	Bader et al. 2017
MC-12	Microchip	Il microchip sottocutaneo è inserito tra le scapole con l'apposito applicatore.	<ul style="list-style-type: none"> • Non marcare femmine in gravidanza avanzata e in fase di allattamento, animali indeboliti né animali in letargo. • Utilizzo di cannule monouso. 	Bader et al. 2017
MC-13	Trasmettitore/ Dispositivo di registrazione (data logger)	Un trasmettitore o un dispositivo di registrazione (data logger) è applicato sulla schiena, nel pelo o sulla pelle, con una colla idonea per una marcatura a breve termine oppure è fissato con un collare (con apertura di sicurezza).	<ul style="list-style-type: none"> • Non marcare femmine in gravidanza avanzata e in fase di allattamento, animali indeboliti né animali in letargo. • Impiegare il trasmettitore/dispositivo di registrazione più piccolo possibile: nel caso ideale il suo peso deve corrispondere al massimo al 5% del peso dell'animale. • Applicare il trasmettitore in modo che si stacchi non appena possibile alla fine dell'esame o che possa essere rimosso manualmente. 	Bader et al. 2017
Prelievo di campioni				
MC-14	Prelievo di urina	L'urina appena escreta è prelevata tramite microcapillari in vetro e posta subito in frigorifero.	<ul style="list-style-type: none"> • Non prelevare campioni da animali in letargo. 	Bader et al. 2017
MC-15	Prelievo di feci	Per il prelievo di campioni di feci gli animali sono immobilizzati al massimo per 2 ore.	<ul style="list-style-type: none"> • Non prelevare campioni da animali in letargo. 	Bader et al. 2017
MC-16	Prelievo di pelo	Strappare alcuni peli (radici comprese) con una pinzetta sterilizzata.	<ul style="list-style-type: none"> • Non prelevare campioni da femmine in gravidanza avanzata, da animali indeboliti né da animali in letargo. 	Bader et al. 2017

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
MC-17	Prelievo di membrana alare	Prelevare ca. 3 mm di membrana alare con un punzonatore sterilizzato e trasferire il campione in alcol etilico (98%).	<ul style="list-style-type: none"> • Prelevare un campione di membrana vicino al corpo. • Non prelevare campioni da femmine in gravidanza avanzata, da animali indeboliti né da animali in letargo. 	Bader et al. 2017
MC-18	Striscio	Premere leggermente un batuffolo di ovatta sul muso e sulla membrana alare, effettuando movimenti rotatori, e trasferire il campione in alcol etilico (98%) oppure congelarlo.	<ul style="list-style-type: none"> • Non prelevare campioni da femmine in gravidanza avanzata. • In caso di prelievo in rifugi (invernali): prevenire il disturbo arrecato agli esemplari non esaminati. 	Bader et al. 2017
MC-19	Prelievo di ectoparassiti	Prelevare i parassiti con una pinzetta (in zone del corpo prive di peli anche con strisce adesive) e trasferirli in alcol etilico (98%).	<ul style="list-style-type: none"> • Non prelevare campioni da femmine in gravidanza avanzata né da animali in letargo. 	Bader et al. 2017
MC-20	Prelievo di sangue	Inserire un ago 25 gauge nella vena del patagio vicino alla parte superiore della zampa del chiroterro attivo e prelevare con un microcapillare in vetro il sangue che fuoriesce. In seguito premere sul punto d'iniezione per 2 minuti con il pollice e l'indice, al fine di fermare il flusso sanguigno.	<ul style="list-style-type: none"> • Dai chiroterri sani si può prelevare al massimo il 10% del volume complessivo di sangue, da quelli malati e feriti, o da quelli di cui non si conosce lo stato di salute, al massimo l'1%. • Non prelevare campioni da femmine in gravidanza avanzata né da animali in letargo. 	Bader et al. 2017

Leporidi (Lagomorpha)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
ML-01	Trappola a cassetta	Gabbietta con una porta	<ul style="list-style-type: none"> • Posare le trappole pronte per la cattura di sera e controllarle al più tardi all'alba, al fine di ridurre al minimo lo stress. • Se possibile effettuare le catture in inverno e non nei periodi di riproduzione. 	Alves et al. 2007
ML-02	Rete a tramaglio	Disporre una linea di reti verticali. Gli animali sono spinti verso la rete e vanno prelevati subito dopo la cattura.	<ul style="list-style-type: none"> • Liberare gli animali dalla rete non appena possibile e sistemarli in cassette di legno. 	Nodari 2006
Immobilizzazione				
ML-03	Immobilizzazione meccanica	Afferrare l'animale con le mani.	<ul style="list-style-type: none"> • Coprire gli occhi dell'animale. • Tenere l'animale disteso, affinché il dorso non si tenda in modo brusco; tenere ferme le zampe posteriori con pollice, indice e medio (indice tra le zampe). 	Fischer 2015; Fischer 2016
ML-04	Sistemazione per breve tempo	Sistemare l'animale in una cassetta buia, traspirante e di piccole dimensioni, al fine di impedire all'animale di voltarsi (cassetta di legno).	<ul style="list-style-type: none"> • Cassetta buia posta in un luogo tranquillo. • Sistemare gli animali solo per un periodo breve. 	Fischer 2015; Fischer 2016
Marcatura				
ML-05	Microchip	Il microchip sottocutaneo è inserito nella zona dorsale.	<ul style="list-style-type: none"> • Ridurre al minimo le possibili conseguenze sull'animale, scegliendo il metodo di applicazione, le dimensioni e la forma del microchip adeguati. • Utilizzo di cannule monouso. 	Campbell-Palmer & Rosell 2013
ML-06	Marchio auricolare	Un marchio auricolare in plastica o alluminio è applicato al centro dell'orecchio per consentire l'identificazione di singoli esemplari.	<ul style="list-style-type: none"> • Utilizzare tipi di marchi auricolari specifici per le specie di animali in questione e strumenti appropriati. • Evitare i vasi sanguigni e i tessuti cartilaginei grossi. • Disinfettare. 	
ML-07	Trasmettitore	Localizzatori per telemetria (GPS, VHF) e altre unità tecniche fissate a un animale con un collare; eventualmente registrazione di ulteriori parametri.	<ul style="list-style-type: none"> • Adattare il diametro e il peso del collare (max. 3% del peso del corpo) in base alla specie, all'età e al sesso dell'animale. • La forma e il materiale del collare devono essere idonei per l'animale; stringere a sufficienza il collare, affinché la mandibola o le zampe non vi rimangano impigliate. • Se possibile utilizzare collari con apertura di sicurezza. 	

Predatori (Carnivora)⁴

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
MP-01	Trappola a cassetta	Per linci e gatti selvatici: le cassette in legno con botola (nel caso della lince con una botola su entrambi i lati) sono posizionate su strade forestali o sentieri. Le botole sono azionate da un filo o tramite movimento basculante. Piccoli fori chiudibili nelle porte consentono il controllo e la narcotizzazione con una cerbottana. Adattare la grandezza e il tipo di trappola in base alla specie animale. Eventualmente attirare l'animale con stimoli olfattivi.	<ul style="list-style-type: none"> • Non utilizzare gabbie con inferriate, in quanto il rischio di ferimento è troppo elevato. • Sorveglianza permanente mediante trasmettitore GSM (funzionalità verificata quotidianamente); SMS di allarme a diverse persone; persona addetta al controllo rapidamente sul posto in caso di allarme (liberazione di animali in caso di catture errate); squadra di cattura sul posto in breve tempo. • Controllo automatico dell'allarme 2 volte al giorno, controllo delle trappole 2 volte alla settimana, come pure in caso di neve. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-02	Trappola a cassetta	Per volpi, tassi, lontre e piccoli mustelidi: trappole in legno, metallo o gabbie con inferriate e 1-2 porte.	<ul style="list-style-type: none"> • Controllare almeno 2 volte al giorno (mattina e sera), per piccoli mustelidi anche più spesso. • Collocare la trappola in un luogo protetto e indisturbato. • Testare l'attivazione selettiva/telecomandata. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. 	Debrot 1982; Marchesi 1989; Meia 1994; Ferrari 1997
MP-03	Tagliola EZ Grip Trap	Per lupi: tagliola con morsa foderata di gomma. La zampa anteriore è stretta nella morsa al di sopra del garretto. La trappola non è fissa, bensì è dotata di un'ancora che viene trainata, come pure di un trasmettitore di allarme e radiogoniometrico.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente a breve distanza. • La trappola cede alla resistenza dell'animale catturato, quest'ultimo può ritirarsi. • Gli standard AIHTS sono rispettati, di norma il rischio di ferimento è ridotto. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-04	Cappio per zampa	Per linci, volpi e altri predatori di dimensioni medio-grandi: tubo discendente dotato di molla, che chiude il cappio in acciaio, e predellino separato, che aziona il meccanismo di lancio del cappio attorno al piede dell'animale quando quest'ultimo passa sul predellino. Nelle immediate vicinanze di un animale preda sono posizionate 2-4 trappole con cappio legate saldamente con cavi.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente (ev. mediante trasmettitore VHF). • La squadra di cattura deve giungere sul posto in breve tempo. • Considerare il margine di movimento dell'animale (ca. 5 m) per non metterlo in pericolo. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. • Vantaggi: rischio di ferimento ridotto. Metodo specifico per le specie in questione, catture errate poco frequenti. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014

4 L'abbreviazione del numero di metodo si basa sulla denominazione inglese «predators», da cui MP, in quanto l'abbreviazione MC è già utilizzata per i chiroterri.

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
MP-05	Tagliola	Per volpi e tassi: tagliola con morsa foderata di gomma o elemento in ferro per impedire la chiusura completa. La zampa anteriore è stretta nella morsa al di sopra del garretto.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente. • Collocare la tagliola in un punto stabile ma leggermente flessibile, nel caso ideale contro un piccolo albero (\varnothing 5 – 10 cm). • Prevenire la cattura di giovani animali e altre specie. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. 	Meia 1994
MP-06	Cappio per collo	Per volpi e tassi: cappio in filo di ferro o cavo che consente di catturare l'animale attorno al collo. Un elemento bloccante in ferro impedisce la chiusura completa del cappio. Adattare la misura del cappio in base alle dimensioni medie del collo della specie in questione.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente. • Adattare il meccanismo di chiusura in base alle dimensioni del collo della specie in questione. • Collocare la trappola in un punto stabile ma leggermente flessibile, nel caso ideale contro un piccolo albero (\varnothing 5 – 10 cm). • Prevenire la cattura di giovani animali e altre specie. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. 	Meia 1994; Ferrari 1997
MP-07	Fucile per telenarcosi	Per grandi predatori: cattura e immobilizzazione a distanza con dardi narcotizzanti espulsi da un fucile per telenarcosi.	<ul style="list-style-type: none"> • Opzionale: dardo narcotizzante con mini-trasmettitore VHF per un ritrovamento rapido dell'animale. Ciò, tuttavia, può ridurre la sicurezza nel tiro e la possibile distanza di tiro. • Utilizzo consentito solo in un luogo appropriato. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-08	Cerbottana telecomandata	Per grandi predatori: MICS (Minimally Invasive Capture System), strumento dotato di cerbottana che può essere telecomandato a distanza di diverse centinaia di metri; viene impiegato presso una fonte di cibo.	<ul style="list-style-type: none"> • Questo metodo consente tiri precisi, comandati tramite videocamera e schermo, fino a una distanza di ca. 10 m. • Un puntatore laser, che consente di calibrare il tiro, va reimpostato a ogni tentativo di cattura in base alla distanza di tiro selezionata. • Opzionale: dardo narcotizzante con mini-trasmettitore VHF per un ritrovamento rapido dell'animale. Ciò, tuttavia, può ridurre la sicurezza nel tiro e la possibile distanza di tiro. • Utilizzo consentito solo in un luogo appropriato. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Ryser et al. 2005
MP-09	Cattura a mano	Per linci e gatti selvatici: le tane sono localizzate applicando un trasmettitore sulle madri. I piccoli di circa 4 settimane sono prelevati e tenuti per breve tempo singolarmente in sacchi di tela.	<ul style="list-style-type: none"> • Questo metodo è consentito solo in assenza della madre, che è tenuta lontana dalla tana vuota. • Rimanere nelle tane il minor tempo possibile. • Al fine di garantire la propria sicurezza, inibire il morso poco prima della liberazione dell'animale. 	Breitenmoser-Würsten et al. 2007; Breitenmoser & Breitenmoser-Würsten 2008
Immobilizzazione				
MP-10	Immobilizzazione meccanica	Per volpi, tassi e mustelidi: l'animale è immobilizzato a mano dalla persona addetta alla cattura, mentre una seconda persona lo misura e lo marca.	<ul style="list-style-type: none"> • Coprire gli occhi dell'animale. • Voltare l'animale su un fianco e tenerlo in questa posizione premendo leggermente sulla zona dorsale e sulle spalle. 	Fischer 2015; Fischer 2016

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
MP-11	Narcosi	La narcosi è combinata con l'applicazione intramuscolare di sedativi ed è utilizzata per la cattura di animali (p. es. mediante telenarcosi) o per l'immobilizzazione di animali catturati (p. es. in trappole a cassetta). Gli animali catturati sono spesso immobilizzati con un lungo bastone alla cui estremità è applicata una siringa contenente una sostanza narcotica.	<ul style="list-style-type: none"> • Se possibile adattare la sostanza e/o la dose in base al sesso, all'età, alle condizioni, allo stato di salute, alla costituzione e allo stato riproduttivo (gravidanza e calore) della specie in questione, come pure alle condizioni stagionali e regionali specifiche. • Iniettare il narcotico e risvegliare l'animale arrecando il minor disturbo possibile (in particolare fonico). • Considerare le esigenze particolari degli animali narcotizzati (p. es. protezione degli occhi, luogo previsto per la narcotizzazione, regolazione della temperatura). • Controllare costantemente i parametri vitali, i riflessi e la temperatura corporea conformemente a protocolli standard. • Annullare la narcosi con un farmaco antagonista una volta terminata la manipolazione dell'animale. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Kreeger & Arnemo 2012; Ryser 2005, 2007.
Marchatura				
MP-12	Marchio auricolare	Per volpi, tassi e mustelidi: un marchio auricolare in plastica o alluminio è applicato al centro dell'orecchio per consentire l'identificazione di singoli esemplari.	<ul style="list-style-type: none"> • Utilizzare tipi di marchi auricolari specifici per le specie di animali in questione e strumenti appropriati. • Evitare i vasi sanguigni e i tessuti cartilaginei grossi. • Disinfettare. 	Campbell-Palmer & Rosell 2013
MP-13	Microchip	Per grandi predatori e gatti selvatici: il microchip sottocutaneo è inserito nel lato sinistro del collo dell'animale con l'apposito applicatore.	<ul style="list-style-type: none"> • Ridurre al minimo le possibili conseguenze sull'animale, scegliendo il metodo di applicazione, le dimensioni e la forma del microchip adeguati. • Utilizzo di cannule monouso. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014
MP-14	Trasmettitore	Localizzatori per telemetria (GPS, VHF) e altre unità tecniche fissate a un animale con un collare; eventualmente registrazione di ulteriori parametri.	<ul style="list-style-type: none"> • Adattare il diametro e il peso del collare (max. 2 – 3 % del peso del corpo) in base alla specie, all'età e al sesso dell'animale in questione. • La forma e il materiale del collare devono essere idonei per l'animale. • Per i giovani animali occorre utilizzare collari allungabili. • Utilizzare collari con apertura di sicurezza o funzione «drop off». 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Marchesi 1989; Meia 1994; Ferrari 1997
Prelievo di campioni				
MP-15	Prelievo di sangue	Prelievo di sangue con una cannula da una vena, nei grandi predatori di norma da una vena della zampa anteriore.	<ul style="list-style-type: none"> • Rispettare le quantità massime raccomandate (conformemente al manuale del FIWI sugli animali selvatici). • Utilizzare il materiale necessario per il prelievo (cannule ecc.) una sola volta. 	Breitenmoser, Ryser & Ryser-Degiorgis 2014; Ryser-Degiorgis 2015; Baumgartner et al. 2014; West et al. 2014

Artiodattili (Artiodactyla)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
MA-01	Recinto	Confinamento di ungulati selvatici (soprattutto cervi e cinghiali) in un grande recinto, spesso collegato con un'area d'intercettazione stretta in cui gli animali possono essere confinati per una migliore manipolazione.	<ul style="list-style-type: none"> • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. • Testare l'attivazione selettiva/telecomandata. 	Stubbe 1995; Heurich 2011; Barasona et al. 2013
MA-02	Trappola a cassetta	Gli ungulati selvatici sono attirati con esche in uno spazio con dispositivo di chiusura. A seconda della specie e del biotopo possono essere utilizzate costruzioni in legno chiuse, costruzioni luminose con inferriate o costruzioni combinate.	<ul style="list-style-type: none"> • Controllare la trappola almeno 2 volte al giorno o sorvegliarla in modo permanente. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. • Utilizzare solo se necessario le gabbie che implicano un rischio di ferimento elevato. • Testare l'attivazione selettiva/telecomandata. 	Stubbe 1995; Silvy 2012; Abderhalden-Buchli 1998; Steinbock; Heurich 2011; Reh, Rothirsch; Klingler-Krämer 1966; Gämse; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-03	Cappio per zampa	Cappio per zampa in corda, posizionato in un luogo di passaggio della selvaggina. Il passaggio dell'animale (soprattutto camosci e caprioli) aziona per tensione elastica (corda di gomma, molla) un meccanismo di scatto: il cappio viene tirato verso l'alto lungo la zampa e stretto.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente. • Prelevare l'animale subito dopo la cattura. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. 	Silvy 2012; Baumann & Struch 2000, Struch & Baumann 2000; Bächler 2002; Cugnasse 1988; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990; Bousquet et al. 2007
MA-04	Rete a caduta/ a bilancia	Una rete è lasciata cadere dall'alto (rete a caduta) o si chiude sotto l'animale (soprattutto camosci, stambecchi e cinghiali) per tensione elastica (rete a bilancia).	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente; prelevare l'animale subito dopo la cattura. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento con una struttura ottimizzata e specifica per la specie in questione. • Testare l'attivazione selettiva/telecomandata. 	Silvy 2012; Chevrier et al 2009; Dematteis et al 2009; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990; Jullien & Cornillon 2012
MA-05	Rete a tramaglio	Per caprioli: disporre una linea di reti verticali. Gli animali sono spinti verso la rete e vi rimangono impigliati.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorveglianza permanente con almeno una persona addetta alla cattura ogni 50m di rete. • Prelevare l'animale subito dopo la cattura o la sedazione. • Ridurre al minimo il rischio di ferimento installando la rete in modo ottimale. • Valutare una riduzione al minimo dello stress mediante sedazione e sistemazione intermedia in appositi box. 	Silvy 2012; Lopez Olivera et al. 2009; Chevrier et al. 2009; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-06	Fucile/Cannone spara-rete	Di norma il fucile spara-rete è utilizzato per catturare da un elicottero un animale in fuga, mentre il cannone spara-rete è impiegato al suolo. Nel secondo caso, una rete azionata dalla carica propellente di diversi cannoni si allarga sull'animale.	<ul style="list-style-type: none"> • Utilizzo consentito solo in un luogo appropriato. 	Silvy 2012; Menaut-Loison 1994; De Young et al. 1988; Hawkins et al. 1968
MA-07	Cattura a mano	Per caprioli: prelievo di giovani animali isolati.	<ul style="list-style-type: none"> • Se possibile, prelevare l'animale con cura e in modo rapido e inodore. 	Stubbe 1995; Rehnus & Reimoser 2014

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
MA-08	Fucile per telenarcosi	Cattura e immobilizzazione a distanza con dardi narcotizzanti espulsi da un fucile per telenarcosi.	<ul style="list-style-type: none"> • Adattare il punto d'iniezione, il materiale per l'iniezione e l'energia d'urto in base alla specie in questione. • Utilizzo consentito solo in un luogo appropriato (rischio di caduta, rintracciabilità ecc.). • Opzionale: dardo narcotizzante con trasmettitore radiogoniometrico per un ritrovamento rapido dell'animale. Ciò, tuttavia, può ridurre la sicurezza nel tiro e la possibile distanza di tiro. • In combinazione con l'utilizzo di narcotici occorre valutare la somministrazione supplementare di ossigeno. 	Kreeger & Arnemo 2012; Bassano et al. 2004; Ryser & Pewsner 2013; Ryser 2005, 2007;
Immobilizzazione				
MA-09	Immobilizzazione meccanica	Immobilizzazione a mano di camosci, caprioli, cinghiali e stambecchi con l'ausilio di diverse persone. Le zampe anteriori e posteriori, come pure la testa e le spalle, sono tenute ciascuna da una persona. Metodo raccomandato per cinghiali che pesano al massimo 80 – 90 kg. Per stambecchi: da applicare soltanto alle femmine o ai giovani animali.	<ul style="list-style-type: none"> • Coprire gli occhi. • Lavorare nel modo più silenzioso possibile, al fine di ridurre lo stress. • Tenere gli animali distesi e bloccare il fianco e la testa, affinché la colonna vertebrale rimanga diritta. • I cinghiali tendono a soffrire di ipertermia, pertanto occorre preparare acqua per il raffreddamento (soprattutto per catture effettuate in estate). 	Fischer 2015; Fischer 2016
MA-10	Narcosi	La narcosi è combinata con l'applicazione intramuscolare di sedativi ed è utilizzata per la cattura di animali (p. es. mediante telenarcosi) o per l'immobilizzazione di animali catturati (p. es. in trappole a cassetta). Gli animali catturati sono spesso immobilizzati con un lungo bastone alla cui estremità è applicata una siringa contenente una sostanza narcotica.	<ul style="list-style-type: none"> • Adattare la sostanza e la dose in base al sesso, all'età, alle condizioni, allo stato di salute, alla costituzione e allo stato riproduttivo (gravidanza e calore) della specie in questione, come pure alle condizioni stagionali e regionali specifiche. • Iniettare il narcotico e risvegliare l'animale arrecando il minor disturbo possibile (in particolare fonico). • Coprire gli occhi dell'animale. • Controllare costantemente i parametri vitali, i riflessi e la temperatura corporea conformemente a protocolli standard. • In particolare per i ruminanti occorre prevedere una sistemazione ottimale per prevenire il timpanismo del rumine. 	Kreeger & Arnemo 2012; Janovsky et al. 2008; Bassano et al. 2004; Ryser & Pewsner 2013; Ryser 2005, 2007.
MA-11	Sistemazione per breve tempo	Sistemare l'animale (camoscio, cinghiale) in una cassa buia, traspirante e di piccole dimensioni, al fine di impedire all'animale di voltarsi (cassetta di legno).	<ul style="list-style-type: none"> • Cassetta buia posta in un luogo tranquillo. • Tenere in mano gli animali soltanto per il tempo necessario. 	Fischer 2015; Fischer 2016
Marcatura				
MA-12	Colorazione del pelo	L'animale è marcato applicando colore sulle zone provviste di pelo.	<ul style="list-style-type: none"> • Per la marcatura tramite colorazione occorre ridurre al minimo le possibili conseguenze sull'animale. 	Silvy 2012

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
MA-13	Marchio auricolare	Con l'ausilio di una pinza si applicano fermagli colorati nei padiglioni auricolari degli ungulati. Particolarmente idonei a tal fine sono i marchi auricolari in plastica per animali da reddito.	<ul style="list-style-type: none"> Utilizzare tipi di marchi auricolari specifici per le specie di animali in questione e strumenti appropriati. Evitare i vasi sanguigni e i tessuti cartilaginei grossi. Eventualmente disinfettare. Se possibile applicare il marchio al centro dell'orecchio. 	Silvy 2012; Abderhalden & Buchli 1998; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
MA-14	Nastri/Lastre per corna	I nastri e le lastre per corna consentono di marcare in modo individuale gli animali (stambecchi o camosci) e possono essere applicati o avvitati.	<ul style="list-style-type: none"> Adattare la misura, il peso, il materiale e la forma del marchio in base al sesso e all'età dell'animale in questione. 	Abderhalden & Buchli 1998; Baumann 1993
MA-15	Microchip	Il microchip è applicato esternamente (p. es. sul marchio auricolare) o sottocute con l'apposito applicatore.	<ul style="list-style-type: none"> Ridurre al minimo le possibili conseguenze sull'animale, scegliendo il metodo di applicazione, le dimensioni e la forma del microchip adeguati. Utilizzo di cannule monouso. 	Silvy 2012
MA-16	Trasmettitore	Localizzazioni per telemetria (GPS, VHF) e altre unità tecniche fissate all'animale di norma mediante collare, oppure applicate sui marchi auricolari (in particolare per cinghiali). L'obiettivo è localizzare l'animale; eventualmente registrazione di ulteriori parametri.	<ul style="list-style-type: none"> Adattare il diametro e il peso del collare (max. 3 – 5 % del peso del corpo) in base alla specie, all'età e al sesso dell'animale (trasmettitori applicati sui marchi auricolari: max. 40 g). La forma e il materiale del collare devono essere idonei per l'animale; occorre tenere conto anche della sua crescita e degli sviluppi stagionali relativi alle condizioni fisiche e alla costituzione. Utilizzare collari con apertura di sicurezza o funzione «drop off». 	Silvy 2012; Fischer et al. 2004; Abderhalden & Buchli 1998; Actes du symposium Mèze-Hérault 1990
Prelievo di campioni				
MA-17	Prelievo di pelle o mucosa	Prelievo di campioni di pelle, congiuntiva, mucosa boccale e nasale, vulva e saliva.	<ul style="list-style-type: none"> Se possibile prelevare i campioni in modo rispettoso. 	Ryser-Degiorgis 2015b; Ryser-Degiorgis 2014
MA-18	Prelievo di pelo	Strappare una piccola ciocca di pelo con una pinzetta sterilizzata.	<ul style="list-style-type: none"> Prelevare il minor numero possibile di peli alla volta, al fine di avere più probabilità di ottenere anche le radici. 	Baumann & Struch 2000; Struch & Baumann 2000
MA-19	Prelievo di feci	Di norma è sufficiente un massaggio delicato per prelevare campioni di feci dall'intestino crasso degli animali catturati.	<ul style="list-style-type: none"> Se possibile prelevare i campioni in modo rispettoso. 	
MA-20	Prelievo di sangue	Effettuare il prelievo inserendo un ago in vasi sanguigni raccomandati per la specie in questione.	<ul style="list-style-type: none"> Rispettare le quantità massime raccomandate. Utilizzare il materiale necessario per il prelievo (cannule ecc.) una sola volta. Tenere conto dei rischi specifici per le singole specie. 	Baumgartner et al. 2014; West et al. 2014; Morton et al. 1993

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
MA-21	Prelievo di tessuto	Utilizzo di frecce da biopsia o strumenti di punzonatura (p.es. pinza perforatrice o pinza per l'applicazione di marchi auricolari), al fine di prelevare campioni di tessuto.	<ul style="list-style-type: none"> • Se possibile prelevare i campioni di tessuto in modo rispettoso, in quantità sostenibili e da zone del corpo idonee (rischio di danno minimo). Ridurre al minimo il rischio di contaminazione e d'infezione adottando misure igieniche appropriate. 	Department of Parks and Wildlife, Western Australia 2015
MA-22	Prelievo di ectoparassiti	Prelievo ad esempio di zecche o pidocchi del cervo dalla pelle o dal pelo dell'animale.	<ul style="list-style-type: none"> • Prelevare i parassiti il più vicino possibile alla pelle, in modo rispettoso e controllato. 	

Uccelli (Aves)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
AV-01	Cattura a mano di uccelli giovani/uova	Breve ispezione di nidi e prelievo a mano di uova e uccelli giovani, oppure cattura a mano di uccelli giovani (nidifughi).	<ul style="list-style-type: none"> • Ridurre al minimo il disturbo causato dal lavoro sul nido e arrecato a uccelli giovani e adulti. • Tenere al caldo gli uccelli implumi. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-02	Rete foschia (mist-net)	Cattura con reti collocate in posizione verticale (reti foschia).	<ul style="list-style-type: none"> • Sorvegliare i nidi in modo continuo e controllarli almeno ogni ora. • Adattare la larghezza delle maglie, la robustezza del filo e il numero di scomparti in base alla specie. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-03	Trappola a rete	Guadino con meccanismo di chiusura (p.es. trappola con chiusura, trappola per secca, rete «woosh»).	<ul style="list-style-type: none"> • Sorvegliare le trappole in modo continuo e controllarle almeno ogni ora. • Adattare la misura della trappola in base alle specie. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-04	Nassa	Gli uccelli volano, planano, si immergono o nuotano in modo autonomo nella nassa attraverso l'estremità a imbuto. La misura della nassa va adattata in base alla specie.	<ul style="list-style-type: none"> • La misura della nassa deve consentire la cattura contemporanea di diversi esemplari. • Cattura di piccoli Passeriformi e Limicoli: sorvegliare le nasse in modo continuo, controllarle e prelevarne il contenuto almeno ogni ora. • Cattura di uccelli acquatici e cornacchie: sorvegliare regolarmente le nasse, al fine di prevenire l'accesso di altre specie, e controllarle almeno 2 volte al giorno (mattina e sera). 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013; Hofer et al. 2010
AV-05	Nassa per nidi	Posizionamento di una gabbia metallica o a rete con entrata a caduta che si restringe sopra il nido; gli uccelli adulti che covano o imbeccano i piccoli entrano in modo autonomo nella nassa per nidi.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorvegliare la nassa in modo continuo e diretto. • Prelevare subito gli uccelli adulti catturati. • Solo tentativi di cattura brevi (max. 2,5 ore). • Cattura soltanto in caso di condizioni meteorologiche ottimali. • Ridurre al minimo il disturbo causato dal lavoro sul nido e arrecato a uccelli giovani e adulti. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
AV-06	Cassetta/Cavità con nido	Cattura a mano nella cassetta/cavità con nido, che può anche essere dotata di chiusura azionata dall'uccello o dalla persona addetta alla sorveglianza.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorvegliare le cassette/cavità con nidi in modo continuo. • Controllare almeno ogni 30 minuti le cassette/cavità con nidi dotate di chiusura azionata dall'uccello. • Solo tentativi di cattura brevi (max. 2,5 ore). • Ridurre al minimo il disturbo causato dal lavoro sul nido e arrecato a uccelli giovani e adulti. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-07	Cattura con esca	La cattura con esca è combinata con altri metodi di cattura volti ad attirare gli uccelli (p. es. esca acustica, imitazione artificiale di altri esemplari della stessa specie o di predatori).	<ul style="list-style-type: none"> • Nei luoghi di cova le esche vanno utilizzate solo per periodi brevi. • L'utilizzo costante di esche è consentito solo per uccelli erratici o in fase di cova. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-08	Breve abbagliamento con luce	Gli uccelli che riposano di notte sono abbagliati brevemente con una fonte di luce diretta, per poi essere catturati a mano o con un guadino.	<ul style="list-style-type: none"> • L'utilizzo di laser non è consentito. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-09	Cattura a mano con esca	Gli uccelli sono attirati con un'esca alimentare e catturati direttamente a mano.	<ul style="list-style-type: none"> • Immobilizzazione meccanica rapida e a regola d'arte a seguito della cattura a mano. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-10	Trappola a fili o a lacci con esca	Trappola a fili o a lacci con un topo vivo come esca (che sopravvive alla cattura), al fine di attirare gli uccelli che si nutrono di topi. Gli uccelli rimangono impigliati nei fili o nei lacci della trappola. Attenzione: l'utilizzo di un topo vivo come esca è considerato critico e presuppone una motivazione specifica.	<ul style="list-style-type: none"> • Sorvegliare la trappola in modo continuo. • Utilizzare una trappola pesante, affinché l'uccello catturato non riesca a volare via dopo essere rimasto impigliato. • Liberare subito gli uccelli catturati. 	Silvy 2012; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
Immobilizzazione				
AV-11	Immobilizzazione meccanica	Immobilizzazione a mano, sistemazione per un periodo breve (misurazione, marcatura) in scatole (uova, uccelli giovani) o in sacche.	<ul style="list-style-type: none"> • Manipolare gli animali con cautela. • Ridurre al minimo il tempo previsto per la manipolazione e la sistemazione. • Adattare la misura delle scatole o delle sacche alle dimensioni degli uccelli; prevenire l'ipotermia e il surriscaldamento. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
Marcatura				
AV-12	Coloranti per uccelli giovani/uova	Marcatura di uova e uccelli giovani con piccole quantità di coloranti non nocivi (uova con matita, uccelli giovani con pennarelli sul piumaggio/sulla pelle oppure con vernice sugli artigli).	<ul style="list-style-type: none"> • Ridurre al minimo l'applicazione di colori. • Applicare marchi piccoli. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-13	Anello per zampa	Marcatura con anello per zampa (anello in metallo e/o colorato)	<ul style="list-style-type: none"> • Chiudere del tutto gli anelli. • Il diametro interno dell'anello chiuso deve consentire una leggera mobilità dello stesso attorno alla parte inferiore della zampa (Ciconiformi, Limicoli), impedendo al contempo che scivoli al di sopra dell'articolazione intertarsica. • Annerire gli anelli per uccelli implumi di esemplari in fase di cova. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
AV-14	Sbiancamento/ Colorazione di penne	Sbiancamento di penne con perossido d'idrogeno; colorazione di penne con coloranti idonei.	<ul style="list-style-type: none"> • Sbiancamento di singole penne (grandi). • Procedere con particolare cautela, al fine di non compromettere le funzioni delle penne. 	Roth-Callies & Frey 2016; Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013
AV-15	Collare	Marcatura con collari colorati (fascette) provvisti di codice.	<ul style="list-style-type: none"> • Procedere con particolare cautela, al fine di non compromettere l'ingerimento di cibo o la mobilità. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013; Informationsblatt Vogelwarte 2015
AV-16	Marcatura per ali	Applicazione di una marcatura di plastica su ogni ala (marcatura colorata o senza codice alfanumerico); assicurare la marcatura su entrambi i lati del patagio.	<ul style="list-style-type: none"> • Procedere con particolare cautela nella scelta delle marcature per le ali (misura, forma) e nell'applicazione delle stesse, al fine di non influenzare l'aerodinamica e la capacità di volo degli animali. 	Redfern & Clark 2001; Richtlinien Vogelwarte 2013; Informationsblatt Vogelwarte 2015
AV-17	Microchip	Inserimento sottocutaneo di un «PIT-Tag».	<ul style="list-style-type: none"> • Utilizzo di cannule monouso. 	Becker & Wendeln 1997; Hegelbach & Reinhardt 2009; Nicolaus et al. 2008
AV-18	Trasmettitore/ Dispositivo di registrazione	Applicazione esterna di un trasmettitore o dispositivo di registrazione con l'ausilio di un meccanismo a zaino (imbragatura) attorno alle ali o alle zampe, oppure con adesivo per applicazioni a breve termine.	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso complessivo del trasmettitore/dispositivo, compresa l'imbragatura, deve corrispondere al massimo al 3% (veleggiatori) o al 5% (specie a volo battente) del peso del corpo dell'animale. • Il trasmettitore/dispositivo e il meccanismo a zaino non devono influenzare la mobilità e il comportamento dell'animale. 	Kenward 2001; Barron et al. 2010; Van Wijk et al. 2016
Prelievo di campioni				
AV-19	Prelievo di artigli	Tagliare la parte finale distale degli artigli, non irrorata di sangue, con forbicine affilate.	<ul style="list-style-type: none"> • Procedere con particolare attenzione per non ferire tessuti ancora irrorati di sangue. 	Bearhop et al. 2003; Hahn et al. 2014
AV-20	Prelievo di saliva	Prelievo di campioni di saliva dal becco o dalla gola con bastoncini di ovatta o carta da filtro.	<ul style="list-style-type: none"> • Adattare la misura dei bastoncini di ovatta alle dimensioni dell'uccello. • Aprire il becco con attenzione. 	Adam et al. 2014; Handel et al. 2006
AV-21	Prelievo di sangue	Praticare una piccola incisione nella vena dell'ala o della zampa con una cannula, prelevare il sangue che fuoriesce con un capillare o con carta da filtro/carta assorbente.	<ul style="list-style-type: none"> • Prelevare una sola volta al massimo il 10% del volume complessivo di sangue (ca. 1% del peso del corpo). • Utilizzare il materiale necessario per il prelievo (cannule ecc.) una sola volta. 	Silvy 2012; Voss et al. 2010
AV-22	Piume, penne piccole	Staccare poche piume o penne piccole (comprese le penne copritrici minori).	<ul style="list-style-type: none"> • Limitarsi a prelevare poche piume/penne. 	Jenni & Winkler 1994; McDonald & Griffith 2011; Silvy 2012
AV-23	Penne grandi	Prelevare singole penne grandi (penne remiganti, penne copritrici minori, penne timoniere).	<ul style="list-style-type: none"> • Limitarsi a prelevare singole penne. • Eventualmente tagliare piccole parti del vessillo. 	Jenni & Winkler 1994; McDonald & Griffith 2011
AV-24	Striscio nella cloaca	Striscio interno nella cloaca con un tampone o un bastoncino di ovatta.	<ul style="list-style-type: none"> • Adattare la misura del tampone o del bastoncino di ovatta alle dimensioni dell'uccello/della cloaca per evitare ferite. 	World Organisation for Animal Health – OIE 2015

Anfibi (Amphibia)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
AM-01	Cattura a mano	L'animale è catturato a mano dalla persona addetta alla cattura. Di notte gli animali possono essere abbagliati con una torcia.	<ul style="list-style-type: none"> • Dopo la cattura occorre immobilizzare l'animale per impedirgli di scappare. • Non tenere in mano a lungo l'animale, bensì sistemarlo subito in un secchio o in un sacco di tela. 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-02	Secchi e barriere	I secchi sono interrati. Di norma gli anfibi sono condotti verso i secchi con apposite barriere e cadono così nei recipienti. I secchi sono sistemati in buche nel terreno per consentire all'acqua di defluire (tranne nelle zone dove il livello dell'acque sotterranee è elevato).	<ul style="list-style-type: none"> • Controllare i secchi almeno 1 volta al giorno, più spesso in caso di attività elevata degli anfibi oppure di clima caldo o asciutto. • Chiudere i secchi con coperchi quando non si effettuano controlli. • Interrare i secchi in modo che non possano essere inondati. • Collocare nel secchio una rampa in legno che consenta ai piccoli mammiferi di arrampicarsi e uscire. 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-03	Cattura con trappole	Di norma le trappole (ne esistono diversi tipi) sono collocate in acqua di sera, per poi essere controllate e svuotate al mattino.	<ul style="list-style-type: none"> • Collocare le trappole e, se necessario, assicurarle in modo che gli animali possano sempre respirare. • Collocare le trappole di sera e controllarle al mattino presto. • Se le trappole rimangono nell'acqua a lungo, controllarle almeno una volta al giorno (mattina). 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998; Kronshage & Glandt 2014)
AM-04	Guadino	Il guadino è trascinato nell'acqua e poi sollevato. Gli animali catturati sono prelevati a mano.	<ul style="list-style-type: none"> • Trasferire gli animali catturati nel modo più rapido possibile in una bacinella (luogo di sistemazione temporaneo) o liberarli quanto prima. • Per la sistemazione temporanea è opportuno separare gli animali in base alla specie, allo stadio di vita e al sesso. 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
AM-05	Cattura con nascondigli artificiali	I nascondigli artificiali (p.es. assi di legno) sono introdotti nel biotopo terrestre. Sollevando i nascondigli si può controllare quali specie vi si celano.	<ul style="list-style-type: none"> • Gli animali si nascondono in modo autonomo e non rimangono intrappolati nei nascondigli. • Manipolare gli animali soltanto se necessario (p.es. determinazione del sesso). 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998
Immobilizzazione				
AM-06	Box/Acquario	L'animale catturato è sistemato in un box o in un acquario, che deve essere riempito con una quantità piccola (Anuri) o grande (tritoni) di acqua di stagno. Ciò consente di osservare o trasportare l'animale catturato.	<ul style="list-style-type: none"> • Chiudere con cura il box. • Controllare almeno ogni 2 ore. • Collocare i box/gli acquari al fresco e non esporli a temperature elevate. • In caso di trasporto, consentire agli animali di nascondersi (p.es. foglie, piante acquatiche del biotopo). 	Gent & Gibson 1998
AM-07	Narcosi	Stordimento tramite immersione in tricaina (tricaina metansolfonato, metacaina, MS222).	<ul style="list-style-type: none"> • Attenzione: valutare se lo stordimento è davvero necessario, poiché spesso si rivela più dannoso della manipolazione. 	Amphibian Research & Monitoring Initiative 2001

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Marcatura				
AM-08	Identificazione fotografica	Gli anfibi sono catturati e fotografati. A tal fine, di norma sono immobilizzati per breve tempo a mano o in un contenitore (p. es. capsula di Petri).	<ul style="list-style-type: none"> • L'identificazione fotografica è il metodo che compromette l'animale in misura minore. • Immobilizzare l'animale in modo accurato e specifico per la specie. • Ridurre al minimo la durata dell'intero processo e liberare l'animale non appena possibile. 	Hachtel et al. 2009a; Gent & Gibson 1998; Henle et al. 1997
AM-09	Microchip	Il microchip sottocutaneo è inserito con un'apposita siringa.	<ul style="list-style-type: none"> • Inserire il transponder con cura. • Utilizzo di cannule monouso. 	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010; Henle et al. 1997
AM-10	Trasmettitore	Un trasmettitore per telemetria è assicurato all'anca di un Anuro con un cinturino. Attenzione: optare per questo metodo soltanto se l'onere è sostenibile.	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 10 % del peso del corpo dell'animale. • Osservare l'animale dopo l'applicazione del trasmettitore: se fa resistenza al trasmettitore, quest'ultimo va rimosso. • Localizzare in modo regolare gli animali e controllare che il cinturino assicurato all'anca non irri la pelle. • Controllare l'animale soltanto se è attivo e non si nasconde. 	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010
AM-11	Visible implant elastomers (VIE)	Il metodo VIE prevede l'inserimento sottocutaneo di placche contenenti coloranti inerti.	<ul style="list-style-type: none"> • Inserire le placche con cura. 	Dodd 2010; Henle et al. 1997
Prelievo di campioni				
AM-12	Prelievo di pelle	Strofinare un bastoncino di ovatta più volte sulla pelle (in particolare sull'addome, sul dorso, sulle estremità) premendo in modo delicato.	<ul style="list-style-type: none"> • Durante la procedura occorre tenere in mano l'animale in modo che sia tranquillo. • In caso di prelievo di pelle di girini, dopo la procedura gli animali vanno tenuti per breve tempo in un contenitore prima di essere liberati. 	Brem et al. 2007
AM-13	Prelievo di mucosa orale	Strofinare un bastoncino di ovatta più volte sulla mucosa orale (per girini: zona della bocca) premendo in modo delicato.	<ul style="list-style-type: none"> • Durante la procedura occorre tenere in mano l'animale in modo che sia tranquillo. • Aprire con molta cura la bocca dell'animale. • Adattare la misura del bastoncino di ovatta alle dimensioni dell'animale per evitare ferite. 	Pidancier et al. 2003; Miller 2006
AM-14	Striscio della cloaca	Inserire con cura un bastoncino di ovatta nella cloaca e ruotarlo.	<ul style="list-style-type: none"> • Durante la procedura occorre tenere in mano l'animale in modo che sia tranquillo. • Adattare la misura del bastoncino di ovatta alle dimensioni dell'animale per evitare ferite. 	Dodd 2010; Miller 2006
AM-15	Prelievo di tessuto	Prelevare un piccolo campione di pinna caudale da larve di anfibi (girini) con un bisturi sterile (max. 3 × 3 mm).	<ul style="list-style-type: none"> • Spesso è impossibile effettuare uno striscio sulle larve di anfibi. La ferita causata dal prelievo di un piccolo campione di pinna caudale (evitare il muscolo e la colonna vertebrale) guarisce invece in modo rapido. 	Leyse et al. 2003

Rettili (Reptilia)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
RE-01	Cattura a mano	Cattura di animali a mani nude o con un guanto in pelle; nessun altro mezzo ausiliare. Utilizzare un gancio per serpenti per impedire ai serpenti velenosi o di grandi dimensioni di scappare e catturarli a mano.	<ul style="list-style-type: none"> • Dopo la cattura occorre immobilizzare l'animale per impedirgli di scappare. • Non tenere in mano a lungo l'animale, bensì sistemarlo subito in un secchio, in un box/un acquario o in un sacco di tela. 	Gent & Gibson 1998
RE-02	Cattura con cappio	Cattura di Lacertidi con canna da pesca e lazo; nessun altro mezzo ausiliare. Questo metodo serve per la valutazione dell'animale (stato di salute, sesso, gravidanza, identificazione individuale, ecc.), per la determinazione della specie oppure per scopi formativi o fotografici.	<ul style="list-style-type: none"> • Maneggiare l'animale in modo rispettoso e prudente durante la cattura (utilizzo di un cappio adeguato) e la manipolazione. • Ridurre al minimo lo stress. • Liberare l'animale nel luogo della cattura. 	Gent & Gibson 1998
RE-03	Allestimento di nascondigli artificiali	I nascondigli artificiali (p. es. assi di legno) sono introdotti nel biotopo terrestre. Sollevando i nascondigli si può controllare quali specie vi si celano. In alcuni casi può essere necessario catturare gli animali a mano (p. es. per la determinazione del sesso).	<ul style="list-style-type: none"> • Gli animali si nascondono in modo autonomo e non rimangono intrappolati nei nascondigli. Non è sempre necessario manipolare gli animali. 	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b
RE-04	Cattura con nassa e rete (p. es. nassa con struttura in filo)	<p>Per tartarughe d'acqua (p. es. testuggine d'acqua): la rete conduce gli animali nella nassa, da cui non riescono più a uscire.</p> <p>Vantaggi: questo metodo è il più efficace per catturare queste specie. Gli animali catturati rimangono tranquilli fino a quando sono estratti dalla trappola.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Controllare le reti e le nasse almeno una volta al giorno. • Collocare le trappole, e se necessario assicurarle, in modo che gli animali possano sempre respirare aria (una bottiglia in PET può fungere da galleggiante). 	Cadi & Faverot 2004
Immobilizzazione				
RE-05	Box/Acquario	L'animale catturato è sistemato in un piccolo box (p. es. piccolo acquario in plastica). Ciò consente di osservare l'animale (p. es. partecipanti a escursioni) o di trasportarlo.	<ul style="list-style-type: none"> • Chiudere con cura il box e controllarne il contenuto ogni 2 ore. • Non esporre i box/gli acquari a temperature elevate. 	Gent & Gibson 1998
RE-06	Tubo	Metodo per serpenti velenosi e mordaci: gran parte del serpente è inserita in un tubo trasparente in PVC o in PET, il cui diametro è poco superiore a quello del serpente. Ciò consente di accedere all'estremità posteriore del serpente senza essere morsi. Il tubo trasparente consente di sorvegliare la posizione della testa. L'estremità del tubo dove si trova la testa del serpente può essere aperta o chiusa.	<ul style="list-style-type: none"> • Questo metodo è applicato solo per periodi brevi in alternativa al cosiddetto metodo della forchetta, in quanto è più sicuro per la persona che lo applica e implica meno stress per l'animale manipolato. • L'unica difficoltà consiste nel far entrare il serpente nel tubo. 	Ferner 2007

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
RE-07	Metodo della forchetta	Per serpenti velenosi: imbottire con gommapiuma la parte più larga di una forchetta senza rebbio centrale o di un forchettone e immobilizzare così la testa del serpente velenoso.	<ul style="list-style-type: none"> • Solo per serpenti velenosi. • Immobilizzare la testa all'altezza del collo, conficcando la forchetta nel terreno. • Non conficcare la forchetta troppo a fondo, affinché il serpente possa ancora respirare. La forma a V della testa della vipera impedisce all'animale di scappare. • Applicare questo metodo solo per un'immobilizzazione breve (alcuni minuti), per la misurazione dell'esemplare o per il prelievo di campioni. • Sistemazione temporanea in caso di periodi più lunghi: metodo RE-08 (sacco di tela). 	Moser 1988
RE-08	Sacco di tela	Il rettile catturato è sistemato in un sacco di tela, dove rimane fino a quando è sottoposto a eventuali manipolazioni.	<ul style="list-style-type: none"> • Chiudere con cura il sacco solo dopo aver verificato che l'animale si trova sul fondo dello stesso. Può essere opportuno inserire il sacco in una scatola in modo che non si schiacci. • Controllare ogni 2 ore. 	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b
Marcatura				
RE-09	Identificazione fotografica	I rettili sono catturati e fotografati. A tal fine, di norma sono immobilizzati a mano.	<ul style="list-style-type: none"> • La «marcatura» fotografica è il metodo meno pregiudizievole per l'animale. • Immobilizzare l'animale in modo accurato e specifico per la specie. • Gli animali da fotografare sono catturati e sistemati in modo temporaneo, per poi essere lasciati liberi. • Ridurre al minimo la durata dell'intero processo. 	Gent & Gibson 1998; Hachtel et al. 2009b; Henle et al. 1997
RE-10	Microchip	Per tartarughe: il microchip è inserito praticando una piccola incisione (di norma a una zampa). Il vantaggio di questo metodo, più oneroso del taglio di squame dal carapace, consiste nel fatto che la marcatura è più semplice da leggere e consente di prevenire identificazioni errate.	<ul style="list-style-type: none"> • Il microchip deve essere inserito da un veterinario esperto. • Utilizzo di cannule monouso. • Una sutura chirurgica garantisce una buona cicatrizzazione. • Il peso minimo degli animali per questo intervento è ca. 100 g. 	Cadi & Faverot 2004; Henle et al. 1997; Mader & Divers 2013

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
RE-11	Microchip	Per serpenti di dimensioni > 35 cm: un microchip sottocutaneo (p. es. DataMars T-SL, 10,9 × 1,6 mm) è inserito a circa 5 – 7 cm dalla cloaca (parte più stretta dell'animale).	<ul style="list-style-type: none"> • Solo per serpenti di dimensioni > 35 cm. • Il limite di 35 cm è stato stabilito dal karch in base alla misura del microchip e alla mobilità degli animali. • L'inserimento del microchip implica l'immobilizzazione dell'animale. Ciò, tuttavia, di norma dura solo 1 minuto. • La piccola incisione praticata per l'inserimento del microchip non va suturata, in quanto guarisce in modo molto rapido. • Utilizzo di cannule monouso. • Questo metodo riduce al minimo il disturbo arrecato in caso di catture ripetute (lettura più rapida) e consente una marcatura a vita. • Il microchip va collocato abbastanza a fondo (> 15 mm), affinché non fuoriesca a causa di uno sfregamento prima della cicatrizzazione completa. 	Gent & Gibson 1998; Dodd 2010; Henle et al. 1997; Mader & Divers 2013
RE-12	Taglio di squame	Per tartarughe: incidere con un seghetto una o due squame sul bordo del carapace, al fine di dotare l'animale di un codice individuale.	<ul style="list-style-type: none"> • Praticare un'incisione abbastanza profonda, affinché la fenditura sia ben visibile, ma non troppo profonda, al fine di evitare ferite. • Un'incisione troppo profonda può causare una necrosi del carapace. 	Ferner 2007; Cadi & Faverot 2004; Henle et al. 1997
RE-13	Trasmettitore per stomaco	Per serpenti: inserire a mano, mediante palpazione, un trasmettitore VHF (p. es. ATStrack R1170 con forma idonea) nello stomaco dei serpenti.	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 10% del peso del corpo dell'animale. • L'inserimento del trasmettitore causa stress al serpente, pertanto la manipolazione deve durare al massimo 2 minuti. • Se il trasmettitore arreca disturbo all'animale, si può rimuoverlo in ogni momento. • La forma e la misura del trasmettitore sono concepite appositamente per farlo rimanere nello stomaco e impedirgli di spostarsi nell'intestino. Di norma il trasmettitore è inserito con una cannula adeguata per ridurre al minimo il rischio di morsicatura; a tal fine è cosparso di vaselina o altro lubrificante e spinto nello stomaco mediante palpazione leggera. 	Moser 1988
RE-14	Trasmettitore	Per tartarughe: incollare un trasmettitore VHF sul carapace con una colla neutra (p. es. Araldit®).	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 10% del peso del corpo dell'animale. • Il trasmettitore non deve limitare i movimenti dell'animale; può essere posizionato subito dietro la testa o sulla parte posteriore e meno alta del carapace. • Il trasmettitore si stacca da solo dopo 2 – 3 anni. 	Boarman et al. 1998

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
RE-15	Trasmettitore intraperitoneale	Per serpenti: inserire un trasmettitore attivo (p. es. ATStrack R1170) per via intraperitoneale poco dopo lo stomaco. L'antenna si allunga sottocute.	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 5% del peso del corpo dell'animale. • Questo metodo è necessario se vi è il rischio che il trasmettitore venga rigurgitato dall'animale. • Qualora il metodo non sia stato ancora applicato per una specie, occorre uno studio pilota (gli esperimenti su serpenti che soffocano le proprie prede [p. es. <i>Zamenis longissimus</i>] consentono di far luce su eventuali problemi). • Il trasmettitore deve essere inserito da un veterinario, poiché richiede un intervento chirurgico con anestesia totale. • Il trasmettitore va fissato su due lati per evitare che venga eliminato (cfr. Pearson & Shine 2002). 	Bryant et al 2010; Mullin & Seigel 2009; Pearson & Shine 2002
RE-16	Marcatura per colorazione	Per progetti a breve termine si può applicare sul rettile un marchio colorato non tossico (p. es. smalto per unghie).	• Il marchio colorato scompare da solo.	Gent & Gibson 1998
Prelievo di campioni				
RE-17	Taglio di squame	Per serpenti: tagliare una o due squame dalla zona addominale o dalla zona caudale inferiore senza toccare la pelle dell'animale. Queste squame si rinnovano a ogni muta, pertanto dopo ca. 1 anno si saranno ricostituite completamente. Il taglio richiede 20 – 30 secondi.	• Il taglio di squame non arreca disturbo all'animale. Non di rado si osservano esemplari con una o più squame danneggiate in modo naturale sulla zona addominale o sulla zona caudale inferiore.	Ferner 2007
RE-18	Prelievo di saliva	Lo striscio orale consente di prelevare campioni di materiale genetico da tutte le specie di rettili. A tal fine occorre aprire la bocca dell'animale (di norma ciò avviene in modo naturale) e strofinare un bastoncino di ovatta nella cavità orale o sotto la lingua (tartarughe).	• La maggior parte delle specie apre la bocca come meccanismo di difesa, pertanto questo metodo implica uno stress minimo per gli animali. La procedura richiede ca. 15 secondi.	Beebee 2007
RE-19	Prelievo di sangue	Per serpenti: il prelievo di sangue dalla coda consente di estrarre una piccola quantità di sangue. L'ago (tipo siringa da insulina) è posizionato sulla parte inferiore della coda e inserito verso la colonna vertebrale.	<ul style="list-style-type: none"> • Rispettare le quantità massime raccomandate (cfr. SOP). • Utilizzare il materiale necessario per il prelievo (cannule ecc.) una sola volta. • Il prelievo di sangue dura di norma 1 – 2 minuti a partire dall'immobilizzazione. 	Joger & Lenk 1997

Pesci (Pisces)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
PI-01	Rete (da posta, da traino, da fondo)	Le reti sono utilizzate per catturare pesci in movimento in laghi o corsi d'acqua. Tuttavia, essendo state concepite per la cattura di pesci a scopo di vendita, sono poco adeguate per la cattura e la successiva liberazione di pesci vivi.	<ul style="list-style-type: none"> • Collocare le reti in acqua solo per un periodo breve, al fine di garantire la sopravvivenza dei pesci. • Adattare la larghezza delle maglie in base alla specie ittica. • In caso di sistemazione temporanea prima della marcatura, occorre garantire un apporto sufficiente di ossigeno e non esporre i pesci a temperature elevate o ad altri fattori di stress. 	Côté & Perrow 2012
PI-02	Nassa	La nassa è collocata per poche ore oppure di notte. I pesci intrappolati non riescono più a uscire dallo scompartimento interno. Spesso le nasse sono dotate di due entrate laterali che conducono i pesci nella nassa.	<ul style="list-style-type: none"> • Limitare a poche ore la permanenza dei pesci nella nassa. Estrarre con cura la nassa dall'acqua, in particolare se collocata in profondità. • Svuotare la nassa in base alla densità di pesci catturati. • Eliminare eventuali spigoli affilati nelle nasse (rischio di ferimento per i pesci). • In caso di sistemazione temporanea prima della marcatura, occorre garantire un apporto sufficiente di ossigeno e non esporre i pesci a temperature elevate o ad altri fattori di stress. 	Côté & Perrow 2012
PI-03	Rete a sacca	La rete a sacca è utilizzata per effettuare controlli capillari di profili di corsi d'acqua e laghi, ad esempio profili di uscita di turbine o deviazioni per la migrazione dei pesci. Le reti a sacca consentono di selezionare gli animali catturati in base alle loro dimensioni e di catturare pesci piccoli con un'efficienza minima.	<ul style="list-style-type: none"> • Utilizzare reti abbastanza grandi, al fine di contenere al minimo i danni ai pesci. • Rischio di ferimento per pesci con capacità natatorie limitate. • Svuotare le reti con una certa frequenza, in particolare in caso di deflussi notevoli. • In caso di sistemazione temporanea prima della marcatura, occorre garantire un apporto sufficiente di ossigeno e non esporre i pesci a temperature elevate o ad altri fattori di stress. 	Schmalz 2010
PI-04	Apparecchi elettrici per la cattura	Cattura con un apparecchio elettrico a corrente continua. Tra l'anodo e il catodo si forma un campo elettrico: i pesci che si trovano nei pressi dell'anodo nuotano in direzione dello stesso (galvanotecnica) e sono catturati con un guadino.	<ul style="list-style-type: none"> • L'oscillazione di apparecchi a corrente continua non deve superare il 10% (utilizzare soltanto apparecchi certificati). • Limitare la permanenza dei pesci nei pressi dell'anodo. • La cattura non è consentita in presenza di condizioni non adeguate (torbidità, deflusso notevole ecc.). • Il mancato rispetto delle misure precauzionali può causare il ferimento di pesci (ferite vascolari, ematomi). • In caso di sistemazione temporanea prima della marcatura, occorre garantire un apporto sufficiente di ossigeno e non esporre i pesci a temperature elevate o ad altri fattori di stress. 	Meng & Peter 2010; Reynolds & Kolz 2012; Snyder 2003

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
PI-05	Bacino per la conta di specie ittiche	Il bacino per la conta di specie ittiche è utilizzato per controlli all'uscita di opere per la migrazione dei pesci. I pesci bloccati nel bacino non riescono più a risalire a monte.	<ul style="list-style-type: none"> Limitare a poche ore (max. 1 giorno) la permanenza dei pesci nel bacino per la conta. Prelevare i pesci dal bacino in modo rispettoso (evitare che gli animali si dibattano sul terreno asciutto). Il terreno non deve presentare spigoli affilati. 	Peter et al. 2016
Immobilizzazione				
PI-06	Narcosi con tricaina	<p>Stordimento di pesci tramite immersione in tricaina (tricaina metansolfonato, metacaina, MS222) o in una soluzione di tricaina (0,7 – 1 g di tricaina in 10 L di acqua, ca. pH 5).</p> <p>Obiettivo: marcare i pesci in modo rapido e affidabile.</p>	<ul style="list-style-type: none"> Al fine di prevenire problemi fisiologici, si raccomanda una tamponatura con lievito in polvere (2 g di lievito ogni g di tricaina). Lasciare i pesci nell'acqua fino alla perdita totale dell'equilibrio e all'assenza di riflessi. Una permanenza prolungata nella tricaina porta al decesso. 	Summerfelt & Smith 1990; Adam et al. 2013
PI-07	Narcosi con essenza di garofano	<p>Immergere i pesci in una bacinella d'acqua contenente una soluzione di essenza di garofano (eugenolo).</p> <p>Mescolare 1,2 ml di essenza di garofano nel rapporto 1:10 – 1:20 con alcol etilico (95 %) e diluire in 30 litri d'acqua.</p>	<ul style="list-style-type: none"> Lasciare i pesci nell'acqua fino alla perdita totale dell'equilibrio e all'assenza di riflessi. L'essenza di garofano venduta nelle farmacie non è pura (sostanza attiva nel prodotto: 80 – 95 %). Una concentrazione troppo elevata per un periodo lungo porta al decesso. 	Javahery et al. 2012; Keene et al. 1998
PI-08	Guadino fisso, cassa con fori	Sistemazione dei pesci per un periodo breve in un corso d'acqua.	<ul style="list-style-type: none"> Assicurarsi che il guadino/cassa sia sufficientemente ossigenato, al riparo da un soleggiamento eccessivo e che non si trovi nelle immediate vicinanze del catodo durante le azioni di pesca elettrica. 	
Marcatura				
PI-09	Marcatura per colorazione	Applicare colori con aghi o siringhe per iniezioni prive di aghi sulle pinne, sulla base delle pinne o sul corpo. Spesso si utilizzano l'alcian blu, che rimane visibile per alcuni mesi o addirittura anni, marchi VIE (visible implant elastomer) o coloranti fluorescenti.	<ul style="list-style-type: none"> Alcian blu (8 GX/GS): applicare i marchi in modo che il colorante penetri nel tessuto senza creare un foro. Inserire i marchi VIE in tessuti traslucidi (p. es. dietro l'occhio, tra i raggi delle pinne). L'inserimento sottocutaneo di marchi VIE dietro l'occhio prevede lo stordimento preventivo del pesce (immobilizzazione). 	Bolland et al. 2010; Adam et al. 2013
PI-10	Identificazione fotografica	Fotografia di uno o entrambi i lati del corpo per l'identificazione dell'esemplare (metodo idoneo soprattutto per i salmonidi).	<ul style="list-style-type: none"> Prelevare con cura dall'acqua, per un breve periodo, i pesci non immobilizzati oppure voltare su un fianco i pesci immobilizzati e poggiarli su una superficie umida e orizzontale, al fine di fotografarne il corpo intero. 	Werner et al. 2014
PI-11	Visible implants	Inserire con una siringa un marchio in poliestere con codice alfanumerico nel tessuto traslucido accanto all'occhio. Misure del marchio: 2,7 × 1,2 mm o 5 × 2 mm. Marchio disponibile in diversi colori.	<ul style="list-style-type: none"> Soltanto per pesci di dimensioni > 15 cm. Il marchio deve essere inserito da specialisti (rischio di ferimento da parte di persone inesperte). Narcotizzazione preventiva dei pesci (assenza di riflessi). Marchi visibili e utilizzabili per diversi mesi. 	Adam et al. 2013; Peter 2013

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
PI-12	Microchip	Inserire un «PIT-Tag» (passive integrated transponder) nella cavità dell'organismo con un applicatore o praticando una piccola incisione con un bisturi. I marchi sono disponibili in diverse misure (8 mm, 12 mm, 23 mm, 32 mm) e identificabili con un apposito apparecchio di lettura.	<ul style="list-style-type: none"> • Metodo non idoneo per pesci di dimensioni < 6 cm. • Narcotizzazione preventiva dei pesci (assenza di riflessi). • Per i marchi di 23 mm o 32 mm è necessario praticare un'incisione di ca. 3 mm con un bisturi. Non è necessaria una sutura, in quanto la ferita guarisce in modo rapido. 	Ostrand et al. 2012; Richard et al. 2013
PI-13	Trasmettitore	Una radiotrasmettente o un trasmettitore acustico è assicurato all'esterno del corpo del pesce, oppure è inserito nella cavità dell'organismo per via gastrica o chirurgica. L'antenna della radiotrasmettente si trova sempre all'esterno del corpo. I trasmettitori acustici non sono dotati di antenna. La localizzazione dei pesci tramite radiotelemetria in linea d'aria è possibile su lunga distanza. Sotto il livello dell'acqua i trasmettitori acustici sono rilevati con un idrofono. A seconda del suo ciclo di vita, il peso di un trasmettitore può variare tra 0,5 g e 20 g.	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 2 % del peso del corpo dell'animale. • Si raccomanda di posizionare il trasmettitore nella cavità dell'organismo del pesce, affinché lo strumento non rischi di danneggiarsi in caso di movimento o ingerimento da parte del pesce. • Affinché l'operazione abbia successo, è necessaria una narcotizzazione preventiva. • Garantire un approvvigionamento sufficiente di ossigeno durante la procedura di marcatura. 	Jepsen et al. 2002; Peter 2013
PI-14	Marcatura chimica	Breve immersione di uova o larve in un colorante, p. es. rosso d'alizarina. Il colorante può poi essere rintracciato negli otoliti dei pesci.	<ul style="list-style-type: none"> • Questo metodo è efficace soprattutto per coregoni, salmoni e trote. 	Eckmann 2003; Unfer & Pinter 2013
PI-15	Ablazione di pinne	Possono essere tagliate parti di pinne o pinne intere. Tutte le pinne si rigenerano in modo piuttosto rapido, ad eccezione della pinna adiposa dei salmonidi. Il taglio è effettuato con forbici affilate.	<ul style="list-style-type: none"> • Si raccomanda di tagliare le pinne pettorali, oppure la pinna adiposa nel caso dei salmonidi. Ciò, tuttavia, può influenzare il comportamento dei maschi in fase di accoppiamento. • Non è consentito tagliare la pinna caudale né quella anale. • Un'alternativa valida all'ablazione di pinne è la marcatura per colorazione (alcian blu). 	Stuart 1958; Peter 2013)
PI-16	Coded wire tags	Inserire un filo di metallo inossidabile magnetico (1,1 × 0,25 mm o 0,5 × 0,25 mm) nella pinna caudale del pesce con un apposito apparecchio di marcatura e un ago. Sul filo è inciso un codice. Per identificare un pesce occorre estrarre il filo metallico tramite operazione (decesso del pesce).	<ul style="list-style-type: none"> • Il marchio deve essere inserito da specialisti. • Non posizionare il filo troppo in profondità nella pinna caudale. • Narcotizzazione preventiva dei pesci (assenza di riflessi). 	Vander Haegen et al. 2012
Prelievo di campioni				
PI-17	Prelievo di tessuto	Prelevare un campione di tessuto per l'analisi del DNA. Di norma si tratta di un frammento del tessuto di una pinna, che è conservato in alcol etilico (100 %).	<ul style="list-style-type: none"> • Prelevare un piccolo campione di tessuto con forbici affilate (pinna adiposa, pinna ventrale). • Ridurre al minimo la durata della procedura. • Narcotizzazione preventiva dei pesci (assenza di riflessi). 	Junker et al. 2012

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
PI-18	Prelievo di sangue	Prelevare un campione di sangue dalla vena caudale di pesci narcotizzati con una siringa e una cannula in entrata ventrale o laterale.	<ul style="list-style-type: none"> Soltanto per pesci di dimensioni > 9 cm; quantità massima di sangue prelevato: 0,25 – 0,5 % del peso del corpo dell'animale (ml di sangue = g). 	Noga 2000; Rowley 1990
PI-19	Prelievo di squame	Per salmonidi: prelievo di squame mediante una pinzetta al di sopra della linea laterale tra la pinna dorsale e quella adiposa.		Ombredane & Richard 1990

Decapodi (Decapoda)

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Cattura				
DE-01	Nassa	Cesta dotata di esca con accesso imbutiforme, che impedisce la fuga dall'interno. Disponibile in diversi modelli.	<ul style="list-style-type: none"> Controllare la nassa almeno ogni 2 giorni. Trasferire con cautela gli animali dalla nassa nel secchio, in modo tale che le estremità non rimangano impigliate nella nassa e si spezzino. Rimettere con cautela gli animali in acqua. 	Polcar & Kozák 2005
DE-02	Cattura a mano	Gli animali attivi sono catturati a mano di notte e raccolti in un secchio contenente acqua. Possono essere catturati in modo selettivo in base alla dimensione e al sesso.	<ul style="list-style-type: none"> Gestire la cattura in funzione delle dimensioni dell'animale. Sistemare gli animali in un secchio o rimmetterli in acqua con cautela. Se possibile prelevare gli animali fuori dall'acqua (sulla riva), al fine di accedere il meno possibile al letto del ruscello. 	Holdich et al. 2006
DE-03	Piatto per decapodi	Una sorta di piatto con un'esca posta al centro e una rete erigibile attorno. In presenza di decapodi sul piatto si può sollevare la rete ed estrarre il piatto dall'acqua.	<ul style="list-style-type: none"> Trasferire con cautela gli animali dal piattoper decapodi nel secchio, in modo tale che le estremità non rimangano impigliate nel piatto e si spezzino. Rimettere con cautela gli animali in acqua. 	PIRSA 2015
Immobilizzazione				
DE-04	Raffreddamento	Gli animali sono raffreddati alla temperatura di 4 °C.	<ul style="list-style-type: none"> Non collocare gli animali direttamente sul ghiaccio, bensì su lana di legno o su una coperta posta sul ghiaccio. 	Jussila et al. 2013
DE-05	Narcosi con essenza di garofano	Immergere gli animali in acqua trattata con essenza di garofano. Mescolare 100 mg/l di essenza di garofano nel rapporto 1:9 con alcol etilico (95%) e diluirlo in acqua. L'essenza di garofano venduta nelle farmacie contiene ca. 1 g di eugenolo, tuttavia è piuttosto rara.	<ul style="list-style-type: none"> Tenere gli animali immersi nella soluzione finché svengono o non mostrano più alcuna reazione. Una concentrazione troppo elevata per un periodo lungo porta al decesso. 	Lewbart & Mosley 2012
DE-06	Elettronarcosi	Utilizzo di apparecchi di elettronarcosi quali il CrustaStun (Studham Technologies Ltd., UK) o lo Stansas (SeaSide, Norvegia).	<ul style="list-style-type: none"> Seguire le istruzioni riportate sull'apparecchio. 	Neil 2010; Neil & Thompson 2012

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
DE-07	Guadino fisso, cassa con fori	Sistemazione e allevamento per un breve periodo dei decapodi in un corso d'acqua.	<ul style="list-style-type: none"> • Almeno un controllo al giorno. Nel guadino fisso o nella cassa con fori i decapodi devono disporre di una superficie pari almeno alle dimensioni del loro corpo. Nella cassa con fori va garantito un ricambio d'acqua sufficiente mediante un numero adeguato di fori dalle dimensioni adatte. 	
Marcatura				
DE-08	Marcatura con stilo da ritocco	Marcatura con stilo da ritocco privo di solventi.	<ul style="list-style-type: none"> • Direttamente in acqua (DYKEM® Texpen Marker). • Fuori dall'acqua (DYKEM® Brite Marker). • Ridurre al minimo la durata della procedura. 	Ramalho et al. 2010
DE-09	Microchip all'esterno del corpo	I «PIT-Tag» sono assicurati sul carapace.	<ul style="list-style-type: none"> • «PIT-Tag» della misura 12 × 2,12 mm (0,1 g) per carapaci di lunghezza compresa tra 2,5 e 4 cm; «PIT-Tag» della misura 23 × 3,65 mm (0,6 g) per carapaci di lunghezza > 4 cm; asciugare il carapace con un asciugamano o con carta per uso domestico; applicare il microchip con colla di resina epossidica bicomponente non diluita; non ostacolare il campo visivo con i microchip; lasciare indurire la colla in un ambiente umido, poi rimettere l'animale in acqua. 	Hirsch et al. 2016
DE-10	Microchip all'interno del corpo	I «PIT-Tag» sono assicurati nel carapace. Al contrario dei tag applicati all'esterno del corpo, in questo caso la marcatura rimane anche dopo la muta.	<ul style="list-style-type: none"> • Per carapaci di lunghezza > 25 mm; utilizzare «PIT-Tag» della misura 12 × 2,12 mm (0,1 g); stordire gli animali a titolo preventivo con essenza di garofano; posizionarsi sul quinto pereopodo o sull'ultimo pleopodo, inserire il microchip a 3 mm di profondità con un ago (max. 2,5 mm di diametro) e collocarlo sotto la ghiandola digestiva ma sopra la muscolatura segmentale; rimettere l'animale in acqua solo quando è finito l'effetto della narcosi. • Utilizzo di cannule monouso. 	Bubb et al. 2002a
DE-11	Trasmettitore	Applicare una radiotrasmettente sul carapace o su una chela.	<ul style="list-style-type: none"> • Il peso del trasmettitore deve corrispondere al massimo al 5% del peso del corpo dell'animale. Eventuali scostamenti vanno motivati. • Asciugare il carapace con un asciugamano o con carta per uso domestico; applicare il microchip con colla di resina epossidica bicomponente non diluita; non ostacolare il campo visivo o i movimenti delle chele con i microchip; lasciare indurire la colla in un ambiente umido, poi rimettere l'animale in acqua. 	Bubb et al. 2002b

N.	Metodo	Breve descrizione	Requisiti	Bibliografia
Prelievo di campioni				
DE-12	Prelievo di pleopodo	Staccare un pleopodo (appendice natatoria) con una pinzetta sterile.	<ul style="list-style-type: none"> · Immobilizzare l'animale in modo sicuro in posizione dorsale aiutandosi con una mano. · Ridurre al minimo la durata della procedura. 	Vorburger et al. 2014

8.2 Servizi competenti per informazioni e autorizzazioni

Legislazione sulla protezione degli animali

Ufficio federale della sicurezza alimentare e di veterinaria (USAV)

Protezione degli animali, sperimentazione animale
3003 Liebefeld-Berna
058 463 00 85 58
info@blv.admin.ch

Servizi preposti al rilascio di autorizzazioni per esperimenti su animali

Uffici veterinari cantonali
Contatto: Servizio veterinario svizzero
www.blv.admin.ch/blv/it/home/das-blv/organisation/veterinaerdienst-schweiz.html

Legislazione sulla caccia

Servizio preposto al rilascio di autorizzazioni concernenti mammiferi e uccelli cacciabili

Servizio preposto al rilascio di autorizzazioni per l'impiego di mezzi ausiliari vietati

Ufficio federale dell'ambiente (UFAM)
Divisione Specie, ecosistemi, paesaggi
Sezione Fauna selvatica e biodiversità forestale
3003 Berna
058 462 93 89
aoel@bafu.admin.ch

Servizi preposti al rilascio di autorizzazioni concernenti mammiferi e uccelli cacciabili

Uffici cantonali della fauna selvatica e della caccia o ispettorati per la caccia
Contatto: Conferenza per la foresta, la fauna e il paesaggio (CFP)
www.kwl-cfp.ch/de/jfk/organisation

Servizio di coordinamento per l'inanellamento

Stazione ornitologica Svizzera
Centrale di inanellamento
Seerose 1
6204 Sempach
041 462 97 00

Legislazione sulla pesca

Servizio di notifica per la marcatura di pesci

Ufficio federale dell'ambiente (UFAM)
Divisione Specie, ecosistemi, paesaggi
Sezione Habitat acquatici
3003 Berna
058 462 93 89
aoel@bafu.admin.ch

Servizi preposti al rilascio di autorizzazioni per la pesca

Uffici cantonali della pesca
Contatto: Conferenza per la foresta, la fauna e il paesaggio (CFP)
www.kwl-cfp.ch/de/jfk/organisation

Legislazione in materia di protezione della natura e del paesaggio

Ufficio federale dell'ambiente (UFAM)
Divisione Specie, ecosistemi, paesaggi
Sezione specie e habitat
3003 Berna
058 462 93 89
aoel@bafu.admin.ch

Servizi preposti al rilascio di autorizzazioni per la cattura e la marcatura di animali protetti secondo la LPN (anfibi, rettili, roditori, insettivori, chiroterteri ecc.)

Uffici cantonali per la protezione della natura e del paesaggio
Contatto: Conferenza dei delegati della protezione della natura e del paesaggio (CDPNP)
www.kbnl.ch

Servizio di coordinamento per la marcatura di rettili e anfibi

info fauna – Centro di coordinamento per la protezione degli anfibi e dei rettili in Svizzera (karch)
Bellevaux 51
2000 Neuchâtel
032 718 36 00

Servizi di coordinamento per la marcatura di chiroteri
Cantoni di Berna, Friburgo, Ginevra, Giura, Neuchâtel, Vallese e Vaud: Centre de Coordination ouest pour l'étude et la protection des chauves-souris (CCO)

Muséum d'histoire naturelle
Case postale 6434
1211 Ginevra
022 418 63 47

Tutti gli altri Cantoni:

Koordinationsstelle Ost für Fledermausschutz (KOF)
Zürichbergstrasse 221
8044 Zurigo
044 254 26 80
fledermaus@zoo.ch

8.3 Bibliografia

Mammiferi

Abderhalden W., Buchli C., Ratti P., Godli D. 1998: Einfang und Immobilisation von Alpensteinböcken (*Capra i. ibex*). Zeitschrift für Jagdwissenschaft 44: 123 – 132.

Abderhalden W., Buchli C. 1998: Erfahrungen mit der Markierung von Alpensteinböcken (*Capra i. ibex*). Zeitschrift für Jagdwissenschaft 44: 184 – 189.

Actes du symposium Mèze-Hérault 1990: Techniques de capture et de marquage des ongulés sauvages.

Alves et al. 2007: Lagomorph Biology: Evolution, Ecology, and Conservation.

Bader E., Krättli H., Stutz H.-P., Wunderlin P. 2017: Richtlinien zur Manipulation von Fledermäusen: Fang, Immobilisation, Markierung und Probenentnahme. Stiftung Fledermausschutz, Zurigo. 68 pagg.

Bächler E. 2002: Fang, Besenderung und Markierung der Gämsen. In: Tourismus und Wild, Schlussbericht 1997 – 2002. Bericht zuhanden des Bundesamts für Umwelt, Wald und Landschaft BUWAL, Bereich Wildtiere: pagg. 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: Waldgämsen – Neue Erscheinung der Kulturlandschaft oder alte Variante der Naturlandschaft. Schlussbericht einer Studie im Auftrag der Eidg. Forstdirektion, UFAP, Berna.

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 pagg.

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 Berna. 537 pagg.

-
- Cadioux 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 pagg.
- Campbell-Palmer R., Rosell F. 2013: Captive management guidelines Eurasian Beaver. 104 pagg.
- Chevrier T., Bergeon J.-P., Léonard Y. 2009: Comment capturer des cervidés en montagne ? *Faune sauvage* 285: 16 – 25.
- CSCF 2012: Memorandum für den Fang von Kleinsäugetern (Revision Rote Listen).
- Cugnasse J. M., Oasquier J. J., Michallet J. 1988: Le lacet à patte – une nouvelle technique de capture du mouflon de corse. *Bull. Mens. O.N.C.*, 129: 31 – 35.
- Dematteis A., Giovo M., Rostagno F., Giordano O., Fina D., Menzano A., Tizzani P., Ficetto G., Rossi L., Meneguz P. G. 2010: Radio-controlled up-net enclosure to capture free-ranging Alpine chamois *Rupicapra rupicapra*. *European Journal of Wildlife Research* 56: 535 – 539.
- Department of Parks and Wildlife 2015: Standard operating procedure: Tissue sample collection and storage for mammals. SOP No. 8.4, Western Australia: 13 pagg.
- De Young C. A. 1988: Comparison of Net-Gun and Drive-Net Capture for White-Tailed Deer. *Wildlife Society Bulletin* 16 (3): 318 – 320.
- Ferrari N. 1997: Eco-éthologie du blaireau européen (*Meles meles* L., 1758) dans le Jura suisse: comparaison de deux populations vivant en milieu montagnard et en milieu cultivé de plaine. Thèse Université de Neuchâtel: 252 pagg.
- 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, radiotéléométrie».
- Frei A., Bader B., Cordillot F. 2017: Anforderungen an die temporäre Haltung und Notpflege von Igel. Ufficio federale dell'ambiente (UFAM), Berna, Ufficio federale della sicurezza alimentare e di veterinaria (USAV), Berna-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: pagg. 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, Matri: 3 pagg.
- Jullien J.-M., Cornillon M. 2012: Le chamois: Biologie et écologie: Études dans le massif des Bauges. Biotope Éditions: 176 pagg.
- 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 pagg.

- López-Olvera J. R., Marco I., Montané J., Casas-Díaz E., Mentaberre G., Lavín S. 2009: Comparative evaluation of effort, capture and handling effects of drive nets to capture roe deer (*Capreolus capreolus*), Southern chamois (*Rupicapra pyrenaica*) and Spanish ibex (*Capra pyrenaica*). *European Journal of Wildlife Research* 55 (3): 193 – 202.
- Marchesi P. 1989: Ecologie et comportement de la martre (*Martes martes* L.) dans le Jura suisse. Thèse Université de Neuchâtel. 185 pagg.
- Meia J.-S. 1994: Organisation sociale d'une population de renards (*Vulpes vulpes*) en milieu montagnard. Thèse Université de Neuchâtel. 208 pagg.
- 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/UFAM 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 pagg.
- Ryser-Degiorgis 2015a: Anleitung FIWI-Wildtier-Handbuch. Università di Berna.
- Ryser-Degiorgis 2015b: Gämsblindheit – Entnahme und Lagerung von Proben. FIWI-Merkblatt, Università di Berna.
- Ryser-Degiorgis 2014: Piétain: prélèvements de frottis d'onglons. FIWI-Merkblatt, Università di Berna.
- Ryser-Degiorgis M. P., Pewsner M. 2013: Immobilisation von Wildtieren: Schwerpunkt Rotwild. Präsentation im Rahmen des Wildhüter-Weiterbildungstags «Narkose und Besenderung von Rothirschen» an der ZHAW, Wädenswil.
- Ryser-Degiorgis M. P. 2005: Immobilisation von Wildtieren: Schwerpunkt Steinbock. Präsentation im Rahmen der Wildhüter-Weiterbildung.
- Ryser A., Scholl M., Zwahlen M., Oetliker M., Ryser-Degiorgis M.-P., Breitenmoser U. 2005: A remote-controlled teleinjection system for the low-stress capture of large mammals. *Wild. Soc. Bull.* 33: 721 – 730.
- Schwab G. 2014: Handbuch für den Biberberater. 240 pagg.
- 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 pagg.
- 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., 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 pagg.
- 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 pagg.
- Wirthner-Bitterlin L., Reifler-Bächtiger M., Palmisano M., Egloff S., Briner T., Capt S., Graf R.F. 2016: Kleinsäuger mit Haarproben zuverlässig bestimmen. Vierteljahrschrift der NGZH 161: 9 – 11.
- Uccelli**
- Adam I., Scharff C., Honarmand M. 2014: Who is who? Non-invasive methods to individually sex and mark altricial chicks. *J. Vis. Exp.* 87, e51429.
- Barron D.G., Brawn J.D., Weatherhead P.J. 2010: Meta-analysis of transmitter effects on avian behaviour and ecology. *Methods in Ecology and Evolution* 1: 180 – 187.
- Bearhop S., Furness R.W., Hilton G.M., Votier S.C., Waldron S. 2003: A forensic approach to understanding diet and habitat use from stable isotope analysis of (avian) claw material. *Func. Ecol.* 17: 270 – 275.
- Becker P.H., Wendeln H. 1997: A new application for transponders in population ecology of the Common Tern (*Sterna hirundo*). *Condor* 99: 534 – 538.
- Hahn S., Dimitrov D., Rehse S., Yohannes E., Jenni L. 2014: Avian claw morphometry and growth determine the temporal pattern of archived stable isotopes. *J. Avian Biol.* 45: 202 – 207.
- Handel C.M., Pajot L.M., Talbot S.L., Sage G.K. 2006: Use of buccal swabs for sampling DNA from nestling and adult birds. *Wildlife Soc. Bull.* 34 (4): 1094 – 1100.
- Hegelbach J., Reinhardt L. 2009: Reliability and accuracy of transponders and thermometers reconsidered in breeding activities of Dippers *Cinclus cinclus*. University of Zurich, Manuscript.
- Hofer J. et al. 2010: Auftreten und Herkunft der Wasservögel am Sempachersee. *Ornithol. Beob. Beiheft* 11.
- Jenni L., Winkler R. 1994: Moults and Ageing of European Passerines. Academic Press, St Louis.
- Kenward R. E. 2001: A manual for wildlife radio tagging. Academic Press, London.
- McDonald P.G., Griffith 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.
- Schweizerische Vogelwarte Sempach 2013: Richtlinien der Beringungszentrale der Schweizerischen Vogelwarte für die Markierung von Wildvögeln.
- Schweizerische Vogelwarte Sempach 2015: Informationsblatt für sichtbare Spezialmarkierungen.
- Silvy N. J. 2012: The Wildlife Techniques Manual: Research. 7th Edition, Vol.1, John Hopkins University 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 J. 2010: A hard look at blood sampling of birds. *Auk* 127: 704 – 708.

World Organisation for Animal Health – OIE 2015: Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. Chapter 2.3.4 Avian Influenza. www.oie.int.

Anfibi e rettili

Amphibian Research & Monitoring Initiative 2001: Anesthesia of Amphibians in the field – Standard operating procedure. ARMI SOP No. 104, National wildlife health center, Madison WI.

Beebee T.J.C. 2007: Buccal swabbing as a source of DNA from squamate reptiles, *Conservation Genetics* 9 (4): 1087 – 1088.

Boarman et al. 1998: Review of Radio Transmitter Attachment Techniques for Turtle Research and Recommendations for Improvement. *Herpetological Review* 29: 26 – 33.

Brem F., Mendelson III J. R., Lips K. R. 2007: Field-Sampling Protocol for *Batrachochytrium dendrobatidis* from Living Amphibians, using Alcohol Preserved Swabs. Version 1.0 (18 July 2007). Conservation International, Arlington, Virginia, USA.

Bryant, G.L., Eden P., de Tores P., Warren K. 2010: Improved procedures for implanting radio transmitters in the coelomic cavity of snakes. *Australian Veterinary Journal* Volume 88, No 11: pagg. 443 – 448.

Cadi A., Faverot P. 2004: La Cistude d'Europe, gestion et restauration des populations. Guide technique – Conservatoire Rhône-Alpes des espaces naturels: 108 pagg.

Dodd 2010: Measuring and marking postmetamorphic amphibians. In: *Amphibian ecology and conservation: a handbook of techniques*.

Ferner J.W. 2007: A Review of Marking and Individual Recognition Techniques for Amphibians and Reptiles, *Herpetological Circular* 35. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Atlanta, USA.

Hachtel et al. 2009a: Methoden der Amphibienerfassung: eine Übersicht. In: *Methoden der Feldherpetologie*. Laurenti Verlag.

Hachtel et al. 2009b: Erfassung von Reptilien: eine Übersicht über den Einsatz künstlicher Verstecke (KV) und die Kombination mit andern Methoden. In: *Methoden der Feldherpetologie*. Laurenti Verlag.

Henle K., Kuhn J., Podloucky R., Schmidt-Loske K., Bender C. 1997: Individuaerkennung und Markierung mitteleuropäischer Amphibien und Reptilien: Übersicht und Bewertung der Methoden; Empfehlungen aus Natur- und Tierschutzsicht. *Naturschutzrelevante Methoden der Feldherpetologie – Mertensiella* 7: 133 – 184.

Gent A.H., Gibson S.D. 1998: *Herpetofauna Workers' Manual*. Peterborough, Nature Conservation Committee.

Joger U., Lenk P. 1997: Entnahme und Behandlung von Blutproben für molekulargenetische Untersuchungen in der Feldherpetologie. *Mertensiella* 7: 329 – 340.

Kronshage, Glandt 2014: *Wasserfallen für Amphibien*. LWL-Museum für Naturkunde, Münster (D).

Leyse K.E., Lind A.J., Savage W.K., Shaffer H.B., Stephens M.R. 2003: *Tissue Collection Protocol for Genetic Research*. University of California, Davis.

Mader D.R., Divers S.J. 2013: *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery*.

Miller H.C. 2006: Cloacal and buccal swabs are a reliable source of DNA for microsatellite genotyping of reptiles. *Conservation Genetics* 7: 1001 – 1003.

Moser A. 1988: *Untersuchung einer Population der Kreuzotter (Vipera berus L.) mit Hilfe der Radiotelemetrie*. Philosophisch-Naturwissenschaftliche Fakultät. Universität Basel, Basel. 155 pagg.

Mullin S.J., Seigel R.A. 2009: *Snakes: ecology and conservation*, Cornell University.

Pearson, Shine 2002: Expulsion of intraperitoneally-implanted radiotransmitters by Australian Pythons, *Herpetological Review*, 33 (4): 261 – 263.

Pidancier N., Miquel C., Miaud C. 2003: Buccal swabs as a non-destructive tissue sampling method for DNA analysis in amphibians. *Herpetological Journal* 13 (4): 175 – 178.

Pesci

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. Pagg. 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/BAFU/Meng.

Nielsen L. A. 1992: Methods of marking fish and shellfish. American Fisheries Society, Special Publication 23.

Noga E. J. 2000: Fish Disease: Diagnosis and Treatment. Iowa State University Press, Ames, Iowa. 367 pagg.

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. Pagg. 135 – 145.

Peter A. 2013: Techniken der Fischmarkierung. PEAK Anwendungskurs A31/13b. Eawag.

Peter A., Mettler R., Schölzel N. 2016: Kurzbericht zum Vorprojekt «PIT-Tagging Untersuchungen am Hochrhein – Kraftwerk Rheinfelden». Studie im Auftrag des Bundesamtes für Umwelt: 43 pagg.

Reynolds J.A., Kolz A.L. 2012: Electrofishing. In: Zale A.V., Parrish D.L., Sutton T.M., editors. *Fisheries techniques*, 3rd Edition. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. Pagg. 305 – 361.

Richard et al. 2013: Effects of passive integrated transponder tagging methods on survival, tag retention and growth of age-0 brown trout. *Fisheries Research* 145 (2013): 37 – 42.

Rowley A.F. 1990: Collection, separation and identification of fish leucocytes. In: Stolen J.S., Fletcher T.C., Anderson D.P., Roberson B.S., van Muiswinkel W.B. (Hrsg.): *Techniques in Fish Immunology*. Fish Immunology Technical Communications No. 1. SOS Publications, Fair Haven, New Jersey, 1990: 113 – 136.

Schmalz W. 2010: Untersuchungen zum Fischabstieg und Kontrolle möglicher Fischschäden durch die Wasserkraftschnecke an der Wasserkraftanlage Walkmühle an der Werra in Meiningen. Bericht Thüringer Landesanstalt für Umwelt und Geologie. Jena.

Snyder D.E. 2003: Electrofishing and its harmful effects on fish. Information and Technology Report USGS/BRD/ITR–2003–000: U.S. Government Printing Office, Denver, CO, 149 pagg.

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 Schreck C. B., Moyle P. B., editors. *Methods for fish biology*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. Pagg. 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.

Decapodi

Bubb D. H., Lucas M. C., Thom T. J., Rycroft P. 2002a: The potential use of PIT telemetry for identifying and tracking crayfish in their natural environment. *Hydrobiologia* 483: 225 – 230.

Bubb D. H., Lucas M. C., Thom T. J. 2002b: Winter movements and activity of signal crayfish *Pacifastacus leniusculus* in an upland river, determined by radio telemetry. *Hydrobiologia* 483: 111 – 119.

Hirsch P. E., Burkhardt-Holm P., Töpfer I., Fischer P. 2016: Movement patterns and shelter choice of spiny-cheek crayfish (*Orconectes limosus*) in a large lake's littoral zone. *Aquatic Invasions* 11: 1 – 11.

Holdich D. M., Peay S., Foster J., Hiley P. D., Brickland J. H. 2006: Studies on the white-clawed crayfish (*Austropotamobius pallipes*) associated with muddy habitats. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* 380 – 381: 1055 – 1078.

Jussila J. et al. 2013: A simple and efficient cooling method for post-harvest transport of the commercial crayfish catch. *Freshwater Crayfish*, 19, Issue 1: 15 – 19.

Lewbart, Mosley 2012: Clinical anesthesia and analgesia in invertebrates. *Journal of Exotic Pet Medicine*, Volume 21, Issue 1: 59 – 70.

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

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 pagg.

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.