

Linee guida per il recupero e la riabilitazione dei chiroteri



**MANUALI
E LINEE GUIDA**

210/2025

Linee guida per il recupero e la riabilitazione dei chiroteri

Informazioni legali

L'Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale (ISPRA), insieme alle 21 Agenzie Regionali (ARPA) e Provinciali (APPA) per la protezione dell'ambiente, a partire dal 14 gennaio 2017 fa parte del Sistema Nazionale a rete per la Protezione dell'Ambiente (SNPA), istituito con la Legge 28 giugno 2016, n.132.

Le persone che agiscono per conto dell'Istituto non sono responsabili per l'uso che può essere fatto delle informazioni contenute in questa pubblicazione.

ISPRA - Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale
Via Vitaliano Brancati, 48 – 00144 Roma
www.isprambiente.gov.it

ISPRA, Manuali e Linee Guida 210/2025
ISBN 978-88-448-1283-6

Riproduzione autorizzata citando la fonte

Elaborazione grafica

Grafica di copertina: Alessia Marinelli (ISPRA, DG-COM)
Foto di copertina: Alessandra Tomassini

Coordinamento pubblicazione online:

Alessia Marinelli, Sonia Poponessi e Elena Porrazzo
ISPRA, DG-COM

Novembre 2025

Curatori

Alessandra Tomassini
Marco Scalisi

Autori

Alessandra Tomassini (Tutela Pipistrelli APS)
Marco Scalisi (Regione Lazio)
Elisa Berti (Centro Tutela e Ricerca Fauna Esotica e Selvatica "Monte Adone")
Gianna Dondini (MuNAP - Museo Naturalistico Archeologico Appennino Pistoiese, Pistoia)
Enrica Bellinello (Tutela Pipistrelli APS)
Anastasia Cella (Tutela Pipistrelli APS Genova)
Tommaso Collarile (Medico Veterinario)
Maria Alessandra De Marco (ISPRA, BIO-DIR/CFS CFN)
Annamaria De Marinis (ISPRA, BIO-DIR/CFS CFN)
Clarissa Giacolini (Tutela Pipistrelli APS)
Stefania Leopardi (Centro di Referenza Nazionale e FAO per la Rabbia, Laboratorio Zoonosi Virali Emergenti, IZSVe)



Ringraziamenti

Un doveroso ringraziamento a tutti coloro che hanno contribuito, a vario titolo, alla realizzazione delle linee guida, sia nella fase preparatoria del convegno CHIRecuperO (Sasso Marconi, 2016) sia nella redazione e revisione critica delle linee guida. In particolare ringraziamo Marco D'Amico, Andrea Bruttì di ENPA, Christian Dietz, Aldo Imperiale, Marco Riccucci, Rita Boga, Elena Patriarca, Paolo De Bernardi, Luana Oliva, Luana Veriani, Georgia Leggio, Gaetano Fichera, Francesca Sciurba, Paola Di Vico, Francesca Manzia, i volontari di Tutela Pipistrelli e i volontari del Centro Tutela Fauna di Monte Adone, il CVS di Paolo Selleri, Marco Masi, il CRFS della LIPU di Roma, Anna Maria Gibellini del CR di Valpredina, Amandar Lollar, Lubeet Bat Conservancy, Antonazzo Gianmaria, l'ATI e il suo gruppo specialistico GIRC, Fabiana Ferrari del Piacenza Wildlife Rescue Center, Lorenzo Fulgenzi, Alessandra Kalantonis, Laura Luciani, Elvira De Mattheis. Un particolare grazie a Francesca Mecca e alle veterinarie Daria Pecchioli e Agnese Lo Manto per il loro contributo alla realizzazione del convegno.

Questo volume è dedicato alla memoria di Marco D'Amico: giornalista che ha lavorato per Ansa, Il Corriere della Sera, Il Tempo e Paese Sera, ha firmato, come autore, diversi documentari e programmi su animali, natura e ambiente, giornalista divulgatore naturalistico, autore di documentari, scrittore di quaderni didattici a tema ambientale e romanzi, fondatore di Tutela Pipistrelli e organizzatore del convegno CHIRecuperO, insieme ad Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Gianna Dondini e Marco Scalisi. Marco è mancato il 4 gennaio 2023: grazie per tutto quello che hai fatto. Per le immagini, non fornite dagli autori, si ringraziano D. Antonelli, M. Capodicasa, V. Cippitelli, M. D'Amico, G. De Intinis, C. Dietz, F. Fazio, G. Fichera, C. Flamini, S. Gennusa, F. Gentili, M. Iacovone, M. Masi, S. Merlino, L. Mingione, L. Murabito, L. Oliva, S. Osele, F. Sciurba, P. Taranto, S. Vergani, L. Veriani, P. Di Vico.

Revisione e correzione dei testi per ISPRA

Piero Genovesi (ISPRA, BIO-DIR/CFS CFN)

Citazioni consigliate

Per il volume:

Tomassini A. e Scalisi M. (2025). Linee guida per il recupero e la riabilitazione dei Chiroterri. Manuali e Linee Guida ISPRA, MLG 210/2025.

Per le singole parti:

Bellinello E., Tomassini A., Berti E., Dondini G. e Giacolini C. (2025). Prontuario terapeutico. In Tomassini e Scalisi (a cura di). Linee guida per il recupero e la riabilitazione dei Chiroterri. ISPRA, MLG 210/2025: 87-96.

Introduzione

I Chirotteri, con le attuali 36 specie presenti in Italia (Loy *et al.*, 2025; Gili *et al.*, 2025), costituiscono circa un terzo della mammalofauna terrestre italiana (<https://www.mammiferi.org/specie/>) e rappresentano uno dei gruppi di mammiferi maggiormente minacciati.

È necessario sottolineare che tutte le specie di Chirotteri in Italia sono inserite nell'allegato IV, e alcune anche nel II, della Direttiva 92/43/CEE "Habitat", e pertanto sottoposte a protezione rigorosa. Per la loro detenzione bisogna essere in possesso della specifica autorizzazione in deroga da parte del Ministero dell'Ambiente e della Sicurezza Energetica (MASE), rilasciata su parere di ISPRA.

Queste linee guida trattano tematiche legate al recupero e alla riabilitazione dei Chirotteri, basandosi sulla letteratura disponibile e sull'esperienza pluriennale maturata in tale ambito da esperti italiani in Chirotteri e nel loro recupero.

Questo lavoro di organizzazione e sintesi è stato ideato dagli organizzatori del convegno CHIRecuperO, ed in particolare dall'associazione Tutela Pipistrelli APS e dal Centro Tutela e Ricerca Fauna Esotica e Selvatica Monte Adone OdV e successivamente concertato con l'Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale (ISPRA) e l'Associazione Teriologica Italiana - Gruppo Italiano Ricerca Chirotteri (ATIt-GIRC,) che si occupano, per motivi diversi, di Chirotteri e con le strutture che operano nell'ambito del recupero e della riabilitazione della fauna. Il confronto e la condivisione sono avvenuti sia in sedi pubbliche ("CHIRecuperO", primo Convegno Italiano Recupero Chirotteri, Sasso Marconi, 27-28 febbraio 2016; X Congresso Italiano di Teriologia, Acquapendente (VT), 20-23 aprile 2016), sia su piattaforme online affinché i contributi critici degli esperti di settore potessero confluire agevolmente, essere rivisti ed arricchire il documento finale.

Questo volume cerca di colmare un vuoto esistente in un settore sempre più bisognoso di meticolosità e attenzione, ed è indirizzato agli operatori delle strutture, previste dall'art. 4 della L 157/92, per la detenzione temporanea della fauna in difficoltà, talvolta denominati CRAS altre volte CRFS ma che, per semplicità, qui chiameremo "centri di recupero" o "CR". Queste strutture svolgono molteplici funzioni: oltre a garantire il benessere animale, devono raccogliere i dati sulla fauna, svolgere una funzione di conservazione ed essere un punto di unione tra i cittadini e i ricercatori. I CR spesso non sono preparati ad ospitare e recuperare pipistrelli o utilizzano metodologie non uniformi e non standardizzate.

L'obiettivo principale di queste linee guida è quello di fornire indicazioni gestionali per la raccolta, il ricovero, la riabilitazione e il rilascio in natura dei Chirotteri e di divulgare conoscenze corrette presso il grande pubblico.

Soprattutto in passato, la paura dell'uomo per i pipistrelli ha comportato che l'uccisione deliberata di tali mammiferi, con i modi più cruenti, fosse tra le prime cause di morte in Nord America e in Europa (Stebbins, 1988; Gillette & Kimbrough, 1970) almeno fino all'inizio degli anni 2000 (O'Shea *et al.*, 2016). Fino a pochi anni fa, e forse tuttora, la diceria più diffusa su questi animali è che si attaccano ai capelli. Fortunatamente, grazie a numerose campagne informative e alla crescita delle attività di ricerca e di divulgazione, si è avuto un cambiamento dell'immaginario collettivo sui pipistrelli. L'attività di sensibilizzazione risulta quindi fondamentale perché è attraverso la conoscenza e le emozioni positive create da un'esperienza diretta, dal racconto di una ricerca o di una favola sui pipistrelli, solo per fare alcuni esempi, che il grande pubblico può capire l'importanza della conservazione di habitat e specie (Knight, 2008; Castilla, et al. 2020).

Questa crescente sensibilizzazione della popolazione ha, tra le altre cose, determinato un aumento della raccolta di individui ritrovati in difficoltà: le persone che trovano un pipistrello sentono, sempre maggiormente, la necessità di raccoglierlo e soccorrerlo, e chiedono sempre più frequentemente aiuto o portano direttamente l'individuo trovato presso un CR di cui sono a conoscenza (Tomassini oss. pers.). Il ritrovamento di un pipistrello in difficoltà stimola nelle persone emozioni che attivano atteggiamenti positivi nei confronti della conservazione di questi mammiferi (Castillo-Huitrón *et al.*, 2020; Straka *et al.*, 2020); questo canale emotivo si può rivelare fondamentale per far comprendere ai cittadini l'importanza ecosistemica dei Chirotteri e la loro utilità a livello ambientale ed anche economico (Boyles *et al.*, 2011; Barnard, 2012).

Da qui nasce quindi l'esigenza di fornire ai CR precise indicazioni, sia sulle corrette modalità di recupero, gestione e rilascio di questi mammiferi, sia sulle informazioni che i CR devono trasmettere alle persone che raccolgono gli individui in difficoltà e che li gestiscono nelle poche ore prima della consegna alle strutture deputate. Questi importanti compiti dei CR hanno notevoli ricadute dirette sulla conservazione, in maniera

particolare per l'importante ruolo nella sensibilizzazione e delle dirette conseguenze che questa ha sulla conservazione delle specie.

La detenzione temporanea dei pipistrelli nei CR, anche a breve termine, risulta complessa e, per poter agire nella massima correttezza, occorre condividere protocolli nella gestione dei Chiroteri entrati in tale circuito, basati su conoscenze approfondite. Visto il numero di animali e le diverse esigenze delle specie ricoverate, non è semplice per questi centri reperire le informazioni corrette e aggiornate. Occorre infatti tenere ben presente che i Chiroteri sono animali estremamente complessi, sia per la particolare fisiologia sia per il ciclo biologico (Lanza, 2012). Per poter recuperare con successo gli individui delle diverse specie (appartenenti a ben 4 famiglie e 11 generi) e reinserirli in natura è necessario avere una conoscenza profonda di tutti questi aspetti.

Oltre alle specie autoctone di Chiroteri, è stato deciso di dedicare una sessione del documento alla gestione delle specie esotiche che si trovano ormai in Italia in quanto, fino a pochi anni fa, liberamente commerciabili. Nel nostro Paese, i chiroteri appartenenti a specie alloctone sono stati acquistati anche da privati in numeri non determinabili. La loro detenzione in cattività e l'impossibilità del loro rilascio in natura, impongono l'adozione di requisiti minimi di detenzione a cui dovrebbero attenersi parchi faunistici e privati per evitare fughe accidentali e garantire loro un adeguato livello di benessere.

È opportuno evidenziare che nel testo sono presenti fotografie di pipistrelli manipolati dagli operatori. Per le ragioni illustrate in queste linee guida, in particolare quelle legate alle zoonosi e alla conseguente sicurezza degli operatori, è necessario che la manipolazione avvenga con l'ausilio di appositi dispositivi di protezione individuale (DPI) descritti nel § 3.1. Tuttavia, per l'esigenza di mostrare particolari specie o situazioni, sono state utilizzate anche foto di archivio degli autori, quando gli individui venivano talvolta maneggiati a mani nude, ma sempre da specialisti che avevano compiuto la necessaria profilassi antirabbica.

Sommario

| | |
|--|-----------|
| 1 I CHIOTTERI: CENNI DI ANATOMIA, BIOLOGIA, ECOLOGIA | 8 |
| 1.1 Note generali di anatomia, fisiologia ed ecologia | 8 |
| 1.2 Il ciclo biologico dei pipistrelli insettivori | 13 |
| 1.2.1 Fase invernale | 13 |
| 1.2.2 Fase primaverile | 14 |
| 1.2.3 Fase estiva | 14 |
| 1.2.4 Fase autunnale | 15 |
| 2 I CHIOTTERI IN ITALIA: SISTEMATICA, IDENTIFICAZIONE E NORMATIVE | 17 |
| 2.1 La classificazione: i Chiroterri in Italia | 17 |
| 2.1.1 Le specie in Italia | 18 |
| 2.2 Stima dell'età e longevità nei Chiroterri | 22 |
| 2.3 Normative | 26 |
| 2.3.1 Norme di tutela dei Chiroterri | 26 |
| 2.3.2 Norme sul maltrattamento animale | 28 |
| 2.3.3 Norme sulla fauna selvatica in difficoltà | 28 |
| 3 PRIMO SOCCORSO | 32 |
| 3.1 Rischi Sanitari per il personale a contatto con i chiroterri: la Rabbia ed altre malattie infettive | 32 |
| 3.1.1 Introduzione | 32 |
| 3.1.2 La Rabbia | 34 |
| 3.1.3 Prevenzione e protezione | 37 |
| 3.1.4 Come contribuire alla sorveglianza | 41 |
| 3.2 Valutazioni per la raccolta di un pipistrello: indicazioni generali | 42 |
| 3.3 Manipolazione per personale specializzato | 45 |
| 4 RICOVERO E GESTIONE DEGLI ANIMALI IN DIFFICOLTÀ | 51 |
| 4.1 Cause di ricovero | 51 |
| 4.1.1 Adulti | 51 |
| 4.1.2 Giovani | 55 |
| BOX 4.1 Rapporto madre-prole e giovani caduti dal rifugio: cause, statistiche, metodi per tentare il recupero in colonia | 56 |
| 4.2 Prima valutazione | 60 |
| 4.2.1 Reidratazione | 66 |
| 4.3 Registrazione dei dati | 68 |
| BOX 4.2 Registro arrivi e scheda clinica | 69 |
| 4.4 Alimentazione | 73 |
| BOX 4.3 Mantenimento delle camole della farina (<i>Tenebrio molitor</i>) | 78 |
| BOX 4.4 Autonomia negli adulti | 80 |
| 4.5 Alloggiamento del pipistrello | 82 |
| 4.5.1 Prassi da seguire nel ricovero di un chiroterro | 85 |
| 5 TERAPIE E MEDICAZIONI | 86 |
| 5.1 Prontuario terapeutico | 86 |
| 5.2 Medicazioni | 96 |

| | |
|---|------------|
| 6 PATOLOGIE | 109 |
| 6.1 MBD (Metabolic Bone Disease) | 109 |
| 6.2 Ortopedia | 111 |
| 6.3 Lesioni del patagio | 117 |
| 6.4 Alopecia | 125 |
| 7 ALLEVAMENTO ARTIFICIALE DEI NEONATI | 128 |
| 7.1 Conoscenze su nascite, latte e accrescimento in natura | 128 |
| 7.1.1 Latte e accrescimento | 131 |
| 7.2 Alloggiamento degli orfani e necessità sociali | 133 |
| 7.3 Allattamento in cattività | 137 |
| BOX 7.1 Accrescimento in cattività di <i>Pipistrellus kuhlii</i> : dati preliminari e confronto tra allevamento artificiale e naturale (dati inediti) | 141 |
| 7.4 Allattamento: Frequenza e modalità di somministrazione dei pasti | 143 |
| 7.4.1 Pulizia | 150 |
| 7.4.2 Integratori alimentari | 150 |
| 7.5 Svezzamento | 152 |
| 7.5.1 Tecniche | 153 |
| 7.5.2 Quantità di alimento | 155 |
| 7.5.3 Integratori alimentari | 155 |
| 7.6 Autonomia | 156 |
| 7.7 Gestione di casi particolari: gravidanze e nascite in cattività | 161 |
| 7.7.1 Adozioni di cuccioli non propri | 166 |
| 8 STRATEGIE DI VOLO E AMBIENTI PER L'ALLENAMENTO | 167 |
| 8.1 Il volo nei pipistrelli | 167 |
| 8.2 L'inserimento negli ambienti di volo | 169 |
| 8.2.1 Stabulazione in terrario (fase I) | 169 |
| 8.2.2 Strutture per l'allenamento (fase II) | 171 |
| 8.3 Allestimento aree e prove di volo | 172 |
| 8.3.1 Accorgimenti | 176 |
| 8.3.2 Organizzazione delle prove di volo | 181 |
| 9 LIBERAZIONI E MONITORAGGIO POST-RILASCIO | 183 |
| 9.1 Principi generali e accertamenti propedeutici | 183 |
| 9.2 Liberazione in natura | 185 |
| 9.2.1 Monitoraggio post rilascio | 190 |
| 10 ETICA NELLA DETENZIONE | 192 |
| 10.1 Principi generali: benessere e stress in cattività | 192 |
| 10.1.1 Benessere animale | 192 |
| 10.1.2 Stress in cattività | 193 |
| 10.2 Valutazione del destino di individui irrecuperabili | 194 |
| 10.2.1 Eutanasia | 194 |
| 10.2.2 Detenzione permanente nelle collezioni faunistiche o rifugi: costi e benefici | 194 |
| BOX 10.1 Prevenzione degli effetti indesiderati delle attività di recupero | 196 |

| | |
|--|------------|
| 10.3 L'alloggiamento | 197 |
| 10.3.1 Allestimento interno e zone rifugio | 198 |
| 10.4 Gruppi sociali e letargo | 202 |
| 10.5 Programmi educativi | 204 |
| 11 DETENZIONE DI SPECIE ESOTICHE | 206 |
| 11.1 Rischi per la conservazione della biodiversità | 206 |
| 11.2 Rischi per gli operatori | 207 |
| 11.3 I pipistrelli frugivori | 208 |
| 11.3.1 Costi di gestione | 208 |
| 11.3.2 Il trasporto | 209 |
| 11.3.3 Manipolazione | 210 |
| 11.4 L'alimentazione | 212 |
| BOX 11.1 Esempi di diete per i pipistrelli frugivori | 214 |
| 11.5 Alloggiamento | 217 |
| 11.5.1 L'alloggiamento a breve termine: esposizione nei negozi | 217 |
| 11.5.2 L'alloggiamento a lungo termine | 219 |
| 11.5.3 Rifugi | 222 |
| 11.5.4 Necessità fisiologiche (microclima e luce naturale) | 222 |
| 11.5.5 Pulizia e igiene | 223 |
| 11.5.6 Arricchimenti ambientali necessari | 223 |
| 11.5.7 Gruppi sociali | 225 |
| 11.5.8 Raccomandazioni | 227 |
| 12 APPENDICI | 228 |
| 12.1 Fornitura minima per il recupero | 228 |
| 12.2 Requisiti minimi del personale e accreditamento | 229 |
| 12.2.1 Competenze | 229 |
| 12.2.2 Conservazione degli esemplari morti | 229 |
| 13 BIBLIOGRAFIA | 230 |

1 I CHIOTTERI: CENNI DI ANATOMIA, BIOLOGIA, ECOLOGIA

1.1 Note generali di anatomia, fisiologia ed ecologia

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Marco Scalisi, Elisa Berti

I Chirotteri sono un gruppo estremamente vario e specializzato: non solo possiedono caratteristiche del tutto peculiari tra i Mammiferi, come la capacità di compiere volo attivo (sono gli unici mammiferi volanti) e in molte delle specie, tra cui tutte le specie italiane, di orientarsi in assenza di luce, grazie ad un sistema di ecolocalizzazione; questa è una modalità sonora di comprensione dell'ambiente, emettendo ultrasuoni e percependo l'eco di ritorno (Fenton, 1984; Jones & Teeling 2006).

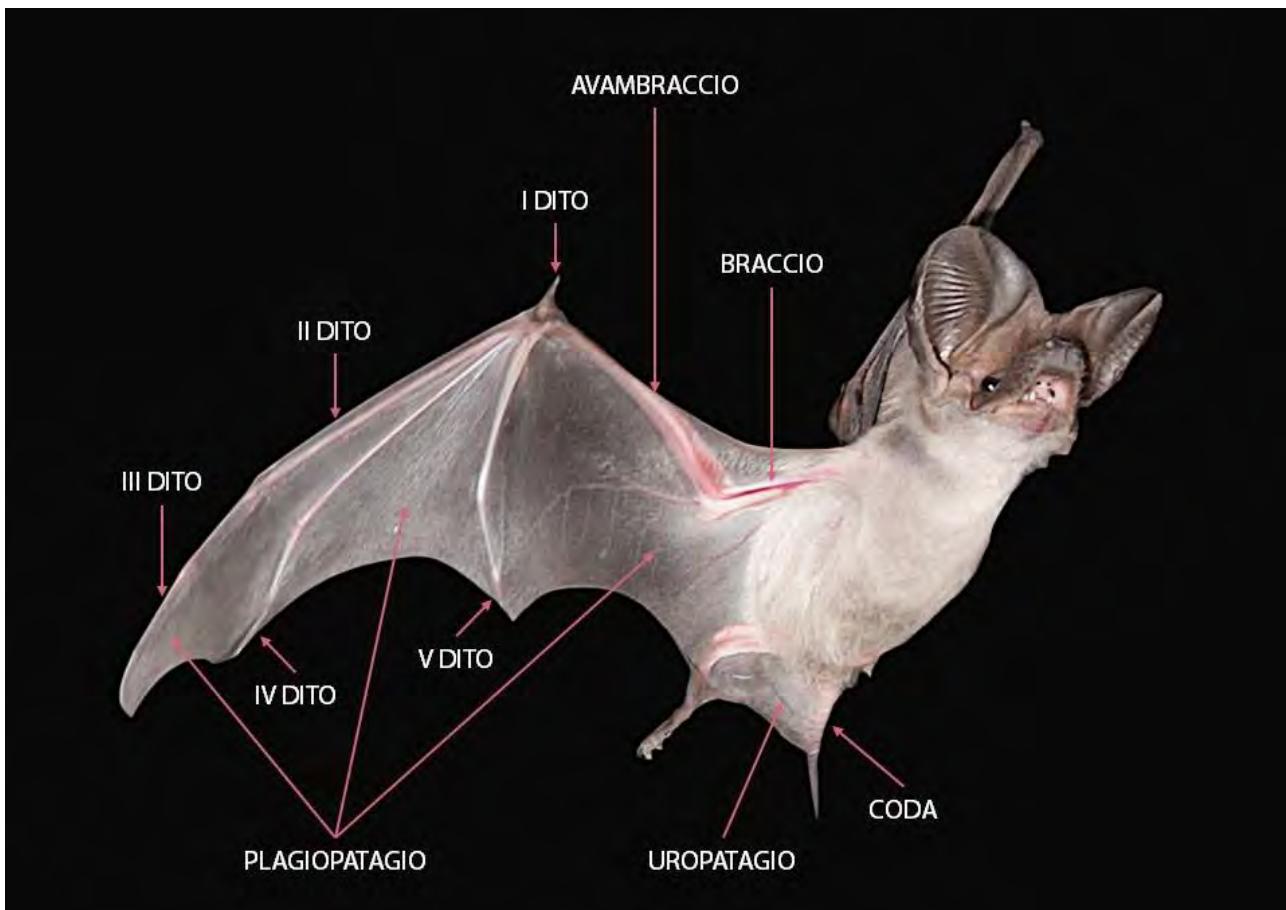
Alle latitudini delle fasce temperate hanno anche sviluppato la capacità di sopravvivere ai mesi invernali, quando le risorse alimentari scarseggiano, a causa delle rigide temperature, grazie a fasi letargiche di durata variabile, a seconda della specie e del luogo (Carey et al., 2003; Barnard, 2010 a, b; Altringham, 2010).

Durante l'evoluzione, l'adattamento al volo ha comportato delle forti modifiche anatomiche e fisiologiche, con la conseguente trasformazione dell'arto anteriore in ala, da cui il loro nome scientifico "*Chiroptera*" che deriva dall'unione delle parole greche *keir* (χείρ) mano e *pteron* (πτερόν) ala (Fig. 1.1) (Hall, 2009; Jones, 2009; Altringham, 2011).

Dal punto di vista anatomico lo scheletro, pur essendo simile a quello umano, ha sviluppato delle peculiarità adattative al volo: la scapola è molto ampia; il radio è assai più lungo dell'omero, l'ulna è fortemente ridotta; ad eccezione del pollice, i metacarpali sono molto allungati, in particolare le falangi. L'unico dito escluso dal patagio (membrana alare) è il primo mentre le altre dita si sono adattate formando i tensori che sorreggono il patagio (la membrana alare). Il patagio, formato da un tessuto epiteliale, di norma nudo, ricco di terminazioni nervose e fortemente irrorato dal sangue, dà origine a una superficie alare adattabile alle molteplici condizioni di volo (Hall, 2009; Jones, 2009) e si estende tra gli arti, differenziando in plagiopatagio nella parte tra il corpo e le dita ed in uropatagio nelle parti tra le zampe posteriori e la coda (non sempre posseduto da tutte le specie di Chirotteri ma presente in tutte quelle italiane).

La forma dell'ala e la velocità di volo variano ampiamente tra i Chirotteri: queste caratteristiche sono strettamente correlate con la dieta e con le modalità di foraggiamento (Norberg & Rayner, 1987). Il piede, con 5 dita sub-equali, è corto e stretto, e serve per aggrapparsi in posizione di riposo, quando l'animale rimane sospeso a testa in giù (Howell & Pylka 1977; Conci, 2000; Hall, 2009). La dentatura è di tipo insettivoro, con poche varianti nelle specie frugivore, nettarivore ed ematofaghe (Freeman, 1998; Cakenberghe et al., 2002); le specie presenti in Italia hanno tutte dentatura di tipo insettivoro.

Fig. 1.1 *Tadarida teniotis* in volo, è ben visibile la struttura dell'ala (foto P. Taranto).



Il padiglione auricolare si presenta con forme e dimensioni estremamente variabili, tanto che molte specie di pipistrelli possono essere distinte anche in base alla sua lunghezza e alle sue caratteristiche (Lanza B., 2012; Dietz & Kiefer 2014). Una struttura dell'orecchio essenziale a livello identificativo è il trago, un'escrescenza posta anteriormente al meato uditivo, assente solo nei Rinolofi (che comunque hanno l'antitrago molto ben sviluppato) (Fig. 1.2, *R. hipposideros*). Il trago è importante nell'indirizzare l'eco di ritorno nell'orecchio, aumentandone così l'efficienza (Fig. 1.2, *N. leisleri*) (Fenton, 1984).

Accennando all'anatomia interna è possibile osservare, facendo delle necroscopie, gli organi più evidenti. Essendo animali atti al volo la cassa toracica, da un punto di vista adattativo, si è molto sviluppata e così anche i suoi organi principali. I polmoni sono ben evidenti anche se atelettasici (sgonfi perché *post mortem*) ed il cuore è proporzionalmente più grande che in qualsiasi altro mammifero e rappresenta dallo 0,6% al 1,3% del peso corporeo (Lanza, 2012), nei chiroterri ibernanti questo organo può passare da uno stato di 10 battiti al minuto a oltre 700 battiti nella fase di volo (Pauziere et al., 2000). Il fegato si presenta con il lobo sinistro più sviluppato del destro (Lanza, 2012) (Fig. 1.3 e Fig. 1.4). I testicoli, nei periodi di riposo sessuale hanno sede intraddominale (Lanza, 2012) (Fig. 1.4).

I Chiroterri delle zone temperate hanno evoluto processi fisiologici, come la letargia invernale, ed ecologici, come le migrazioni, per superare il periodo freddo (Fleming & Eby, 2003; Speakman & Thomas, 2003). Queste specie devono soddisfare fabbisogni energetici significativi, in quanto eterotermi endotermi (Altringham, 2011) e di taglia generalmente contenuta. Il volo attivo richiede molta energia, basti pensare che un pipistrello passa dai 10-15 battiti cardiaci al minuto durante l'ibernazione agli oltre 800 durante le normali attività di volo (Altringham 2011). Questo straordinario consumo energetico determina anche un forte incremento della temperatura corporea (NcNab B. K. 1982; Speakman & Thomas, 2003). Poiché i pipistrelli non hanno ghiandole sudoripare, si è evoluto uno speciale sistema di raffreddamento che consiste in un complesso di valvole dei vasi sanguigni delle ali, che si aprono all'aumentare della temperatura corporea, incrementando l'afflusso di sangue che, grazie al flusso d'aria, può scambiare calore con l'esterno e quindi diminuire la temperatura (Muñoz-García et al. 2011; Lanza, 2012). Pertanto, le principali fonti di dissipazione del calore corporeo sono il patagio e le vie respiratorie (Lanza, 2012).

Fig. 1.2 *Nyctalus noctula* (a sinistra) e *Rhinolophus hipposideros* (a destra). Appartengono a due famiglie diverse. Si può notare nella Nottola comune il trago indicato dalla freccia arancione, l'escrescenza fungiforme al centro dell'orecchio. Nel Rinolofo minore importanti caratteri diagnostici per identificare la specie (foto di G. Dondini. e S. Vergari).



Fig. 1.3 Necropsia di *Tadarida teniotis*: A cuore; B polmone; C fegato; D pacchetto intestinale (foto C. Flamini).

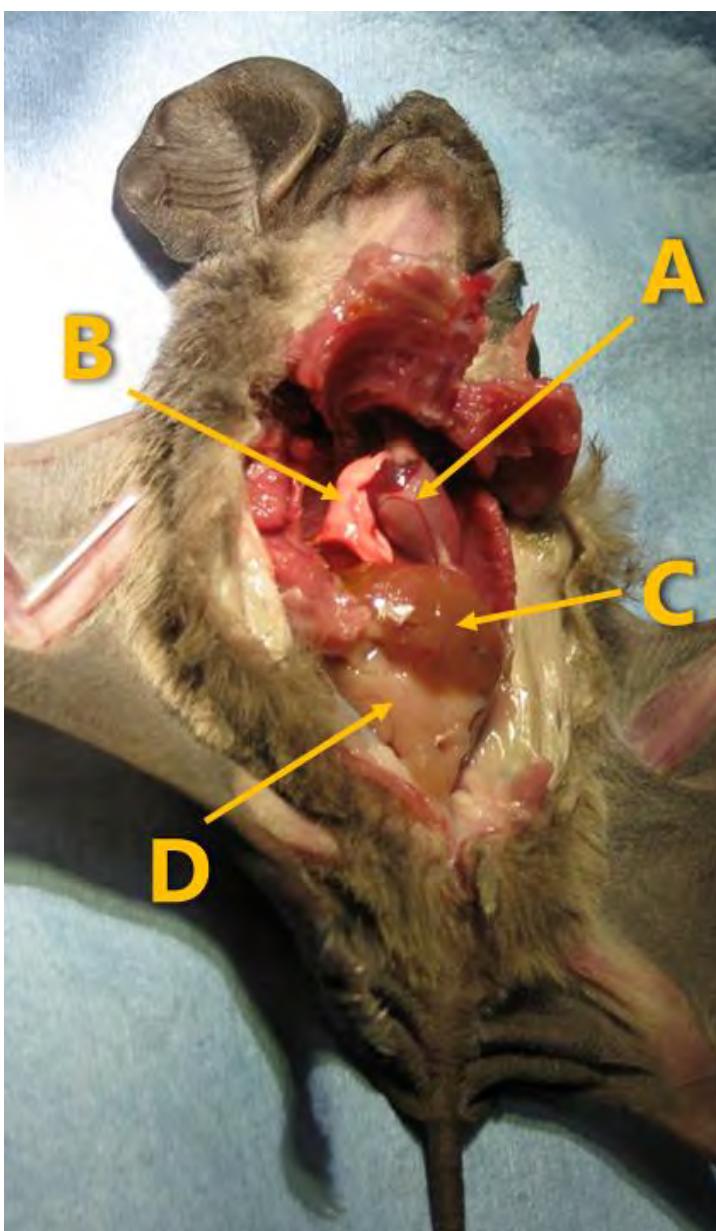
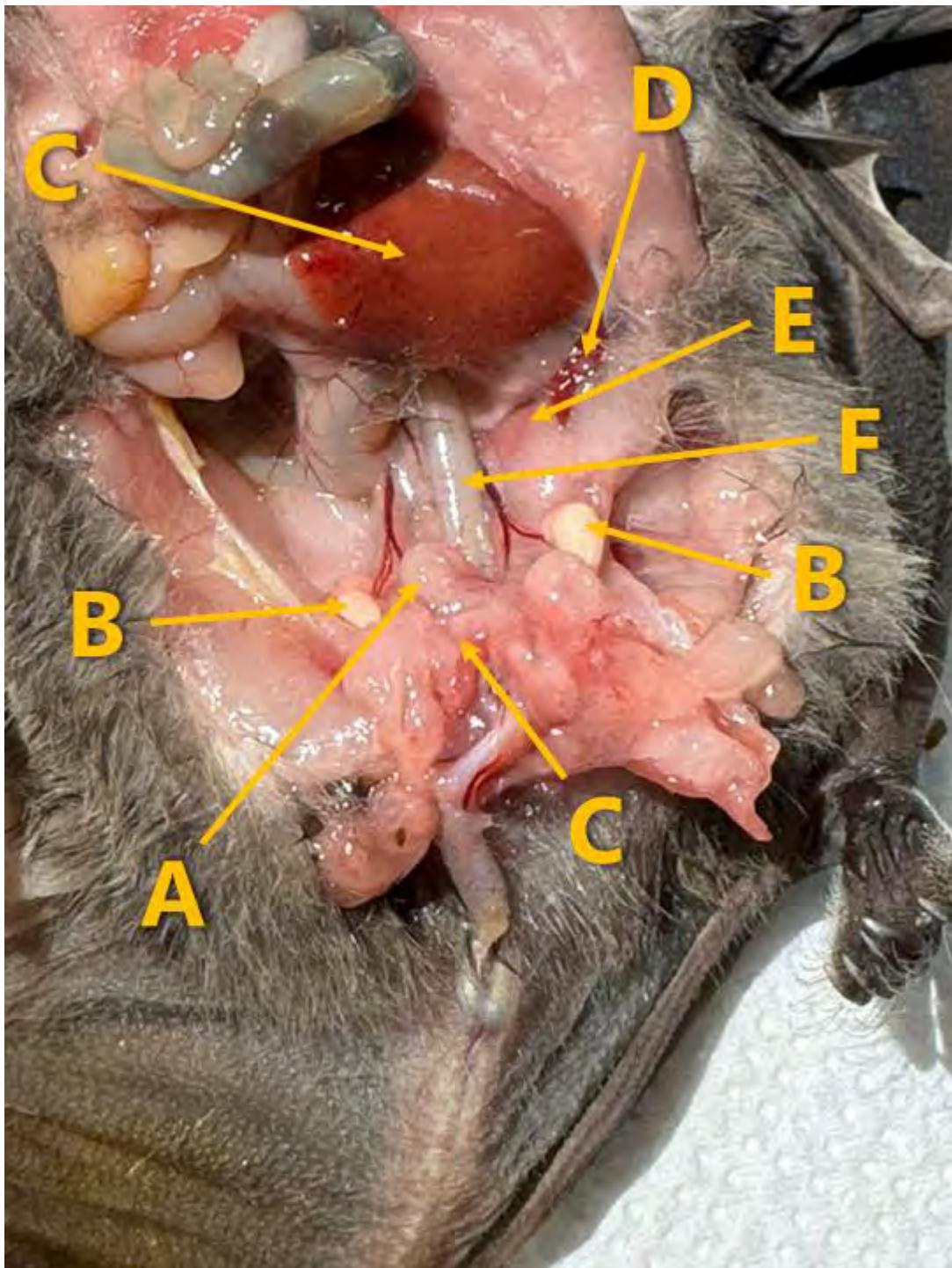


Fig. 1.4 Necropsia di *Tadarida teniotis*: A vescica vuota; B testicoli; C fegato; D milza; E rene; F aorta addominale (foto C. Giacolini).



La capacità di entrare in letargo, fondamentale per superare i periodi avversi, consiste nel rallentare il metabolismo attraverso la riduzione della temperatura corporea e del ritmo cardiaco, assumendo una condizione di torpore per risparmiare preziose energie quando gli insetti sono troppo scarsi per una caccia proficua (Speakman & Thomas, 2003; Lanza, 2012; Stawski et al. 2014).

A livello mondiale oggi si riconosce ai Chirotteri un significativo ruolo quali bioindicatori, perché sono tra le specie che meglio indicano le numerose alterazioni antropogeniche dell'ambiente (Jones et al., 2009). Gli impollinatori svolgono una funzione fondamentale per le piante delle foreste tropicali, un legame così esclusivo che alcune hanno evoluto meccanismi per attirare un maggior numero di Chirotteri (Heithaus, 1982). Un esempio è la *Marcgravia evenia*, pianta cubana che possiede foglie a forma di parabola, una particolare conformazione fogliare che permette la riflessione pressoché da ogni direzione degli ultrasuoni emessi dai Chirotteri, come un potente radiofaro (Simon et al., 2011). Analoga coevoluzione per quanto riguarda una

pianta carnivora, la *Nepenthes hemsleyana*, che nelle foreste del Borneo riflette gli ultrasuoni dei pipistrelli per attirarli, data l'abitudine di questi di utilizzarla come rifugio. Durante il riposo i Chiroterri defecano insetti già digeriti, che nutrono la pianta senza che questa debba catturare direttamente gli artropodi (Schoner et al., 2015). I frugivori sono ottimi diffusori di semi, e questo gioca un ruolo primario nel mantenimento e nella rigenerazione delle foreste (Mello et al., 2011). Inoltre, a livello trofico le molte specie di pipistrelli sono tra i predatori più importanti di artropodi, e si deve evidenziare la loro importanza nel fornire servizi ecosistemici, in quanto hanno una potente azione regolatrice e di controllo biologico sulle popolazioni di insetti patogeni delle piante e quelli ematofagi, quali ad esempio zanzare, pappataci, flebotomi, fitofagi (Kunz, 1982; Leelapaibul et al., 2005; Kalka et al., 2008; Boyles et al., 2011).

Anche se negli ultimi anni diverse ricerche scientifiche stanno analizzando il valore economico che i Chiroterri svolgono nelle loro attività ecosistemiche in agricoltura e silvicoltura, in Europa questo tipo di indagini sono ancora scarse (Riccuucci & Lanza 2014; Ramírez-Francel, et al., 2021). Invece, ad esempio negli Stati Uniti, Boyles et al. (2011) hanno stimato il valore economico dei pipistrelli insettivori legati al settore agricolo in circa 22,9 miliardi di dollari l'anno. Questa stima tiene conto, tra le altre cose, anche della diminuzione dei costi delle applicazioni di pesticidi. Infatti, uno dei servizi ecosistemici più importanti attuato dai pipistrelli insettivori è proprio il controllo degli artropodi, inclusi gli insetti nocivi (Kunz et al., 2011; Ghanem & Voigt, 2012).

Divulgare queste informazioni stimola gli agricoltori a trovare dei metodi per attirare Chiroterri nella propria terra, ad esempio installando rifugi artificiali.

Nonostante i Chiroterri rivestano una grande importanza nell'economia generale degli ecosistemi, agricoli e forestali (Kunz et al., 2011; Ghanem & Voigt, 2012), si registrano forti declini di popolazioni locali e di molte specie (Mickleburgh et al., 2002). La loro forte sensibilità al degrado ambientale e il ruolo ecologico fondamentale che rivestono in molti ecosistemi terrestri, li caratterizzano come uno dei gruppi animali maggiormente importanti per la conservazione (Kunz et al., 2011).

Le necessità primarie dei pipistrelli sono rappresentate dalla disponibilità di rifugi adeguati (alberi vetusti, fabbricati rurali, edifici storici, grotte e cavità artificiali) dove tendono a formare grandi aggregazioni nel periodo di ibernazione e nel momento di allevamento dei piccoli (Agnelli et al., 2008; Lanza, 2012), da buone aree di foraggiamento (Agnelli et al., 2004), e da corridoi ecologici lungo i quali possano agevolmente spostarsi sul territorio (Altringham, 2011; Lanza, 1959, 2012).

Il paesaggio europeo, così come quello italiano, è stato e continua ad essere modificato fortemente dalle attività antropiche che, a volte, hanno effetti devastanti sulle popolazioni di Chiroterri. Questi effetti includono:

- perdita di *roost* attraverso la distruzione e la ristrutturazione di vecchi edifici, il disturbo in strutture utilizzate come *hibernacula* (rifugi invernali) o *nursery* (rifugi estivi dove si ritrovano le femmine per partorire e allevare i piccoli) (Brosset, 1966; Racey & Entwistle, 2000; Mickleburgh, et al., 2002; Gorresen & Willig, 2004);
- perdita di aree di foraggiamento a causa della frammentazione degli habitat, della distruzione di aree boschive, alla banalizzazione strutturale delle aree agricole, che è passata da una composizione di ecosistemaici formati da campi, frutteti, siepi e relitti forestali, ad un'agricoltura intensiva e spesso monoculturale (Lina, 1999; Racey & Entwistle, 2000; Mickleburgh, et al., 2002; Gorresen & Willig, 2004);
- riduzione di popolazioni causata dalla magnificazione biologica dovuta al massiccio utilizzo di pesticidi, o all'avvelenamento per contatto con legno trattato con prodotti chimici spesso presente nei vecchi edifici utilizzati come *roost* (Jefferies, 1972; Clark, 1981; Leeuwangh & Voûte, 1985; Racey & Swift, 1986; Mickleburgh, et al., 2002).

La scarsa conoscenza dei Chiroterri, della loro vita e delle loro abitudini, non aiuta la protezione di questo ordine di Mammiferi (Battersby, 2010). Il loro futuro dipende in gran parte dal supporto di ricerche volte ad indagare la loro eco-etologia e dinamica di popolazione, dati necessari per pianificare efficaci piani di gestione ambientale, ma anche dall'accoglienza professionale di una rete organica nazionale di recupero, dove si possa intervenire con successo sui pipistrelli in difficoltà e veicolare al tempo stesso corrette informazioni per una campagna di divulgazione verso tutta la cittadinanza.

1.2 Il ciclo biologico dei pipistrelli insettivori

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Marco Scalisi

I Chirotteri delle regioni temperate hanno un ciclo biologico complesso, dipendente dalle stagioni. Per poter intervenire in maniera ottimale con le tecniche di recupero è indispensabile conoscere le caratteristiche di ogni fase stagionale (Dondini & Vergari, 1998; Carey *et al.*, 2003; Barnard, 2010a, b; Altringham 2010).

Ad esempio, un patagio forato non riuscirà a rimarginarsi nel periodo invernale, mentre in primavera, il processo sarà molto rapido (vedi § 6.3). Questi aspetti vanno tenuti in considerazione anche per una corretta pianificazione del momento del rilascio.

1.2.1 Fase invernale

Alle nostre latitudini, la forte diminuzione delle popolazioni e del numero di specie di insetti durante l'inverno non permette ai pipistrelli un sostentamento alimentare adeguato; inoltre, le temperature rigide costringono gli animali ad un grande dispendio energetico per mantenere tutte le funzioni vitali: restare in attività in queste condizioni sarebbe per loro impossibile (Speakman & Thomas, 2003). La strategia utilizzata dai pipistrelli per superare l'inverno è quella di entrare in ibernazione, cioè in uno stato di profondo torpore, caratterizzato da un abbassamento della temperatura corporea, fino a circa 1-2°C sopra la temperatura ambientale, da una caduta del consumo di ossigeno, da una forte riduzione del battito cardiaco, da una vasocostrizione periferica e, infine, da una capacità di risveglio spontaneo, indipendente dalla temperatura ambientale, utile in caso di pericolo (Speakman & Thomas, 2003; Altringham, 2011). La sopravvivenza è assicurata da abbondanti scorte di grasso bruno (grasso facilmente metabolizzabile grazie all'elevata vascolarizzazione), che all'inizio dell'inverno possono arrivare fino al 30% del peso corporeo, e che vengono accumulate nelle settimane precedenti all'ibernazione (Speakman & Rowland, 1999; Altringham, 2011).

Naturalmente la scelta del rifugio è importante; esso deve essere un luogo sicuro, non facilmente raggiungibile da eventuali predatori, privo di insidiose correnti d'aria, con un elevato livello di umidità per impedire il disseccamento del patagio e un'eccessiva disidratazione corporea, e con temperature non troppo basse, comprese tra i 2 e i 10°C (variabile in relazione alla specie) (Altringham, 2011; Speakman & Thomas 2003).

Nelle giornate invernali in cui la temperatura si fa più mite per un maggiore soleggiamento, il letargo si può interrompere: non è difficile, infatti, scorgere pipistrelli che volano alla ricerca di qualche insetto o di acqua (Zahn & Kriner, 2016).

Il letargo dunque non è continuo, ma può presentare frequenti interruzioni in relazione a fattori ambientali e alle caratteristiche delle singole specie (Altringham, 2011). Pochi sono gli studi fatti sul disturbo e il forzato risveglio nella fase letargica dei Chirotteri; uno di questi dimostra che sul *Myotis lucifugus* (specie insettivora del Nord America) in ogni risveglio un individuo consuma circa 108 mg di riserve di grasso pari alle necessità metaboliche per la sopravvivenza di 68 giorni di letargo (Speakman & Racey, 1989).

In Italia, soprattutto nelle regioni meridionali, difficilmente si hanno periodi di ibernazione molto lunghi, a differenza di quanto accade in altri paesi centro-nord europei. È comunque indispensabile evitare di disturbare i Chirotteri nella fase invernale di letargia (Speakman *et al.*, 1991), soprattutto in presenza di colonie, dove il risveglio di un individuo avrebbe effetti "a cascata" su tutto il gruppo. Lo svernamento può avvenire in modo solitario in fessure di vario tipo o con la formazione di colonie anche di specie diverse (Lanza, 2012). Il periodo invernale è una fase ancor più delicata per i giovani che lo affrontano per la prima volta, poiché la poca esperienza nel cacciare potrebbe non aver permesso loro di accumulare elevate scorte di grasso. Tuttavia, molte specie possono trascorrere il letargo anche senza grandi raggruppamenti, e nella stessa specie è possibile osservare individui solitari in ambienti ipogei ed edifici (Lanza, 2012).

La fase ibernante è una tra le più delicate per i pipistrelli. Un solo risveglio forzato può compromettere la sopravvivenza dell'individuo per il consumo prematuro delle riserve lipidiche, che vanno sempre valutate attentamente nei recuperi invernali (Lanza 2012).

1.2.2 Fase primaverile

Con l'arrivo della primavera i pipistrelli all'interno dei loro rifugi cominciano ad essere sempre più attivi sia a causa dell'aumento delle temperature sia per ritmi circannuali insiti nel loro orologio biologico (Altringham, 2011). In questa fase, ad esclusione del *Miniopterus schreibersii* (nel quale la fecondazione avviene prima e/o durante il periodo di ibernazione e la crescita dell'embrione si ferma allo stato di blastocisti (Racey, 1982), avviene la fecondazione dell'ovulo con lo sperma che le femmine hanno conservato nel proprio corpo dalla stagione degli accoppiamenti, in autunno (Racey, 1982; Altringham, 2011). Generalmente nel mese di maggio le femmine gravide si spostano nei rifugi estivi, dove partoriranno ed alleveranno i piccoli, formando grandi colonie che prendono il nome di *nursery* (Kunz, 1982). Il periodo della gestazione però è molto variabile; dipende infatti dalla quantità di insetti disponibile e dalle temperature ambientali (Willis et al., 2006; Altringham, 2011). Ad esempio, individui di *Pipistrellus pipistrellus* mantenuti ad una temperatura di 11-14 °C e senza cibo sono entrati in una fase di torpore che ha comportato il prolungamento della gestazione di 14 giorni rispetto agli individui che erano stati nutriti e mantenuti a delle temperature di 18-26°C (Racey, 1969). Sembra quindi che la scarsità di cibo e le basse temperature rallentino lo sviluppo del feto, facendo sì che la durata della gravidanza possa essere variabile (Willis et al., 2006; Altringham, 2011), viceversa le alte temperature possono influenzare la gestazione riducendone la durata (Altringham, 2011). Le condizioni climatiche, oltre che sulla durata della gestazione, influiscono sulle dimensioni dei neonati alla nascita (Hoying & Kunz, 1998; Hood et al., 2002) e sui loro tassi di crescita postnatale (McOwat & Andrews 1995; Dietz et al., 2007; Eghbali & Sharifi, 2019).

Questi aspetti sono fondamentali da tenere in considerazione qualora si ricoverino delle femmine nel tardo autunno o in inverno, che potenzialmente possono attivare prematuramente la fecondazione dell'ovulo, perché già mature sessualmente anche se nate pochi mesi prima (Dondini & Vergari, 1995; Lanza, 2012; Dietz & Kiefer, 2014), determinando partori prematuri già a partire da gennaio (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.).

1.2.3 Fase estiva

I partori normalmente occorrono alla fine della primavera o all'inizio dell'estate, in coincidenza di una maggiore disponibilità di insetti, fattore importante dato che l'allattamento aumenta la richiesta energetica delle madri (Kunz, 1974; Kunz, et al., 2010).

Solitamente vengono scelti rifugi con temperature elevate (Kunz, 1982), che permettono il risparmio dell'energia metabolica dissipata. La scelta di un rifugio con temperature elevate è necessaria anche per evitare di entrare in torpore dato che in questo stato fisiologico si avrebbe un calo di produzione del latte da parte delle ghiandole mammarie (Wilde et al., 1999). Inoltre, in questa fase è di fondamentale importanza che non vi sia disturbo nel rifugio riproduttivo, che potrebbe comportare l'abbandono da parte delle madri con probabile morte dei piccoli (Davis 1970; Kunz 1982; Mickleburgh, et al., 2002; Lanza 2012).

Di norma viene partorito un piccolo, ma alcune specie possono avere parti gemellari (ad es. *H. savii*, *P. kuhlii*) ed eccezionalmente trigemini (Altringham 2011; Lanza, 2012).

I neonati sono glabri e con un'insufficiente capacità di regolare la loro temperatura corporea (Lanza, 2012) e appena nati si arrampicano sul pelo della madre raggiungono i capezzoli per succhiare il latte (Lanza 2012). Le due ghiandole mammarie presenti nei Chiroteri sono posizionate nella zona pettorale-ascellare, associate a una coppia di capezzoli anche loro situati in posizione pettorale antero-laterale (Kunz & Hood, 2000).

La sera le femmine lasciano i rifugi per andare a cacciare le prede, mentre i piccoli rimangono nella *nursery*, una sorta di "asilo nido", molto spesso controllato da balie anche di specie diverse (Scalisi & Tomassini, oss. pers.), dove aspettano il ritorno delle madri, che rientrano per l'allattamento, anche più volte nella notte (Lanza, 2012). In alcune occasioni, come in caso di pericolo, le femmine possono trasportare in volo i figli in un nuovo rifugio (Davis, 1970). In alcune specie le madri possono tuttavia cambiare rifugio come comportamento antipredatorio, anche senza minacce dirette (Lanza, 2012).

I piccoli pipistrelli crescono rapidamente e in circa 30-40 giorni, a seconda della specie, sono già completamente sviluppati e in grado di compiere i primi voli (Tuttle & Stevenson, 1982); molte sono le specie in cui vengono descritti i primi voli già a 2 settimane di vita (Lanza, 2012) (vedi § 7.3).

Si presume che, in alcuni casi, la madre possa insegnare loro tecniche di caccia (Chrichton & Krutzsch 2000; Altringham, 2011), anche se i giovani possono sviluppare indipendentemente la capacità di procacciarsi il cibo, senza l'apprendimento diretto dalle loro madri (Chrichton & Krutzsch, 2000); anche uno studio italiano su

individui allevati in cattività e poi liberati in natura, indica una buona capacità innata nelle tecniche di foraggiamento (Serangeli et al., 2012). Gibbs e Johnson (2005) confermano la capacità di foraggiamento in un individuo di *Eptesicus fuscus* allevato artificialmente, tramite la registrazione dei *feeding buzz*. Tuttavia, ipotizzano anche che la capacità di volo dei giovani potrebbe essere minore rispetto a quelli allevati dalla madre, fatto che potrebbe influenzare il successo predatorio. Questi aspetti meriterebbero di essere indagati maggiormente, ma comunque possiamo ragionevolmente affermare che i neonati allevati artificialmente sono capaci di individuare le colonie e i *roost* presenti nel territorio, nonché di apprendere le tecniche di caccia (Serangeli et al., 2012). D'altra parte, i giovani potrebbero beneficiare della "caccia collettiva" osservata in *P. kuhlii* sotto ai lampioni in ambiente antropico, dove gruppi di 4-5 pipistrelli hanno un maggior successo predatorio sugli insetti (Barak & Yom Tov, 1989).

1.2.4 Fase autunnale

I maschi adulti cominciano a produrre spermatozoi da metà estate (Altringham, 2011, Lanza 2012) e, in un certo numero di specie, a delimitare un territorio come area di accoppiamento, formando degli *harem*, come nel caso della Nottola di Leisler (*Nyctalus leisleri*), costituiti da un maschio e da varie femmine (anche 10-12) difese dall'intrusione di altri possibili pretendenti (Dondini & Vergari, 2009; Dondini et al. 2013). Durante questa fase alcune specie sviluppano dei cuscinetti buccali (*buccal pad*), del tutto fisiologici, all'interno della rima labiale, presenti nei maschi e nelle femmine, sebbene in quest'ultime siano di minori dimensioni (Fig. 1.5, Fig. 1.6) (Lanza & Calloni, 1970; Vergari & Dondini, 2001; Dondini et al. 2003; Vergari & Dondini, 2011). In altre specie, come il Vespertilio mustacchino (*Myotis mystacinus*) o il Vespertilio di Natterer (*Myotis nattereri*), gli accoppiamenti avvengono anche nei rifugi invernali (Lanza, 2012), in *Pipistrellus kuhlii* sono stati osservati accoppiamenti in cattività anche in dicembre fino ai primi di gennaio (Tomassini, oss. pers.).

L'accoppiamento, come già detto, non determina la fecondazione e l'immediato sviluppo dell'embrione; infatti, lo sperma viene normalmente conservato, vitale, nelle vie genitali femminili e la fecondazione avviene all'inizio della primavera (Racey, 1982) con, in Italia, la sola eccezione del Miniottero (*Miniopterus schreibersii*) (Lanza, 2012).

Oltre agli aspetti riproduttivi, il periodo autunnale rappresenta una fase di particolare attivazione fisiologica, nella quale il cibo ingerito viene convertito in depositi lipidici in maniera molto più efficiente che nel resto dell'anno (Vergari & Dondini, 1997; Speakman & Thomas, 2003). Durante il periodo autunnale, quindi, i pipistrelli si dedicano ad incrementare le riserve di grasso per affrontare nuovamente il lungo inverno (Speakman & Thomas, 2003).

Fig. 1.5 *Nyctalus leisleri* durante l'epoca degli accoppiamenti. È evidenziato il *buccal pad*, del tutto fisiologico (Foto G. Dondini e S. Vergari).

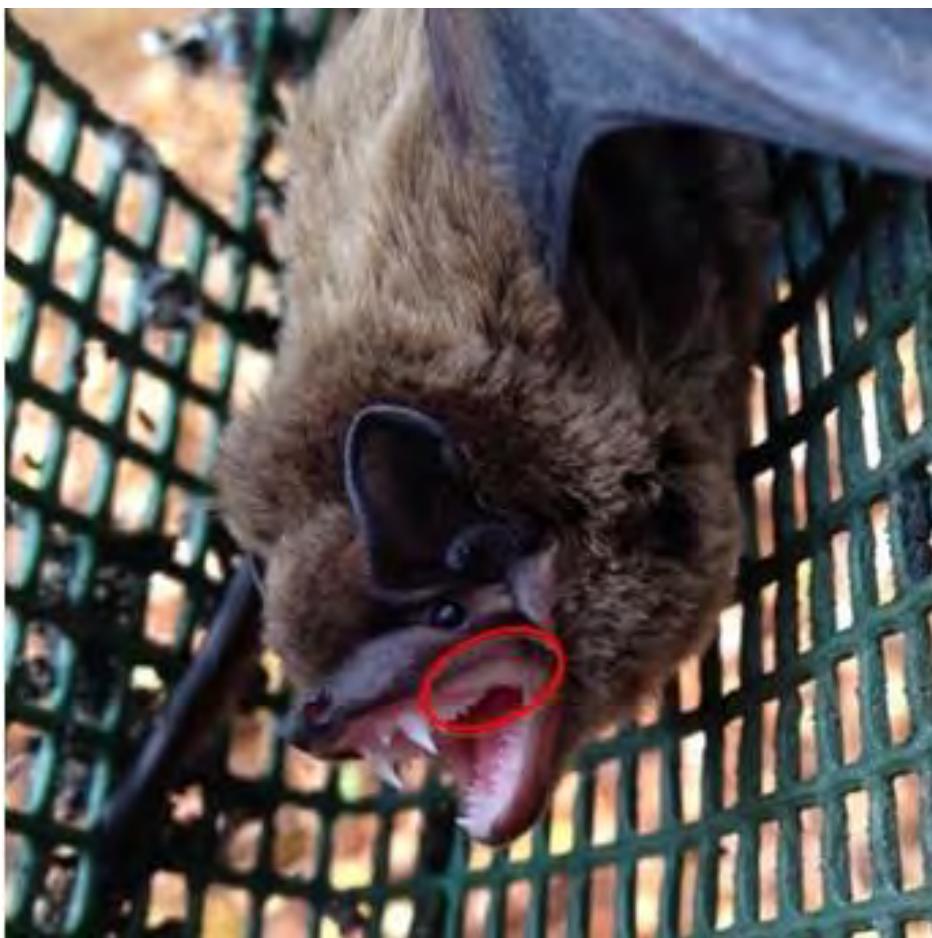
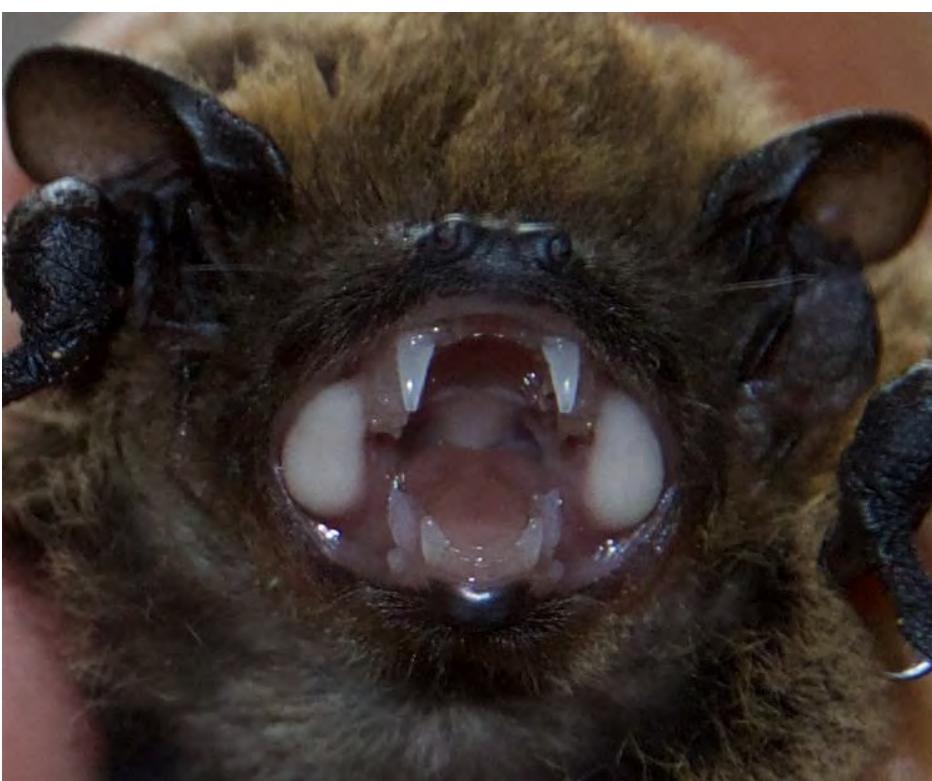


Fig. 1.6 I cuscinetti buccali di un maschio di *Pipistrellus kuhlii* nel periodo degli accoppiamenti (foto A. Tomassini).



2 I CHIOTTERI IN ITALIA: SISTEMATICA, IDENTIFICAZIONE E NORMATIVE

2.1 La classificazione: i Chiroteri in Italia

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Marco Scalisi

I Chiroteri sono estremamente diversificati, con circa 1.400 specie differenti che occupano le più svariate nicchie ecologiche (Bat Conservation International, 2019) essi rappresentano l'ordine di Mammiferi con il maggior numero di specie, dopo quello dei Roditori, e rappresentano il 22,4% di tutti i Mammiferi, cioè più di un quinto di tutte le specie di Mammiferi del nostro pianeta (Burgin et al., 2018; Bat Conservation International, 2019). Negli ultimi anni, grazie alle tecniche di biologia molecolare, sono state descritte nuove specie e sono state ampliate le conoscenze sistematiche su questo ordine, anche in aree relativamente ben studiate come l'Europa e il nord America (Dietz et al. 2007; Altringham, 2011; Lanza, 2012; Dietz & Kiefer (2014).

La prima classificazione completa dei Chiroteri fu ad opera di Dobson nel 1875, ma il primo studio delle relazioni filogenetiche è stato quello di Koopman e Jones (1970). Prima della nascita degli studi molecolari, la sistematica dei Chiroteri è stata dominata da dati paleontologici e morfologici (Jones & Teeling, 2006). Il più importante albero filetico, basato su dati morfologici, ampiamente citato nella letteratura negli anni 1970 e 1980 è stato derivato dal sistema di classificazione di Miller (1907) ed è stato proposto da Smith (1976) e Van Valen (1979). Quest'albero è stato successivamente modificato da Koopman (1994) e confermato sia da dati morfologici (Simmons & Geisler, 1998; Gunnell & Simmons, 2005) sia da studi filogenetici (Jones et al., 2002).

I Chiroteri evolvono nell'ambito del supergruppo dei Lauraseatheria e la prima e principale classificazione, tradizionalmente adottata per molti anni, ha riconosciuto due sottordini: le specie che posseggono ecolocalizzazione laringea sono state ascritte al sottordine Microchiroptera, mentre le rimanenti ai Megachiroptera (volpi volanti).

Un'ipotesi inizialmente discussa riguardava la possibile origine monofiletica o difiletica dei due sottordini. In base all'ipotesi difiletica, basata principalmente su dati morfologici, le specie di Megachiroptera sarebbero derivate da antenati comuni ai primati (Jones & Genoways, 1970; Pettigrew, 1986) mentre le specie di Microchiroptera sarebbero derivate da un antenato insettivoro (Freeman, 2000).

La genetica molecolare e l'analisi anatomica hanno confermato la natura monofiletica dell'ordine lasciando ipotizzare la derivazione dell'intero gruppo da un progenitore insettivoro arboricolo (Altringham, 2011). Le nuove acquisizioni sull'evoluzione dei Chiroteri basate sull'analisi molecolare hanno quindi portato a un nuovo e inaspettato scenario (Teelin et al., 2002; Jones & Teeling, 2006). Evidenze molecolari, infatti, hanno mostrato che i microchiroteri sono in realtà un gruppo parafiletico poiché i rinolofoidei appartengono a un medesimo clado che include anche i megachiroteri (Teeling et al., 2000; Springer et al., 2001; Teeling et al., 2002; Van Den Bussche & Hoofer, 2004; Eick et al., 2005; Teeling et al., 2005; Springer, 2013). La nuova classificazione proposta suddivide l'ordine dei Chiroteri nei sottordini Yinpterochiroptera (o Pteropodiformes) e Yangochiroptera (o Vespertilioniformes). Gli Yangochiroteri comprendono tutti i microchiroteri, esclusi i rinolofoidei, la cui probabile origine geografica va riferita alla Laurasia; mentre gli Yinpterochiroteri comprendono i megachiroteri e i rinolofoidei originatisi probabilmente in Asia (Altringham, 2011, Lanza 2012).

Tutti i continenti, eccetto l'Antartide e qualche isola oceanica, sono stati colonizzati dai Chiroteri; dal punto di vista zoogeografico, ad esempio, l'ordine dei Chiroteri è l'unico tra i mammiferi euteri con specie endemiche in Nuova Zelanda e in alcuni arcipelaghi del Pacifico (Dwyer, 1960). Le più diverse tipologie di habitat terrestre, dal deserto alle foreste tropicali, dal livello del mare alle quote più alte, sono state occupate da questo ordine di mammiferi. La distribuzione è però principalmente tropicale, con circa l'88% delle specie ricorrente nella fascia intertropicale; il numero diminuisce verso le aree polari, seguendo dei gradienti latitudinali e climatici (Willig & Selcer, 1989; Ortega & Arita, 1998; Willig et al., 2003; Stevens, 2004).

Tradizionalmente tutte le specie presenti in Italia appartengono ai Microchiroteri, inteso come sottordine contrapposto ai Megachiroteri. Secondo la classificazione più recente invece, sono presenti i due sottordini Yangochiroteri (con le famiglie Vespertilionidae, Miniopteridae e Molossidae), e Yinpterochiroteri (con la sola famiglia Rhinolophidae).

In Italia sono presenti solo specie insettivore ed una sola carnivora, la nottolà gigante (*Nyctalus lasiopterus*), unica specie europea con regime alimentare a base di uccelli (Dondini & Vergari 2000; Dondini & Vergari 2005);

inoltre, due specie, vespertilio di Daubenton (*Myotis daubentonii*) e il vespertilio di Capaccini (*Myotis capaccinii*) si nutrono occasionalmente o in modo continuativo, anche di pesci (Aizpurua & Alberdi, 2018; Aihartza et al., 2008). Pertanto, in Italia, non sono naturalmente presenti specie frugivore, nettarivore o pollinivore.

2.1.1 Le specie in Italia

In Italia sono presenti 36 specie di Chiroterri¹ (Loy et al. 2019; Loy et. al. 2025; Gili et al., 2025), un numero destinato a variare in relazione alle indagini biomolecolari, che consentono l'identificazione di nuove specie criptiche; un esempio riguarda il *Myotis nattereri complex* che, a seguito di indagini molecolari, è stato diviso in più specie di cui, per l'Italia, solo la specie *Myotis crypticus* è stata descritta (Juste et al., 2018; Salicini et al., 2011; Çoraman et al., 2019)), un altro esempio è il recente rinvenimento di una nuova specie per l'Europa: *Miniopterus maghrebensis*, ritrovato a Lampedusa grazie a tecniche non invasive (Gili et al., 2025).

I Chiroterri costituiscono, per l'Italia, un patrimonio faunistico di grande valore conservazionistico in relazione al loro significativo contributo alla biodiversità dei vertebrati terrestri e alle loro generali condizioni di rarefazione sul territorio. Tra i Mammiferi presenti nel nostro Paese costituiscono l'ordine rappresentato dal maggior numero di specie minacciate (Agnelli et al., 2004).

Qui di seguito l'elenco delle 35 specie formalmente presenti in Italia secondo l'Atlante dei Mammiferi in Italia (Loy et al., 2025), tenendo conto che alcune, essendo specie criptiche, possono essere identificate solo con tecniche molecolari:

- Famiglia Rhinolophidae (Gray, 1825)
 - Genere **Rhinolophus** (Lacépède, 1799)
 - Rhinolophus euryale* (Blasius, 1853)
 - Rhinolophus ferrumequinum* (Schreber, 1774)
 - Rhinolophus hipposideros* (Bechstein, 1799)
 - Rhinolophus mehelyi* (Matschie 1901)
- Famiglia Vespertilionidae
 - Genere **Myotis** (Kaup, 1829)
 - Myotis alcathoe* (von Helversen & Heller, 2001)
 - Myotis bechsteinii* (Kuhl, 1817)
 - Myotis blythii* (Tomes, 1857)
 - Myotis brandtii* (Eversmann, 1845)
 - Myotis capaccinii* (Bonaparte, 1837)
 - Myotis cripticus* (Juste, Ruedi, Puechmaille, Salicini, Ibáñez 2018)
 - Myotis daubentonii* (Kuhl, 1817)
 - Myotis emarginatus* (E. Geoffroy, 1806)
 - Myotis myotis* (Borkhausen, 1797)
 - Myotis mystacinus* (Kuhl, 1817)
 - Myotis punicus* (Felten, 1977)
 - Genere **Pipistrellus** (Kaup, 1829)
 - Pipistrellus kuhlii* (Kuhl, 1817)
 - Pipistrellus nathusii* (Keyserling & Blasius, 1839)
 - Pipistrellus pipistrellus* (Schreber, 1774)
 - Pipistrellus pygmaeus* (Leach, 1825)
 - Genere **Hypsugo** (Kolenati, 1856)
 - Hypsugo savii* (Bonaparte, 1837)
 - Genere **Eptesicus** (Rafinesque, 1820)
 - Eptesicus nilssonii* (Keyserling & Blasius, 1839)
 - Eptesicus serotinus* (Schreber, 1774)
 - Genere **Vespertilio** Linnaeus, 1758

1 <https://www.mammiferi.org/specie/>

-
- Vespertilio murinus* Linnaeus, 1758
- Genere ***Nyctalus*** Bowdich 1825
 - Nyctalus lasiopterus* (Schreber, 1780)
 - Nyctalus leisleri* (Kuhl, 1817)
 - Nyctalus noctula* (Schreber, 1774)
 - Genere ***Plecotus*** (E. Geoffroy-Saint-Hilaire, 1818)
 - Plecotus auritus* (Linnaeus, 1758)
 - Plecotus austriacus* (J.B. Fischer, 1829)
 - Plecotus gaisleri* (Benda Kiefer, Hanák & Veith 2004)
 - Plecotus kolombatovici* (Dulic, 1980)
 - Plecotus macrobullaris* Kuzjakin, 1965
 - Plecotus sardus* (Mucedda, Kiefer, Pidinchedda & Veith, 2002)
 - Genere ***Barbastella*** (Gray, 1821)
 - Barbastella barbastellus* (Schreber, 1774)
- Famiglia Miniopteridae
 - Genere ***Miniopterus*** (Bonaparte, 1837)
 - Miniopterus schreibersii* (Kuhl, 1817)
 - Famiglia Molossidae
 - Genere ***Tadarida*** (Rafinesque, 1814)
 - Tadarida teniotis* (Rafinesque, 1814)

Le specie che vengono più frequentemente ricoverate nei CR sono quelle che, in Italia, vivono a più stretto contatto con l'uomo (dati di Tutela Pipistrelli, del CRFS della LIPU di Roma e di Dondini Vergari):

- -Pipistrello albobilimbato (*Pipistrellus kuhlii*)
- -Pipistrello di Savi (*Hypsugo savi*)
- -Pipistrello nano (*Pipistrellus pipistrellus*)
- -Molosso di Cestoni (*Tadarida teniotis*)
- -Pipistrello pigmeo (*Pipistrellus pygmaeus*)

Meno frequentemente possono essere ricoverati anche orecchioni (*Plecotus* spp.), Serotino comune (*Eptesicus serotinus*), nottole (*Nyctalus* spp.), Serotino bicolore (*Vespertilio murinus*) e i vespertili (*Myotis* spp.) Più raramente Miniottero (*Miniopterus schreibersii*), Barbastello (*Barbastella barbastellus*) e i rinolofi (*Rhinolophus* spp.) Per quest'ultimo genere la stabulazione è diversa da quelle di tutte le altre specie ed è fondamentale, nel loro ricovero, chiedere informazioni a chiroterologi che hanno già avuto esperienze specifiche con il genere (vedi § 4.5).

Le informazioni di questo volume sulle tecniche di gestione in cattività e riabilitazione per la liberazione dei pipistrelli sono valide, in base alle conoscenze attuali, per la maggior parte delle specie.

Un passaggio necessario e imprescindibile, durante la fase di ricovero, è il riconoscimento della specie. Molte sono di difficile identificazione (Dietz & Kiefer, 2014), quindi sarà necessario contattare un chiroterologo, al fine di ottenere dati più adeguati legati al ricovero come, ad esempio, gli aspetti sanitari, la socialità e soprattutto le modalità di rilascio in natura (ecologia, luoghi, specie migratrici, finestre temporali). Per avere informazioni sulle patologie più frequenti è necessario contattare un veterinario esperto in Chiroteri o un chiroterologo esperto in recupero.

Un chiroterologo esperto può identificare le specie più frequentemente ricoverate o con caratteristiche più peculiari, anche senza l'esame diretto dell'individuo, attraverso foto del chiroterro nella sua interezza e foto dei particolari dell'orecchio (forma e lunghezza del trago), della conformazione del muso (es: foglia nasale per i rinolofi) (Lanza, 2012; Dietz & Kiefer, 2014) e basandosi sulla misura dell'avambraccio (Fig. 2.1). Altre specie, come quelle del genere *Myotis*, richiedono solitamente l'esame diretto dell'individuo.

Fig. 2.1 Misurazione dell'avambraccio in un pipistrello (*Myotis capaccinii*). Per non danneggiare gli animali, si raccomanda di utilizzare calibri in materiale plastico o in carbonio (foto M. Scalisi).



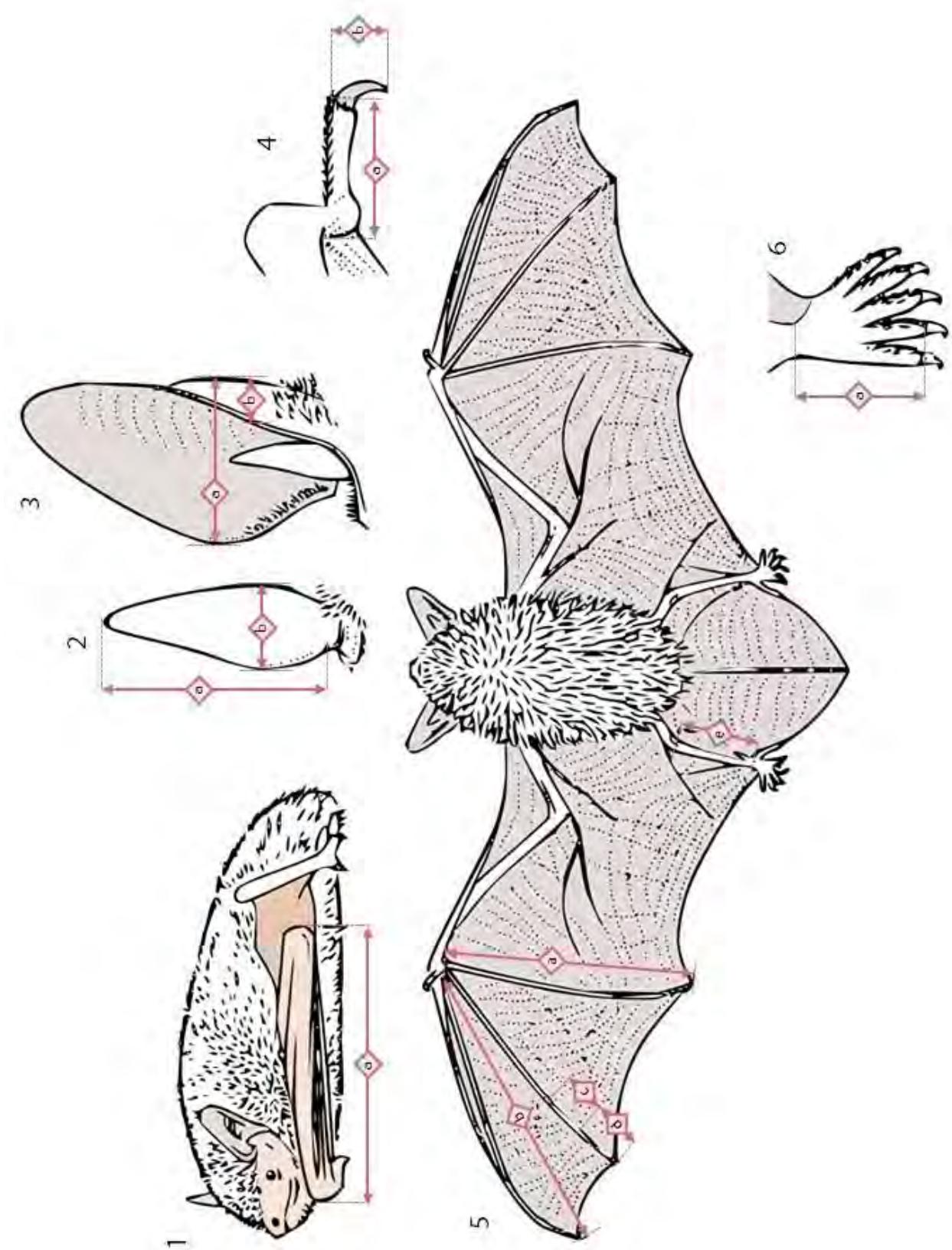
Quindi la collaborazione dei CR con propri chiropterologi di riferimento, magari vicini per territorialità, è indispensabile, sia per massimizzare l'esito positivo del rilascio in natura, sia per creare un flusso di dati importanti ai fini delle conoscenze scientifiche e gestionali volte ad una conservazione realmente efficace e mirata, ai sensi della direttiva 92/43/CEE "Habitat".

Oltre a raccomandare di affidarsi a un chiropterologo di riferimento sul territorio per un sicuro riconoscimento, inseriamo a titolo informativo qui di seguito uno schema per prendere le principali misure utili all'identificazione (Fig. 2.2). L'avambraccio si misura ad ali chiuse, mentre il III e V dito ad ali aperte, condizione stressante per i pipistrelli, per cui si raccomanda estrema prudenza (Diez & Kiefer, 2014). La lunghezza del pollice e del piede, esclusi gli artigli, sono semplici da rilevare perché non alterano la posizione fisiologica a riposo dell'individuo. Per l'orecchio e il trago, dato che devono essere distesi, si raccomandano estrema delicatezza e attenzione (Diez & Kiefer, 2014).

In relazione alla specie sono inoltre da rilevare la presenza di setole sul patagio, la sede di attaccatura del patagio al piede (chiamato tecnicamente calcar), la forma del pene (per alcune specie è un carattere diagnostico importante), le caratteristiche della dentatura, la presenza di allargamenti triangolari del labbro inferiore, e altri caratteri minori (Diez & Kiefer, 2014).

In ultima analisi, per poter identificare un chiroptero in maniera corretta si rimanda a manuali specifici (Lanza, 2012; Diez & Kiefer, 2014) e più semplicemente alla consulenza di un chiropterologo.

Fig. 2.2 Schema per la rilevazione delle misure principali ad uso identificativo nei pipistrelli (da Diez & Kiefer, 2014, modificato): 1a: avambraccio; 2 misura del trago (a lunghezza, b larghezza); 3 larghezza delle orecchie (a+b); 4 misura del pollice (a dito, b unghia); 5 misurazioni su patagio disteso: a V dito, b III dito, c prima falange IV dito, d seconda falange IV dito, e tibia; 6 a lunghezza del piede.



2.2 Stima dell'età e longevità nei Chiroterri

Alessandra Tomassini

Non si conosce un modo affidabile e che non comporti l'uccisione dell'individuo per determinare l'età (in anni) dei pipistrelli adulti (Wilkinson & Brunet-Rossinni, 2009; Fenton, 2010; Lanza, 2012). Stimare l'età dei pipistrelli, quindi, significa suddividerli in giovani (nati nell'anno) o adulti (Anthony, 1988). Infatti già poco più di un mese dalla nascita, nelle specie più frequentemente ricoverate, è complicato riconoscere un giovane da un adulto, essendo pressoché identiche le dimensioni lineari (Lanza, 2012; Diez & Kiefer, 2014). In molte specie ci sono delle variazioni del colore della pelliccia, in quanto i giovani tendono al grigiastro (Fig. 2.4 e Fig. 2.6) (Fenton, 2010), Tuttavia, la colorazione della pelliccia non può costituire da sola un carattere diagnostico, in quanto estremamente variabile, specialmente nel *P. kuhlii*, dove si rinviengono anche individui "isabelliani", cioè con colorazione panna (Dondini & Vergari, *oss. pers.*); il metodo migliore per determinare l'età è controllare lo stato dell'ossificazione delle ossa delle ali. Le ossa lunghe che sostengono le ali dei pipistrelli, infatti, crescono rapidamente dopo la nascita, e sebbene l'omero e l'avambraccio raggiungano la dimensione lineare dell'adulto quando i giovani iniziano a volare, i metacarpi continuano a crescere dopo questa fase, offrendo un mezzo per distinguere i giovani di taglia adulta dagli adulti (Fenton, 2010). In particolare, un attento esame controlluce dell'articolazione tra i metacarpi e le prime falangi delle III, IV e V dita di individui giovani, rivela una nocca liscia e un'area non ossificata tra il metacarpo e la falange I (Fig. 2.3) (Lollar, & Schmidt-French, 1998; Fenton, 2010). Questo perché le ossa delle dita si accrescono in corrispondenza delle articolazioni e quindi quest'ultime si ossificano per ultime, al completamento dell'accrescimento (Dietz & Kiefer, 2014). La cartilagine scompare del tutto a due-tre mesi di età, a seconda della specie (Fenton, 2010; Lanza, 2012). Le articolazioni restano quindi ispessite finché diventano piccole e globose alla fine dell'autunno. Anche le membrane alari dei giovani sono più morbide e lucide degli adulti, ma questo carattere, come lo sviluppo in larghezza del corpo, fa parte di quegli elementi riconoscibili solo da parte di chiroterologi esperti (Dietz & Kiefer, 2014). Quindi negli adulti, l'articolazione è nodosa senza area non ossificata (Brunet-Rossinni & Wilkinson, 2009; Fenton, 2010).

In molte specie del genere *Myotis* i giovani hanno una macchia scura sul labbro inferiore, che poi sbiadisce. Nel *M. mystacinus* il muso è di colore nero profondo nel primo anno di vita (Dietz & Kiefer, 2014).

Le nostre conoscenze sulla longevità dei pipistrelli in libertà si basano su casi di individui inanellati in natura (Fenton, 2010). Diversi *Myotis lucifugus* (specie americana) e *Rhinolophus ferrumequinum* hanno vissuto oltre 30 anni in natura (Altringham, 1996), e il record di longevità è europeo: un individuo di *Myotis brandtii* ha vissuto oltre 40 anni in natura (Podlutsky *et al.*, 2005). In generale, quindi, possiamo supporre che la longevità sia una caratteristica tipica dei pipistrelli (Fenton, 2010). È interessante notare che i pipistrelli sembra vivano più a lungo in natura che in cattività (Tab. 2.1), gli autori credono che molte possano essere le motivazioni; come ad esempio uno scarso regime alimentare che non fornisce tutti i nutrienti che invece riceverebbero in natura o anche l'impossibilità in cattività di attuare il letargo con le corrette modalità, inoltre è bene ricordare che, solitamente, vengono ricoverati animali che hanno subito traumi e che comunque non sarebbero sopravvissuti in natura (Tomassini *oss. pers.*).

Fig. 2.3 Ala di giovane *T. teniotis*, in cui sono visibili le cartilagini di accrescimento, identificabili come bande chiare alle articolazioni delle falangi (foto A. Tomassini).



Fig. 2.4 Tre individui di *Pipistrellus kuhlii*. L'adulto si trova a sinistra e mostra una colorazione del mantello che tende al rosso mentre di due giovani, non più riconoscibili dalle cartilagini di accrescimento, presentano il mantello tendente al marrone e al grigio (foto A. Tomassini).



Fig. 2.5 Due individui di *Pipistrellus kuhlii* a sinistra i denti sono usurati quindi si tratta di un individuo con diversi anni di età, a destra invece un individuo più giovane (foto a destra C. Giacolini, a sinistra A. Tomassini).

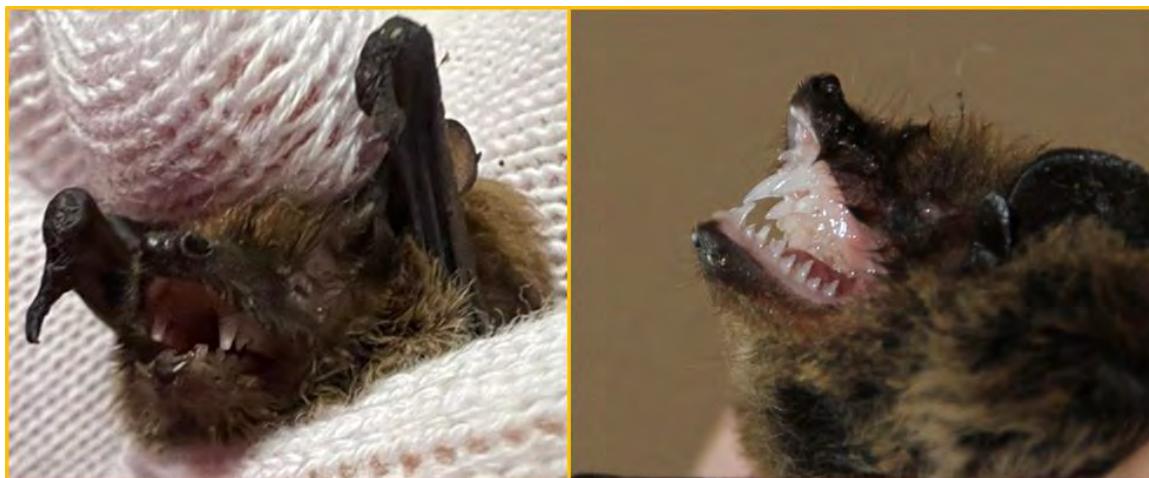


Fig. 2.6 *Tadarida teniotis*: a sinistra un adulto e a destra un giovane di pochi mesi (foto A. Tomassini).



Tab. 2.1 Sono riportati i dati della longevità di alcune specie presenti in Italia (da Brunet-Rossini & Barnard 2010, modificato) *Tomassini A (oss. pers.); **ricoverato già adulto da Tutela Pipistrelli APS; *** gestito da R. Boga, presso il CRAS di Rimini; **** dato riportato in Dietz & Kiefer, 2014, ***** gestito da M. Consolo presso il CRAS Difesa Natura 2000 di Vicenza.

| Species | Longevità in cattività (anni) | Longevità in natura (anni) |
|----------------------------------|-------------------------------|----------------------------|
| <i>Rhinolophus hipposideros</i> | | 21 |
| <i>Rhinolophus ferrumequinum</i> | | 30 |
| <i>Barbastella barbastellus</i> | | 21 |
| <i>Eptesicus serotinus</i> | 4* | 20 |
| <i>Hypsugo savii</i> | 8*** | |
| <i>Miniopterus schreibersii</i> | 5 mesi | 15 |
| <i>Myotis blythii</i> | | 33 |
| <i>Myotis brandtii</i> | | 41 |
| <i>Myotis dasycmene</i> | | 15 |
| <i>Myotis daubentonii</i> | 7 mesi | 18 |
| <i>Myotis emarginatus</i> | 2* | |
| <i>Myotis myotis</i> | | 37 |
| <i>Nyctalus noctula</i> | 4,5***** | |
| <i>Pipistrellus pipistrellus</i> | | 11 |
| <i>Pipistrellus kuhlii</i> | 8* | |
| <i>Plecotus auritus</i> | 16**** | 30 |
| <i>Plecotus austriacus</i> | 3* | |
| <i>Tadarida teniotis</i> | 8* | |
| <i>Vesperilio murinus</i> | 2** | |

Per quel che riguarda le femmine adulte, è possibile riconoscerle nel periodo estivo se sono in lattazione, a differenza di quelle non riproduttive (adulte anch'esse) o dei giovani dell'anno. Durante il periodo dell'allattamento le femmine, infatti, mostrano aree consumate, spesso senza pelo, intorno ai capezzoli (Fenton, 2010) i quali risultano più sporgenti che nelle femmine non riproduttive.

Un altro carattere per stimare l'età è il grado di usura dei denti (Fig. 2.5), che può fornire un'indicazione di massima (Stegeman, 1956; Hall et al., 1957). I giovani hanno denti ben aguzzi con le punte quasi traslucide, gli individui di qualche anno posseggono denti più usurati, maggiore è l'usura maggiore sarà l'età (Stegeman, 1956; Hall et al., 1957; Gol'din, et al., 2018).

Bisogna anche osservare che in cattività l'usura dei denti avviene in modo diverso che in natura: gli animali alimentati con le camole della farina presentano spesso colorazione dei denti nera (Fig. 2.5), questo non sembra influire sulla qualità di vita ma si sottolinea di osservare spesso la cavità orale per intervenire in caso di ascessi (Tomassini oss. pers.).

2.3 Normative

Marco Scalisi, Annamaria De Marinis, Maria Alessandra De Marco

In questo paragrafo saranno evidenziate le varie norme che tutelano i Chiroteri, nonché le norme relative al maltrattamento animale e infine quelle relative alla detenzione per il soccorso ed il recupero degli animali in difficoltà.

2.3.1 Norme di tutela dei Chiroteri

Le specie di Chiroteri sono tutte tutelate sia dalla normativa italiana sia dalla normativa europea ed internazionale.

Nell'Unione Europea, tutte le specie di Chiroteri sono tutelate dalla direttiva 92/43/CEE *relativa alla conservazione degli habitat naturali e seminaturali e della flora e della fauna selvatiche* (la c.d. direttiva "Habitat") recepita in Italia con il DPR 357/97². Infatti, l'art. 12 di questa direttiva, indica che *Gli Stati membri adottano i provvedimenti necessari atti ad istituire un regime di rigorosa tutela delle specie animali di cui all'allegato IV, lettera a)* [tra cui è elencato il sottordine Microchiroptera], *nella loro area di ripartizione naturale, con il divieto di:*

- a) qualsiasi forma di cattura o uccisione deliberata di esemplari di tali specie nell'ambiente naturale;
- b) perturbare deliberatamente tali specie, segnatamente durante il periodo di riproduzione, di allevamento, di ibernazione e di migrazione;
- c) distruggere o raccogliere deliberatamente le uova nell'ambiente naturale;
- d) deterioramento o distruzione dei siti di riproduzione o delle aree di riposo.

Tutte le specie autoctone di Chiroteri presenti in Italia, appartenenti al sottordine Microchiroptera secondo la classificazione in uso all'epoca, sono considerate *entità di interesse comunitario che richiedono una protezione rigorosa*, essendo comprese nell'Allegato IV della direttiva Habitat. Un gruppo ristretto di specie di Chiroteri è elencato anche nell'Allegato II e pertanto rientra nella definizione di *specie animali [...] d'interesse comunitario la cui conservazione richiede la designazione di Zone Speciali di Conservazione*. Gli Allegati II e IV della direttiva sono stati trasposti negli Allegati B e D del DPR 357/97. La direttiva Habitat non prevede le attività di soccorso della fauna in difficoltà per le quali si fa riferimento alla L. 157/92, di seguito trattata, e alle normative regionali di recepimento.

Di particolare importanza è la direttiva 2004/35/CE, sulla responsabilità ambientale in materia di prevenzione e riparazione del danno ambientale recepita in Italia nell'ambito di un ampio intervento riformatore ossia il D. Lgs. 152/2006³. Secondo quanto riportato nell'art. 2 della direttiva, il danno alle specie e agli habitat naturali protetti implica significativi effetti negativi sul raggiungimento o il mantenimento di uno stato di conservazione favorevole di tali specie e habitat. L'entità di tali effetti è da valutare in riferimento alle condizioni originarie. Nel caso dei chiroteri, che sono animali sociali, il danno ambientale potrebbe interessare intere colonie con effetti negativi sulla conservazione delle specie.

Inoltre, la direttiva 2008/99/CE sulla tutela penale dell'ambiente, prevede all'art. 3 che ciascuno Stato membro si adoperi affinché l'uccisione, la distruzione, il possesso o il prelievo di esemplari di specie animali o vegetali selvatiche protette, salvo i casi in cui l'azione riguardi una quantità trascurabile di tali esemplari e abbia un impatto trascurabile sullo stato di conservazione della specie, costituiscano reati. Questa direttiva è stata attuata in Italia col D. Lgs. 121/2011⁴. In particolare, questo decreto introduce due nuovi reati nel Codice penale: Art. 727-bis - *Uccisione, distruzione, cattura, prelievo, detenzione di esemplari di specie animali o vegetali selvatiche*

2 Decreto del Presidente della Repubblica 8 settembre 1997, n. 357, Regolamento recante attuazione della direttiva 92/43/CEE relativa alla conservazione degli habitat naturali e seminaturali, nonché della flora e della fauna selvatiche.

3 Decreto Legislativo 3 aprile 2006, n. 152, Norme in materia ambientale ovvero il c.d. Codice dell'Ambiente che recepisce, fra l'altro, la Direttiva 2004/35/CE sulla responsabilità ambientale.

4 Decreto Legislativo 7 luglio 2011, n. 121, Attuazione della direttiva 2008/99/CE sulla tutela penale dell'ambiente, nonché della direttiva 2009/123/CE che modifica la direttiva 2005/35/CE relativa all'inquinamento provocato dalle navi e all'introduzione di sanzioni per violazioni.

protette e Art. 733-bis - *Distruzione o deterioramento di habitat all'interno di un sito protetto*. La recente L. 82/2025⁵ in materia di reati contro gli animali (vedi § 2.3.2) inasprisce le pene previste dagli articoli menzionati.

Le suddette direttive 2004/35/CE e 2008/99/CE trovano piena applicazione per i Chiroteri poiché definiscono rispettivamente *specie e habitat naturali protetti* e *specie animali o vegetali selvatiche protette* anche quelle *figuranti [...] nell'allegato IV della direttiva 92/43/CEE* che include tutte le specie autoctone di Chiroteri presenti in Italia.

Da notare che, prima della trattazione nel Codice dell'Ambiente in attuazione delle norme europee sopra esposte, l'art. 18, c. 1 della L. 349/86 *Istituzione del Ministero dell'Ambiente e norme in materia di danno ambientale* enunciava che *qualunque fatto doloso o colposo in violazione di disposizioni di legge o di provvedimenti adottati in base a legge che comprometta l'ambiente, ad esso arrecando danno, alterandolo, deteriorandolo o distruggendolo in tutto o in parte, obbliga l'autore del fatto al risarcimento nei confronti dello Stato*. Tale comma è stato abrogato dall'art. 318, c. 2, lett. a) del D. Lgs. 3 aprile 2006, n. 152.

La L. 157/92⁶ tutela tutte le specie di Chiroteri (art. 2, c. 1, lett. c) ed è di particolare rilievo per gli effetti civili e penali: ad esempio, chi abbatte, cattura o detiene mammiferi o uccelli compresi nell'elenco di cui all'articolo 2 è punito penalmente secondo quanto previsto dall'art. 30, c. 1, lett. b.

È utile rimarcare che la tutela dei pipistrelli era stata prevista in altri importanti atti come il Regio Decreto n. 1016, 5 giugno 1939, *Approvazione del Testo Unico delle norme per la protezione della selvaggina e per l'esercizio della caccia*, che all'art. 38 poneva i Chiroteri fra le specie protette, stabilendo che fosse sempre proibito uccidere o catturare i pipistrelli di qualsiasi specie. Questo Regio Decreto è stato abrogato dalla Legge 7 aprile 2025, n. 56, insieme a tutti gli atti normativi prerepubblicani relativi al periodo dal 1861 al 1946.

A livello internazionale, tra gli accordi, il primo significativo atto è stato la "Convenzione sulla conservazione delle specie migratorie appartenenti alla fauna selvatica" (Bonn, 23 giugno 1979), fra le cui Parti contraenti vi era la Comunità Economica Europea (Decisione 82/461/CEE); tale convenzione è stata resa esecutiva in Italia dalla L. 42/83⁷. Obiettivo della convenzione è la conservazione, su scala mondiale, delle specie migratrici. Nell'Allegato II sono elencate le specie migratrici considerate in precario stato di conservazione, per la cui tutela le Parti contraenti s'impegnano a concludere accordi ai fini di conservazione e gestione; tra queste specie sono inclusi i Chiroteri europei. Con riferimento agli impegni coordinati delle Parti, il 4 dicembre 1991 è stato stipulato a Londra uno dei primi accordi nati sotto gli auspici della convenzione: l'Accordo sulla conservazione dei Chiroteri in Europa o Bat agreement. Esso è stato ratificato dall'Italia con la L. 104/2005⁸.

Secondo l'Accordo (art. III), ogni Parte contraente deve:

- proibire la cattura/detenzione/uccisione deliberata di esemplari; è prevista la possibilità di deroga sulla base di autorizzazioni concesse da competenti autorità nazionali;
- identificare i siti importanti per la conservazione dei Chiroteri, ivi compresi i siti di rifugio, e proteggerli dal depauperamento e dal disturbo; sforzarsi di identificare e proteggere le aree di foraggiamento importanti;
- nell'ambito delle decisioni in materia di tutela ambientale, considerare adeguatamente gli habitat importanti per i Chiroteri;
- intraprendere misure adeguate in materia di conservazione dei Chiroteri e sensibilizzare il pubblico su tale problematica;
- assegnare ad un organismo competente responsabilità di consulenza circa la conservazione e la gestione dei Chiroteri, con particolare riguardo ai problemi relativi alla loro presenza negli edifici;
- attivare, qualora necessario, ulteriori misure di salvaguardia delle popolazioni di Chiroteri minacciate e riferire circa tali azioni alla Conferenza delle Parti;
- promuovere programmi di ricerca sulla conservazione e la gestione dei Chiroteri, informare le altre Parti e adoperarsi per coordinare con esse tali attività;

5 Legge 6 giugno 2025, n. 82, Modifiche al codice penale, al codice di procedura penale e altre disposizioni per l'integrazione e l'armonizzazione della disciplina in materia di reati contro gli animali.

6 Legge 11 febbraio 1992, n. 157, Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma e per il prelievo venatorio.

7 Legge 25 gennaio 1983, n. 42, Ratifica ed esecuzione della convenzione sulla conservazione delle specie migratorie appartenenti alla fauna selvatica, con allegati, adottata a Bonn il 23 giugno 1979.

8 Legge 27 maggio 2005, n. 104, Adesione della Repubblica italiana all'Accordo sulla conservazione delle popolazioni di pipistrelli europei (EUROBATS), con emendamenti, fatto a Londra il 4 dicembre 1991, e sua esecuzione.

-
- nella valutazione dei pesticidi, tenere adeguato conto dei potenziali effetti sui Chiroteri; nei trattamenti delle strutture in legno adoperarsi per sostituire i prodotti altamente tossici con preparati a minor rischio.

Nello stesso anno è intervenuta la "Convenzione relativa alla conservazione della vita selvatica e dell'ambiente naturale in Europa" (Berna, 19 settembre 1979), fra le cui Parti contraenti vi era la Comunità Economica Europea (Decisione 82/72/CEE), ratificata in Italia con la L. 503/81⁹. Tale convenzione, all'Allegato II "Specie di fauna rigorosamente protette", riporta tutte le specie di Chiroteri presenti in Europa, ad eccezione di *Pipistrellus pipistrellus* (che è nell'Allegato III "Specie di fauna protetta", tutelate attraverso il divieto temporaneo o locale di sfruttamento). Alle Parti contraenti è richiesto di adottare i provvedimenti legislativi e regolamentari necessari alla tutela degli habitat (art. 4, c. 1), ponendo particolare attenzione, nel caso delle specie migratrici riportate nei suddetti Allegati II e III, alla protezione delle aree di "svernamento", "alimentazione" e "riproduzione" (art. 4, c. 3).

Successivamente, il 5 giugno 1992, la Convenzione sulla Diversità Biologica, veniva sottoscritta a Rio de Janeiro e approvata a nome della Comunità Economica Europea con la Decisione del Consiglio 93/626/CEE e resa esecutiva in Italia dalla L. 124/94¹⁰. Fra i principali obiettivi della convenzione vi è la conservazione della diversità biologica e, a tal fine, le Parti contraenti sono chiamate a elaborare o adattare, se già esistenti, strategie, piani o programmi nazionali. La convenzione non è corredata da elenchi di specie da considerare, ma ciascuna Parte contraente individuerà le specie da monitorare tenendo *in considerazione la lista indicativa di categorie di cui all'Annesso I*.

2.3.2 Norme sul maltrattamento animale

La L. 189/2004¹¹ ha modificato il Codice penale inserendo il titolo IX-bis - Dei delitti contro il sentimento per gli animali che in particolare include l'art. 544-bis (Uccisione di animali) e l'art. 544-ter (Maltrattamento di animali). La L. 82/2025 (si veda § 2.3.1) all'art. 1 modifica la rubrica del titolo IX-bis del libro secondo del Codice penale sostituendolo con il seguente: «Dei delitti contro gli animali». Inoltre, tale legge inasprisce le pene detentive e/o le sanzioni amministrative previste dagli articoli suddetti come segue:

- art. 544-bis (Uccisione di animali) - *Chiunque, per crudeltà o senza necessità, cagiona la morte di un animale è punito con la reclusione da sei mesi a tre anni e con la multa da euro 5.000 a euro 30.000. Se il fatto è commesso adoperando sevizie o prolungando volutamente le sofferenze dell'animale, la pena è della reclusione da uno a quattro anni e della multa da euro 10.000 a euro 60.000.*
- art. 544-ter (Maltrattamento di animali) - *Chiunque, per crudeltà o senza necessità, cagiona una lesione ad un animale ovvero lo sottopone a sevizie o a comportamenti o a fatiche o a lavori insopportabili per le sue caratteristiche etologiche è punito con la reclusione da sei mesi a due anni e con la multa da 5.000 a 30.000 euro.*
La stessa pena si applica a chiunque somministra agli animali sostanze stupefacenti o vietate ovvero li sottopone a trattamenti che procurano un danno alla salute degli stessi.
La pena è aumentata della metà se dai fatti di cui al primo e al secondo comma deriva la morte dell'animale.

2.3.3 Norme sulla fauna selvatica in difficoltà

Il riferimento normativo riguardante la fauna in difficoltà si trova nella legge quadro in materia di protezione della fauna e attività venatoria (L. 157/92) che delega alle Regioni l'emanazione di norme relativamente *al soccorso, alla detenzione temporanea e alla successiva liberazione della fauna selvatica in difficoltà* (art. 4, c. 6). Il quadro normativo che ne deriva è pertanto piuttosto eterogeneo (Tab. 2.2).

9 Legge 5 agosto 1981, n. 503, Ratifica ed esecuzione della convenzione relativa alla conservazione della vita selvatica e dell'ambiente naturale in Europa, con allegati, adottata a Berna il 19 settembre 1979.

10 Legge 14 febbraio 1994, n. 124, Ratifica ed esecuzione della convenzione sulla biodiversità, con annessi, fatta a Rio de Janeiro il 5 giugno 1992.

11 Legge 20 luglio 2004, n. 189, Disposizioni concernenti il divieto di maltrattamento degli animali, nonché di impiego degli stessi in combattimenti clandestini o competizioni non autorizzate.

A livello europeo la Direttiva 92/43/CEE non prevede norme specifiche sull'attività di recupero degli animali in difficoltà. In presenza di tale vuoto normativo, è applicabile la L. 157/92 a condizione che la detenzione sia finalizzata al soccorso e all'immediato rilascio in natura degli individui ricoverati, dopo l'avvenuto recupero.

Tab. 2.2 Basi normative in materia di tutela e gestione della fauna selvatica ripartite per Regione/Provincia autonoma e regolamenti/linee guida/direttive in materia di fauna selvatica in difficoltà, reperibili in rete.

| Regione/Provincia autonoma | Norme |
|-------------------------------|---|
| Valle d'Aosta | LR 64/1994 Norme per la tutela e la gestione della fauna selvatica e per la disciplina dell'attività venatoria. |
| Piemonte | LR 70/1996 Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma e per il prelievo venatorio; Linee guida relative al recupero della fauna selvatica ai sensi della legge 157/92 e della legge regionale 70/96 in allegato alla DGR 17 luglio 2007/62-6448. |
| Liguria | LR 29/1994 Norme regionali per la protezione della fauna omeoterma e per il prelievo venatorio; Linee guida e requisiti svolgimento attività di soccorso e recupero fauna selvatica omeoterma ferita o in difficoltà in allegato alla DGR 12 dicembre 2016/1157. |
| Lombardia | LR 26/1993 Norme per la protezione della fauna selvatica e per la tutela dell'equilibrio ambientale e disciplina dell'attività venatoria; Linee di indirizzo per il soccorso, recupero, trasporto e smaltimento della fauna selvatica omeoterma sul territorio regionale in allegato DGR 18 marzo 2019/XI/1389. |
| Provincia Autonoma di Trento | LP 24/1991 Legge provinciale sulla caccia - Norme per la protezione della fauna selvatica e per l'esercizio della caccia. |
| Provincia Autonoma di Bolzano | LP 14/1987 Norme per la protezione della fauna selvatica e per l'esercizio della caccia. |
| Veneto | LR 50/1993 Norme per la protezione della fauna selvatica e per il prelievo venatorio. |
| Friuli-Venezia Giulia | LR 56/1986 Norme in materia di caccia, di allevamento di selvaggina, di tassidermia, nonché di pesca in acque interne. |
| Emilia-Romagna | LR 8/94 disposizioni per la protezione della fauna selvatica e per l'esercizio dell'attività venatoria; DGR 2966/2001 Direttive relative al recupero della fauna selvatica ai sensi degli artt. 26 comma 6 bis e 62 comma 1 lett. g) della L.R. 8/94 e successive modifiche. |
| Toscana | LR 3/1994 Recepimento della legge 11 febbraio 1992, n. 157 "Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma e per il prelievo venatorio. |
| Umbria | LR 14/ 1994 Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma e per il prelievo venatorio. |
| Marche | LR 7/1995 Norme per la protezione della fauna selvatica e per la tutela dell'equilibrio ambientale e disciplina dell'attività venatoria. |
| Abruzzo | LR 10/2004 Normativa organica per l'esercizio dell'attività venatoria, la protezione della fauna selvatica omeoterma e la tutela dell'ambiente. |
| Molise | LR 19/1993 Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma e per il prelievo venatorio |
| Campania | LR 8/1996 Norme per la protezione della fauna selvatica e disciplina dell'attività venatoria in Campania; RR 4/2012 Regolamento per il recupero, la detenzione e la reimmissione in natura della fauna selvatica in attuazione dell'articolo 5 della legge regionale 10 aprile 1996, n.8 (Norme per la protezione della fauna selvatica e disciplina dell'attività venatoria in Campania). |
| Lazio | LR 17/1995 Norme per la tutela della fauna selvatica e la gestione programmata dell'esercizio venatorio |
| Basilicata | L.R. 2/1995 Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma e per il prelievo venatorio; DGR 251/2016 L. I 57/92 art.4 comma 6 - L.R. 2/95 art. 10. soccorso di fauna selvatica in difficoltà - approvazione "Linee Guida per la gestione dei Centri di Recupero Animali Selvatici ed Esotici - CRAS(E) e la cura e la riabilitazione di animali selvatici rinvenuti in difficoltà" - Ripartizione di quota-parte degli introiti di cui all'art.12 comma 2 lett. d) ed e) della L.R.n.28/03 e ss.mm.ii. |
| Puglia | LR 27/1998 Norme per la protezione della fauna selvatica omeoterma, per la tutela e la programmazione delle risorse faunistico-ambientali e per la regolamentazione dell'attività venatoria. |
| Calabria | LR 9/1996 Norme per la tutela e la gestione della fauna selvatica e l'organizzazione del territorio ai fini della disciplina programmata dell'esercizio venatorio; RR 13/2010 Regolamento per la costituzione e gestione dei centri pubblici e privati di produzione della fauna selvatica, l'allevamento, la detenzione ed il recupero della fauna selvatica, la detenzione e l'allevamento a scopo amatoriale e ornamentale di forma ornitica selvatica non oggetto di caccia. |
| Sicilia | LR 33/1997 Norme per la protezione, la tutela e l'incremento della fauna selvatica e per la regolamentazione del prelievo venatorio. Disposizioni per il settore agricolo e forestale. |
| Sardegna | LR 23/1998 Norme per la protezione della fauna selvatica e per l'esercizio della caccia in Sardegna. |

Ai sensi dell'art. 1, c. 3 della L. 157/92 le regioni a statuto ordinario provvedono ad emanare norme relative alla gestione ed alla tutela di tutte le specie della fauna selvatica in conformità alla suddetta legge, alle convenzioni internazionali ed alle direttive comunitarie. Le regioni a statuto speciale e le province autonome provvedono in base alle competenze esclusive nei limiti stabiliti dai rispettivi statuti.

La detenzione di fauna all'interno dei centri di recupero non può prescindere da ulteriori normative in materia di sanità animale ed in particolare dal Regolamento (UE) 2016/429¹². Tale regolamento, conosciuto come

12 Regolamento (UE) 2016/429 del Parlamento europeo e del Consiglio, del 9 marzo 2016, relativo alle malattie animali trasmissibili e che modifica e abroga taluni atti in materia di sanità animale.

“Animal Health Law”, trova il suo impianto normativo nazionale nei decreti legislativi indicati di seguito. Questo impianto normativo è stato ottimizzato con il decreto legislativo 27 dicembre 2024, n. 220 *Disposizioni integrative e correttive ai decreti legislativi 5 agosto 2022, nn. 134, 135 e 136, ai sensi dell'articolo 31, comma 5, della legge 24 dicembre 2012, n. 234*, entrato in vigore il 6 febbraio 2025.

- D. Lgs. 134/2022 *Disposizioni in materia di sistema di identificazione e registrazione degli operatori, degli stabilimenti e degli animali per l'adeguamento della normativa nazionale alle disposizioni del regolamento (UE) 2016/429, ai sensi dell'articolo 14, comma 2, lettere a), b), g), h), i) e p), della legge 22 aprile 2021, n. 53.*
- D. Lgs. 135/2022 *Disposizioni di attuazione del regolamento (UE) 2016/429 del Parlamento europeo e del Consiglio, del 9 marzo 2016 in materia di commercio, importazione, conservazione di animali della fauna selvatica ed esotica e formazione per operatori e professionisti degli animali, anche al fine di ridurre il rischio di focolai di zoonosi, nonché l'introduzione di norme penali volte a punire il commercio illegale di specie protette, ai sensi dell'articolo 14, comma 2, lettere a), b), n), o), p) e q), della legge 22 aprile 2021, n. 53.*
- D. Lgs. 136/2022 *Attuazione dell'articolo 14, comma 2, lettere a), b), e), f), h), i), l), n), o) e p), della legge 22 aprile 2021, n. 53 per adeguare e raccordare la normativa nazionale in materia di prevenzione e controllo delle malattie animali che sono trasmissibili agli animali o all'uomo, alle disposizioni del regolamento (UE) 2016/429 del Parlamento europeo e del Consiglio, del 9 marzo 2016.*

In attuazione del D. Lgs. 134/2022 (art. 23, c. 1), è stato approvato il *manuale operativo* (allegato 1 del decreto ministeriale del 7 marzo 2023), che contiene le procedure per la gestione del Sistema di identificazione e registrazione (da ora: «Sistema I&R») degli stabilimenti, degli operatori e degli animali. In tale manuale i CR, di cui alla art. 28, c. 3 della L. 157/92, sono inclusi nell'elenco delle collezioni faunistiche tra i “rifugi per animali diversi da cani, gatti e furetti”. Questi rifugi sono definiti come stabilimenti per il ricovero di animali terrestri selvatici e non, a scopo di riabilitazione o custodia di animali sequestrati, confiscati, rinvenuti sul territorio, autorizzati ai sensi della normativa nazionale e regionale specifica di riferimento (punto 12, § 2.4). Per la registrazione di tali stabilimenti nella Banca Dati Nazionale del sistema I&R italiano (BDN) è necessaria specifica licenza o autorizzazione ai sensi della normativa vigente (punto 12, § 2.4). Inoltre, con il decreto del 2 novembre 2023 il Ministero della Salute ha indicato le *modalità tecniche e operative per l'implementazione del Sistema di identificazione nazionale degli animali da compagnia (SINAC)*. Ai sensi dell'art. 9, c. 4 di tale decreto *l'operatore del Centro di recupero per animali selvatici - CRAS [...] deve identificare e registrare nella sezione di riferimento della BDN l'animale dichiarato dal medico veterinario dello stabilimento, non idoneo per la liberazione in natura. Qualora l'animale sia liberabile entro trenta giorni dall'ingresso nello stabilimento, non deve essere identificato né registrato, la presenza dell'animale è documentata mediante la cartella clinica. Nel caso in cui l'animale necessiti di un periodo di cure superiore ai trenta giorni prima della sua liberazione, l'operatore deve garantire l'identificazione e la registrazione di cui all'art. 3 nella sezione della BDN dedicata agli stabilimenti di cui all'art. 2, c. 3 del D. Lgs. 134/2022.*

Il D. Lgs. 135/2022 apporta una novità rispetto alla definizione di animali pericolosi, così come individuati dalla L.150/92¹³. Tale legge annovera solo gli *esemplari vivi di mammiferi e rettili* tra gli animali *che possono costituire pericolo per la salute e l'incolumità pubblica*. Il D. Lgs. 135/2022, art. 4, c. 1, invece, vieta a chiunque di detenere *animali vivi di specie selvatica, anche nati e allevati in cattività, che costituiscano pericolo per la salute e per l'incolumità pubblica o per la biodiversità, nonché gli ibridi tra esemplari delle predette specie e di altre specie selvatiche o forme domestiche e le loro successive generazioni*. Contestualmente a questo cambio di prospettiva, il decreto esclude dal divieto alcuni “stabilimenti”, tra cui sono elencati i centri di recupero per animali selvatici in difficoltà, limitatamente alle specie selvatiche autoctone (art. 4, c. 3, lett. f). Inoltre, ai sensi dell'art. 8 del D. Lgs. 135/2022, il decreto del 14 febbraio 2025 del Ministero della Salute¹⁴ definisce *le caratteristiche strutturali, funzionali e di biosicurezza degli stabilimenti ivi individuati, che detengono animali nonché la gestione delle movimentazioni tra stabilimenti e tra habitat diversi, con il rilascio del documento di accompagnamento informatizzato* (art. 1, c. 1). Sono escluse dalla compilazione del documento di accompagnamento (art. 5) *le movimentazioni finalizzate alla reintroduzione di specie autoctone selvatiche*.

¹³ Legge 7 febbraio 1992, n. 150, Disciplina dei reati relativi all'applicazione in Italia della convenzione sul commercio internazionale delle specie animali e vegetali in via di estinzione, firmata a Washington il 3 marzo 1973, di cui alla legge 19 dicembre 1975, n. 874, e del regolamento (CEE) n. 3626/82, e successive modificazioni, nonché norme per la commercializzazione e la detenzione di esemplari vivi di mammiferi e rettili che possono costituire pericolo per la salute e l'incolumità pubblica.

¹⁴ Gazzetta ufficiale del 7 luglio 2025

recuperate sul territorio e curate presso i Centri di recupero animali selvatici (CRAS) [...] per le quali si applica la deroga di cui all'art. 9, c. 4 del decreto del Ministro della Salute 2 novembre 2023. Il decreto del 14 febbraio 2025, ha in allegato il manuale gestionale degli stabilimenti con le prescrizioni generali minime di benessere e di buono stato di salute degli animali, di corretta gestione del farmaco, di sicurezza nei luoghi di lavoro e di biosicurezza nell'ottica del principio di One Health. In tale allegato è incluso anche un elenco bibliografico di riferimento per la gestione degli animali negli stabilimenti.

3 PRIMO SOCCORSO

3.1 Rischi Sanitari per il personale a contatto con i chiroteri: la Rabbia ed altre malattie infettive

Stefania Leopardi

Già da tempo si sente parlare dei chiroteri come animali determinanti nell'emergenza di malattie infettive umane. La recente pandemia di COVID-19 ha enfatizzato ulteriormente questo tema, soprattutto da parte dei media. Questo capitolo ha l'obiettivo di fare chiarezza su quali siano i rischi sanitari reali che possono derivare dal contatto stretto coi chiroteri in ambito di recupero, e quali siano i mezzi disponibili per mitigare le probabilità e le conseguenze di eventuali infezioni.

3.1.1 Introduzione

I chiroteri sono stati associati da lungo tempo alla trasmissione di malattie infettive all'uomo, principalmente a causa della circolazione di Rabies virus (RABV), esclusivamente nelle Americhe, in diverse specie di pipistrelli insettivori e nei pipistrelli vampiri (Velasco-Villa *et al.*, 2017). Tuttavia, l'interesse della comunità scientifica sanitaria verso questi animali è aumentato esponenzialmente a partire dall'inizio degli anni 2000, quando viene fatta risalire l'origine del virus SARS al pipistrello cinese *Rhinolophus affinis*. In questo caso, l'evidenza è associata all'identificazione di un ceppo virale correlato dal punto di vista genetico al coronavirus responsabile della SARS, il primo di quella che verrà descritta in seguito come una specie virale geneticamente molto diversificata, ubiquitaria in diverse specie di pipistrelli ferro di cavallo, chiamata *Severe Acute Respiratory Syndrome-related Coronavirus* (Leroy *et al.*, 2005; Li *et al.*, 2005; Woo *et al.*, 2023). Quasi contemporaneamente, altre evidenze, di tipo questa volta sierologico, hanno correlato l'emergenza dell'Ebola ad alcuni pipistrelli frugivori africani. Da quel momento, i chiroteri vengono presi in considerazione come possibili serbatoi di virus altamente patogeni e diffusivi nell'uomo, alimentando una branca di ricerca innovativa definita *Pathogen discovery* (Letko *et al.*, 2020). Questo sforzo di campionamento elevato ha coinciso con la riduzione dei costi di metodiche biomolecolari e bioinformatiche in grado di identificare e descrivere il genoma di virus all'interno dei campioni biologici, portando in pochissimi anni alla descrizione di un numero di virus considerato senza eguali nelle altre classi animali (Calisher *et al.*, 2006; Luis *et al.*, 2013).

Oggi, una coordinazione migliore tra virologi ed esperti della fauna ha contribuito a migliorare l'interpretazione della grande mole di dati generata da questo processo. Se da una parte rimane evidente come i chiroteri abbiano delle caratteristiche ecologiche, biologiche e comportamentali che favoriscono la circolazione di virus (Letko *et al.*, 2020), dall'altra è ora riconosciuto come l'estrema variabilità del viroma descritto in questi animali sia da contestualizzar anche nell'ambito di un ordine animale a sua volta diversificato ampiamente in termini di distribuzione geografica, habitat ed abitudini; in questo senso, una singola specie di chirotero non ha necessariamente più probabilità di ospitare virus potenzialmente pericolosi rispetto ad altri gruppi animali (Mollentze & Streicker, 2020). Studiare la circolazione di virus nei chiroteri rimane fondamentale per la sanità pubblica alla luce del fatto che molte specie mantengono in natura virus correlati a patogeni umani inclusi, ad esempio, diversi lyssavirus, coronavirus, filovirus, reovirus, bunyavirus e paramyxovirus (Wang & Anderson, 2018). Tuttavia, nella maggior parte dei casi questi virus sono interessanti soprattutto come possibili antenati da cui possono essersi evoluti o hanno il potenziale di evolversi patogeni umani. Ad esempio, sia il virus SARS-CoV, agente della SARS, che il virus SARS-CoV-2, agente del COVID-19, si sono evoluti a partire dall'ampio bacino di varianti di SARS-related CoVs presenti nei pipistrelli ferro di cavallo (Leopardi *et al.*, 2018 a; Zhou *et al.*, 2020). Tuttavia, è fondamentale sottolineare come il processo che ha dato origine al virus pandemico non sia mai stato chiarito e potrebbe derivare sì da una trasmissione diretta di una variante di chirotero ma anche da un passaggio più o meno duraturo in altre specie animali (Andersen *et al.*, 2020). In generale, si può applicare lo stesso principio per la maggior parte dei virus emergenti nell'uomo (ad esempio MERS ed Ebola), che non sono mai stati trovati nei chiroteri, né tanto meno è stata provata una trasmissione diretta da questi all'uomo. I casi di trasmissione di patogeni dai chiroteri all'uomo sono invece molto pochi. Tra questi, gli esempi più importanti sono dati dalla trasmissione dei paramyxovirus Nipa ed Hendra, dei lyssavirus, del filovirus Marburg e del fungo *Histoplasma* (Amman *et al.*, 2012; Epstein *et al.*, 2020; Fooks *et al.*, 2021; Gugnani *et al.*, 2023).

Evidenze recenti dimostrano come la maggior parte dei microorganismi associati ai chiroteri tendono ad avere un rapporto specifico con la propria specie d'ospite. Fortunatamente, la maggior parte degli agenti considerati

direttamente in grado di infettare l'uomo sono legati a pipistrelli esotici, la cui detenzione non rientra nelle attività di recupero e verrà trattata a parte nel Cap. 11, in cui verranno anche descritti rischi correlati alla trasmissione di patogeni di rilievo in grado di trasmettersi dal pipistrello all'uomo e causare malattie anche altamente patogene.

In Europa, i virus appartenenti al genere *Lyssavirus* rappresentano gli unici patogeni che possono essere trasmessi con certezza dal pipistrello all'uomo. Tutte le specie di *Lyssavirus* sono considerate capaci di indurre una malattia neurologica letale, la Rabbia. Vista la circolazione di diverse specie di *Lyssavirus* in Europa, inclusa l'Italia, e vista la gravità della patologia nell'uomo, questi virus verranno pertanto trattati in modo più approfondito.

Inoltre, è importante sottolineare come la presenza e le caratteristiche di *Histoplasma* spp. nelle specie di Chirotteri locali rimanga un punto da chiarire negli anni a venire, così come la distribuzione di altri microorganismi il cui potenziale zoonotico è ad oggi poco o non noto (Tab. 3.1).

Tab. 3.1 Riassunto dei principali microorganismi associati ai chirotteri di interesse per la sanità umana.

| Microorganismo | | Chirotteri coinvolti | Significato | Possibili vie di esposizione | Rischi per i CR in Italia |
|-------------------|---------------------------------|---|---|--|--|
| specie | classificazione | | | | |
| Genere Lyssavirus | Lyssavirus spp. (vedi Tab. 3.2) | Diverse specie a livello globale | Malattia trasmisibile dal chirottero all'uomo. Letale | Morso, graffio | Non presente nelle specie autoctone |
| Paramyxovirus | Hendra Virus | Pteropus spp. - Australia | Malattia trasmisibile dal chirottero all'uomo. Patogenicità elevata | Urina, saliva | Non presente nelle specie autoctone |
| | Nipah Virus | Pteropus spp. - Sudest Asiatico | Malattia trasmisibile dal chirottero all'uomo. Patogenicità elevata | Urina, saliva | Esposizione a chirotteri di importazione |
| Funghi | Histoplasma spp. | Diverse specie a livello globale | Malattia trasmisibile dal chirottero all'uomo. Patogeno per l'uomo | Aerosolizzazione delle feci | Presenza in Italia sconosciuta; attenzione alle operazioni di pulizia delle gabbie con molto guano |
| Orthoreovirus | Pteropine orthoreovirus | Pteropus spp. - Sudest Asiatico e Australia | Malattia trasmisibile dal chirottero all'uomo. Patogeno per l'uomo | Non chiaro | Non presente nelle specie autoctone |
| | Mammalian orthoreovirus | Diverse specie a livello globale | Malattia ubiquitaria probabilmente trasmessa tra chirottero e uomo. Potenzialmente patogeno per neonati, immunodepressi o anziani | Feci | Contaminazione con feci di chirottero di tutte le specie |
| Filovirus | Marburg Virus | Rousettus aegyptiacus | Malattia trasmisibile dal chirottero all'uomo. | Contatto/aerosolizzazione liquidi organici, secreti ed escreti | Non presente nelle specie autoctone |

| | | | | | |
|-------------------|--------------------------|---|--|----------------------------------|----------------------------------|
| | | | Patogenicità elevata | | |
| Lloviu Virus | Miniopterus schreibersii | Sconosciuto. Trasmissibilità e patogenicità per l'uomo NON dimostrata | Contatto con liquidi organici, secreti ed escreti | Contatto diretto con minotteri | |
| Ebolavirus | Diverse specie africane | Sconosciuto. Presenza nei chiroteri di specie distinte (es. Bombali virus), mentre le specie virali umane (es. Ebola Zaire) non sono mai state identificate se non tramite anticorpi. | Contatto con liquidi organici, secreti ed escreti | Non rilevante allo stato attuale | |
| SARS-Related-CoVs | Rhinolophus spp | Ruolo nell'evoluzione di SARS e SARS-CoV-2. Trasmissibilità e patogenicità per l'uomo NON dimostrata | Feci, saliva | Non rilevante allo stato attuale | |
| Coronavirus | MERS-Related-CoVs | Diverse specie a livello globale (in Italia <i>Eptesicus serotinus</i> e <i>Pipistrellus spp.</i>) | Ruolo nell'evoluzione di MERS-CoV. Trasmissibilità e patogenicità per l'uomo NON dimostrata | Feci, saliva | Non rilevante allo stato attuale |
| | Altri coronavirus | Diverse specie a livello globale | Ruolo nell'evoluzione della famiglia Coronaviridae. Trasmissibilità e patogenicità per l'uomo NON dimostrata per nessuna specie | Feci, saliva | Non rilevante allo stato attuale |
| Altri virus | | | Alcuni sono tipici dei chiroteri altri sono correlati geneticamente a patogeni umani. Trasmissibilità e patogenicità per l'uomo NON dimostrata | | Non rilevante allo stato attuale |

3.1.2 La Rabbia

La rabbia è una malattia infettiva causata da virus appartenenti al genere *Lyssavirus*. La rabbia è una zoonosi, ossia una malattia trasmessa dagli animali, mentre l'uomo rappresenta un ospite a fondo cieco e non è in grado di perpetuare l'infezione in altri uomini o animali. La trasmissione avviene tramite morso, graffi e lambimenti da parte di animali infetti, che eliminano il virus tramite la saliva (Scott & Nel, 2021). L'esito di questa infezione, che colpisce il sistema nervoso centrale e determina un'encefalomielite acuta, è sempre letale una volta che si manifestano i sintomi. Per questo, la prevenzione viene raccomandata sempre per chi si reca in zone o effettua procedure a rischio, e, in ogni caso, tempestivamente dopo una esposizione sospetta, ovvero un contatto con un animale potenzialmente infetto (WHO, 2014; WHO, 2018).

Nonostante tutti i lyssavirus possano ipoteticamente causare la rabbia, la stragrande maggioranza di casi nel mondo, che si stima attorno ai 65.000 l'anno, è associata all'infezione da parte di Rabies virus, comunemente chiamato virus della Rabbia classico (WHO, 2014). In questo senso, è opportuno sottolineare come lo stato di libertà da Rabbia sia definito a livello mondiale esclusivamente in base alla circolazione di RABV, indipendentemente, dunque, dall'identificazione di altre specie di *Lyssavirus*[20]. RABV è un virus ubiquitario, mantenuto in larga parte dal cane domestico che, tra le altre cose, è responsabile della maggior parte dei casi di trasmissione all'uomo (WHO, 2018). Tuttavia, in diverse parti del mondo il virus è presente anche (o esclusivamente, laddove la rabbia canina è stata controllata) nella fauna selvatica, infettando molte specie di mesocarnivori e, esclusivamente nelle Americhe, alcuni chiroterri insettivori e il pipistrello vampiro (*Desmodus rotundus* E.Geoffroy, 1810). In Europa, RABV è stato storicamente mantenuto da animali selvatici, essenzialmente dalla volpe rossa (*Vulpes vulpes*, Linnaeus, 1758); più recentemente, il cane procione (*Nyctereutes procyonoides*, Gray 1834), il procione (*Procyon lotor*, Linnaeus, 1758) e lo sciacallo dorato (*Canis aureus*, Linnaeus, 1758) stanno assumendo maggiore importanza nell'ecologia di questa malattia, laddove il virus è ancora presente (Holmala & Kauhala, 2006; Müller & Freuling, 2020). Ad oggi, la circolazione di RABV è stata controllata nell'Europa Occidentale, mentre è presente o riemergente alcune aree dell'Europa Orientale e dei Balcani (Lojkic et al., 2021). L'Italia è indenne da Rabbia dal 2013, a seguito di un'epidemia innescata dalla migrazione della volpe rossa, probabilmente dai Balcani, progredita dal Friuli-Venezia Giulia fino al Veneto e al Trentino Alto-Adige e durata 4 anni, dal 2008 al 2011 (De Benedictis et al., 2013; Fusaro et al. 2013; Marabelli, 2013; Mulatti et al., 2008). L'esperienza italiana deve essere un monito per una sorveglianza costante e duratura nelle aree di confine.

Oltre a RABV, il genere *Lyssavirus* conta altre 16 specie virali, di cui almeno 8 hanno causato la rabbia nell'uomo o in animali domestici (Fooks et al., 2021). Fatta eccezione per i virus Mokola e Ikoma, il cui serbatoio rimane sconosciuto, tutti gli altri lyssavirus sono associati ai chiroterri, come indicato in Tab. 3.1 (Walker et al., 2022). Ogni specie virale sembra avere una propria nicchia ecologica specifica, infettando per lo più una specie di chirotero o poche specie correlate dal punto di vista genetico, come nel caso di EBLV-1, che viene riportato quasi esclusivamente nel serotino comune (*Eptesicus serotinus*, Schreber, 1774) ma che, in Spagna, è associato al serotino meridionale (*Eptesicus isabellinus*, Temminck, 1840). Tuttavia, alcune specie virali, come ad esempio Lagos bat virus, sembrano avere uno spettro d'ospite più ampio, andando a sottolineare come siamo ancora ben lontani dal chiarire l'ecologia di questi virus (Walker et al., 2022). In generale, l'aumento della sorveglianza virologica nei chiroterri alimentato dalla "febbre" per il *Pathogen discovery* ha contribuito ad aumentare esponenzialmente il numero di lyssavirus segnalati negli ultimi decenni, con la descrizione di nuove specie virali o di anticorpi neutralizzanti nella maggior parte delle specie di chirotero sottoposte a sorveglianza con una numerosità significativa. Queste evidenze hanno portato a considerare, in via del tutto precauzionale, tutti i chiroterri come potenziali portatori, da cui deriva la necessità di adottare precauzioni durante la manipolazione, reagire correttamente ad eventuali esposizioni e sottoporre a sorveglianza gli animali deceduti o trovati morti indipendentemente dalla specie (Commissione Europea, 2018; OIE, 2019b).

Tab. 3.2 Indicazioni sulle specie di *Lyssavirus* associate ai chiroterri. I virus sono colorati a seconda del filogruppo di appartenenza (classificazione genetica). La copertura vaccinale è considerata buona per tutti i virus del filogruppo 1 (bianco), mentre non è assicurata per i virus dei filogruppi 2 (giallo) e 3 (azzurro).

| Virus | acronimo | Casi umani e/o mammiferi terrestri | Area geografica | Pipistrello/i in cui è stato identificato | Specie animale presente in Italia | note |
|---------------------------|----------|------------------------------------|-----------------|--|-----------------------------------|----------------------------|
| Aravan lyssavirus | ARAV | | Asia | <i>Myotis blythii</i> | Si | |
| Australian bat lyssavirus | ABLV | Si | Australia | <i>Pteropus Alecto</i> ; <i>P. conspicillatus</i> ; <i>Saccoalaimus flaviventris</i> | | |
| Bokeloh bat lyssavirus | BBLV | | Europa | <i>Myotis nattereri</i> | Si | |
| Duvenhage lyssavirus | DUVV | Si | Africa | <i>Nycteris thebaica</i> ; <i>Miniopterus sp.</i> | | |
| European bat 1 lyssavirus | EBLV-1 | Si | Europa | <i>Eptesicus serotinus</i> ; <i>E. isabellinus</i> | Si | ITA: evidenze sierologiche |
| European bat 2 lyssavirus | EBLV-2 | Si | Europa | <i>Myotis daubentonii</i> ; <i>M. dasycneme</i> | Si | |

| | | | | | |
|--------------------------|-------|----|----------|--|--|
| Gannoruwa bat lyssavirus | GBLV | | Asia | <i>Pteropus medius</i> | |
| Irkut lyssavirus | IRKV | Si | Asia | <i>Murina leucogaster</i> | |
| Kotolahti bat lyssavirus | KBLV | | Europa | <i>Myotis brandtii;</i> <i>M. capaccini</i> | Si |
| Khujand lyssavirus | KHUV | | Asia | <i>Myotis mystacinus</i> | Si |
| Rabies lyssavirus | RABV | Si | Americhe | <i>Eptesicus fuscus; Tadarida brasiliensis;</i> <i>Lasionycteris noctivagans;</i> <i>Perimyotis subflavus;</i> <i>Desmodus rotundus</i> | |
| Lagos bat lyssavirus | LBV | Si | Africa | <i>Eidolon helvum;</i> <i>Rosettus aegyptiacus;</i> <i>Micropterurus pusillus;</i> <i>Epomophorus giambianus;</i> <i>E. wahlbergi;</i> <i>Epomops buettikoferi;</i> <i>Nycterus gambiensis</i> | |
| Taiwan bat lyssavirus | TBLV | | Asia | <i>Pipistrellus abramus</i> | |
| Shimoni bat virus | SHIBV | | Africa | <i>Hipposideros commersoni</i> | |
| Lleida bat lyssavirus | LLEBV | | Europa | <i>Miniopterus schreibersii</i> | Si |
| Matlo bat virus | MBV | | Africa | <i>Miniopterus natalensis</i> | |
| West caucasian bat virus | WCBV | Si | Europa | <i>Miniopterus schreibersii</i> | Si |
| | | | | | ITA: evidenze sierologiche e un caso in un gatto |

La maggior parte delle informazioni divulgate sui lyssavirus fanno riferimento a quanto conosciuto per il virus prototipo, ovvero RABV. Come anticipato, siamo invece ancora lontani da una conoscenza effettiva dei virus di chirotero o, per lo meno, del comportamento dei lyssavirus in generale in questi animali. Per esempio, se da una parte si ritiene che RABV causi un'infezione letale in tutti i mammiferi, i chiroterri sembrano essere in grado di sopravvivere all'infezione. Questo dato è supportato da evidenze sperimentali e dal ritrovamento frequente di animali sieropositivi in natura, o di animali infetti in assenza di sintomatologia clinica (Freuling *et al.* 2009; Leopardi *et al.* 2018 b; Robardet *et al.*, 2017). Tuttavia, altrettanta letteratura e il rinvenimento di infezione in soggetti deceduti e sintomatici, supporta la patogenicità di questi virus anche per i chiroterri (Schatz *et al.*, 2013; Wise *et al.* 2017). Questi dubbi sono alla base dei piani di sorveglianza e delle procedure di sicurezza che, come non discriminano tra le diverse specie di pipistrello, dovrebbero essere attuate indipendentemente dalla presenza di sintomatologia, nonché dal sesso e dall'età del pipistrello (Cliquet *et al.*, 2010; Fooks *et al.*, 2021). In questo senso, è indicativo riportare il caso australiano in cui 11 piccoli di volpe volante dagli occhiali (*Pteropus conspicillatus*, Gould, 1850) di età compresa tra le 4 e le 7 settimane hanno sviluppato sintomatologia rabida durante il recupero in centri di riabilitazione, a causa dell'infezione con Australian bat lyssavirus. Questo evento è utile a sottolineare come anche i piccoli siano da trattarsi con le opportune precauzioni. Maggiori informazioni sono disponibili nel capitolo "prevenzione e protezione".

In Italia non è ancora stato trovato nessun chirotero infetto da alcun Lyssavirus. Tuttavia, la sorveglianza effettuata sul territorio nazionale è ancora scarsa, a macchia di leopardo, e focalizzata su poche specie (Leopardi *et al.* 2018 b). In particolare, ad oggi vengono analizzati pochissimi individui delle specie che più di frequente risultano infette in Europa, con particolare riferimento a *Eptesicus serotinus* e *Myotis daubentonii* (Kuhl, 1817), considerati serbatoio rispettivamente per European bat lyssavirus-1 (EBLV-1) e European bat lyssavirus 2 (EBLV-2) e alle altre specie indicate in tabella 1. È dunque probabile che l'assenza di casi positivi sia da correlarsi ad una sorveglianza poco efficace piuttosto che all'assenza dei virus sul territorio. Maggiori informazioni sono riportate in seguito (§ 3.1.4).

Due evidenze in particolare supportano la circolazione dei lyssavirus sul territorio nazionale. La prima evidenza è data dal caso di rabbia segnalato nel 2020 nella città di Arezzo in un gatto domestico (Leopardi *et al.*, 2021). Il caso era associato all'infezione da West caucasian bat lyssavirus (WCBV), una specie precedentemente identificata nel 2002 in un miniottero (*Miniopterus schreibersii* Kuhl, 1817) analizzato in Russia. Il virus non era mai più stato trovato nell'areale di distribuzione della specie, indipendentemente dal sistema di sorveglianza

presente nei vari paesi. Oggi, è evidente come l'assenza di casi positivi fosse correlata alla mancata analisi di miniotteri piuttosto che all'assenza del virus in Europa. Infatti, le indagini attuate dal Centro di Referenza per la Rabbia dell'Istituto Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie (<https://www.izsvenezie.it/istituto/centri-di-referenza/rabbia/>) hanno identificato una colonia di miniotteri nei pressi dell'abitazione del gatto infetto, confermando la circolazione del virus tramite indagini sierologiche (Leopardi et al., 2021). Indagini successive effettuate in collaborazione con diversi laboratori europei mostrano una diffusione molto ampia sia di WCBV che di un secondo virus associato al miniottero, Lleida bat virus (LLEBV), che sono stati rinvenuti, sempre tramite sierologia, in tutte le colonie analizzate ad oggi con una numerosità adeguata (Leopardi et al. 2025).

Proprio la presenza di chiroteri sieropositivi rappresenta il secondo dato a supporto della circolazione dei lyssavirus in Italia (Leopardi et al. 2018 b). La presenza di anticorpi neutralizzanti è infatti sempre indicativa di un'esposizione passata a lyssavirus, anche se non deve essere utilizzata come prova di infezione in corso (Gilbert et al., 2013). Ad oggi, le indagini di sorveglianza attiva portate avanti da IZSVE a partire dal 2008 supportano la circolazione di lyssavirus nelle specie *Eptesicus serotinus*, *Miniopterus schreibersii*, *Myotis myotis* (Borkhausen, 1797), *Myotis blythii* (Tomes, 1857) e *Tadarida teniotis* (Rafinesque, 1814) (Kim et al., 2023; Leopardi et al. 2018 b; Leopardi et al., 2021). Le prove sierologiche in uso nei chiroteri sono in grado di caratterizzare con certezza la specie virale circolante solamente in alcuni casi. Ad esempio, i virus LLEBV e WCBV sono molto diversi dagli altri membri del genere e, ad oggi, non sono noti cross-reagire né tra di loro né con altre specie virali (Banyard et al., 2018; Horton et al., 2010). La presenza di anticorpi anti-WCBV nella popolazione di Arezzo, quindi, è considerata indicativa della circolazione di WCBV indipendentemente dalla conferma virologica. Per quanto riguarda invece i virus più simili a RABV, classificati come appartenenti al filogruppo 1, sono note diverse cross-reattività che complicano l'interpretazione dei dati sierologici (Fooks et al., 2021; Horton et al., 2010; Leopardi et al. 2018 b). Se da una parte la presenza di anticorpi anti-EBLV-1 è da considerarsi indicativa della presenza di questo virus in Italia associata al suo serbatoio, il serotino comune, d'altra parte la sierologia positiva per questo stesso virus messa in luce nei grandi myotis e nel molosso di cestoni potrebbe significare anche la circolazione di virus diversi che non sono ancora stati caratterizzati (Kim et al., 2023). Questa ipotesi supporta ulteriormente la necessità di trattare tutte le specie di chiroteri come potenziali portatori di lyssavirus. Da un punto di vista di sanità pubblica, la circolazione di lyssavirus nei chiroteri è associata allo stesso rischio indipendentemente dalla specie virale, fatta eccezione per WCBV e LLEBV. Come anticipato, questi virus sono molto diversi dagli altri e, in particolare, da Rabbia, riducendo quindi l'efficacia delle molecole usate per la profilassi, inclusi i vaccini e gli anticorpi monoclonali (Banyard et al., 2018; Hanlon et al., 2005). Ne deriva che la manipolazione dei miniotteri necessita di precauzioni ancor più stringenti rispetto alle altre specie di chiroteri, come indicato nel § 3.1.3.

3.1.3 Prevenzione e protezione

Tab. 3.3 Utilizzo dei principali DPI nei CRAS.

| DPI | Tipologia | Protegge da | Quando utilizzarlo | Come utilizzarlo |
|------------|--|---|---|--|
| Guanti | Nitrile | Esposizione a materiale organico | Sempre | Consapevolezza nel fatto che il guanto è potenzialmente contaminato |
| | Anti-taglio | Morso | Sempre (dalla dentizione, specie piccole) | Disinfettare correttamente o coprire con guanto in nitrile |
| | In pelle di spessore variabile | Morso | Sempre (dalla dentizione, specie medio-grandi) | Disinfettare correttamente o coprire con guanto in nitrile |
| Mascherina | chirurgica | Esposizione di mucose orali e nasali a materiale organico | Sempre consigliata | Cambiare frequentemente; Corretta procedura per metterla e toglierla |
| | FFP2 senza valvola per proteggere anche gli individui maneggiati | Aerosol | Sintomatologia respiratoria del riabilitatore; pulizia delle gabbie | Controllare la certificazione; Cambiare frequentemente; |

| | | | Corretta procedura per metterla e toglierla |
|--|--------------------|---|---|
| FFP3 senza valvola per proteggere anche gli individui maneggiati | Aerosol chirurgica | Consigliata in alternativa alla FFP2 poiché offre maggiore protezione; da utilizzarsi SEMPRE in caso di mortalità anomala che coinvolge più soggetti Esposizione di mucose orali e nasali a materiale organico | Controllare la certificazione; Cambiare frequentemente; Corretta procedura per metterla e toglierla Cambiare frequentemente; Corretta procedura per metterla e toglierla |
| Occhiali anti schizzo | | Esposizione di mucose oculari a materiale organico | Altamente consigliati durante la pulizia delle gabbie; da utilizzarsi SEMPRE in caso di mortalità anomala che coinvolge più soggetti |
| Vestuario a maniche lunghe | | Graffi, contaminazione con materiali organici | Sempre consigliata |
| Tute monouso | | Graffi, contaminazione con materiali organici | Consigliate in casi particolari (es attività di campo in corso di mortalità anomala) |

Il paragrafo vuole dare indicazioni pratiche sulle procedure utili a minimizzare il rischio di trasmissione di malattie infettive tra i pipistrelli in fase di riabilitazione e le persone che se ne prendono cura. È fondamentale sottolineare come il rischio non sia a senso unico, ma possa riguardare anche il passaggio di microorganismi dalle persone all'animale, siano essi microorganismi tipici della nostra specie o veicolati passivamente da un animale all'altro tramite la manipolazione di più animali nella stessa giornata. Sebbene si senta spesso parlare del sistema immunitario "speciale" dei chiroterri, questi non sono infatti immuni dall'azione dei microrganismi (Mühldorfer 2013; Mühldorfer et al., 2011a; Mühldorfer et al., 2011b; O'Shea et al., 2016). L'esempio più lampante è dato sicuramente dagli effetti devastanti della White Nose Syndrome (WNS), malattia causata dal fungo *Pseudogymnoascus destructans* che sta portando vicino all'estinzione locale diverse specie di pipistrelli del Nord America (Frick et al., 2010). Il fungo, che colpisce gli animali durante il letargo causandone squilibri emodinamici, lesioni cutanee profonde, risvegli e morte per emaciazione, sembra essere stato introdotto dall'uomo tramite azioni sportive/ricreative/di ricerca in ambienti ipogeici. Il fungo è ampiamente diffuso in Europa in alcune specie di *Myotis* e recentemente è stato segnalato anche in Italia, anche se, fortunatamente, non è associato alla mortalità che vediamo nelle Americhe (Garzoli et al., 2021; Puechmaille et al., 2011). Questa evidenza, così come i dati genetici, suggeriscono l'origine del fungo proprio nel Palearctico (Leopardi et al., 2015). Sebbene eventi come la mortalità da *White Nose Syndrome* sembrino lontani dalla pratica quotidiana di un centro di recupero, questo esempio è un monito fondamentale e un invito ad applicare sempre quella che viene chiamata *igiene di campo*. Infatti, non è per nulla da escludersi che nel centro circolino microorganismi in grado di causare malattia, anche facilitati dalle condizioni di salute degli animali ricoverati, che possono essere accidentalmente trasportati dagli operatori durante le operazioni di routine. Tra questi sono degni di nota agenti batterici quali la *Pasteurella*, solitamente associata al morso di gatto, ritenuta patogena nei pipistrelli a vita libera e listata tra le cause più frequenti di mortalità secondaria nei centri di recupero (Blehert et al., 2014; Mühldorfer et al., 2011a). Non da ultimo, è possibile che i chiroterri siano sensibili a patogeni umani, quali ad esempio SARS-CoV-2, ribaltando quelle che sono le credenze comuni in merito a chi sia pericoloso per chi (Nuñez et al., 2020).

Prevenzione

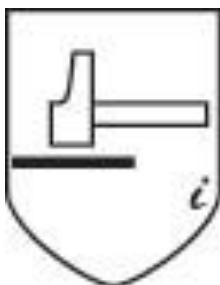
La prevenzione è l'insieme delle misure previste per evitare che si verifichi un evento dannoso. Come visto in precedenza, i chiroterri possono veicolare diversi microrganismi, alcuni dei quali hanno il potenziale, spesso inesplorato, di infettare l'uomo. Allo stesso modo, alcuni microrganismi umani o contaminanti (provenienti da altri animali) possono essere in grado di causare malattia nei chiroterri ricoverati, soprattutto se in scarse condizioni cliniche.

Tra i patogeni di interesse per la sanità umana, i membri del genere *Lyssavirus* sono altamente letali. Fortunatamente, esiste un protocollo vaccinale in grado di minimizzare il rischio di trasmissione in caso di morsicatura. In questo senso, tutto il personale che entra a contatto con i chiroterri deve essere vaccinato e deve sottoporsi annualmente al rilievo della copertura anticorpale tramite test sierologico. Tuttavia, è bene considerare come la copertura vaccinale per i *Lyssavirus* non rabbia sia variabile a seconda della distanza antigenica dal virus RABV. In questo senso, è opportuno mantenere sempre alto il livello di protezione meccanico dato dall'utilizzo dei Dispositivi di Protezione Individuale (DPI), con particolare riferimento ai guanti. Allo stato attuale, non esistono altre profilassi utili a proteggere il personale a stretto contatto con i chiroterri.

I Dispositivi di Protezione Individuale (DPI) sono fondamentali per ridurre le probabilità di trasmissione dei microrganismi zoonotici e garantire l'igiene di campo. Per valutare le disposizioni minime per la sicurezza di animali e operatori durante la riabilitazione è utile ragionare sulle potenziali vie di trasmissione:

- Morsicatura: via d'elezione per la trasmissione dai pipistrelli all'uomo dei lyssavirus, ma potenzialmente sfruttata anche da altri microrganismi veicolati tramite la saliva. Un corretto uso dei guanti può impedire la penetrazione della cute in caso di morsicatura.
- Feci/urine/saliva: via di trasmissione dal pipistrello all'uomo per molti microrganismi, sia tramite ingestione che tramite aerosolizzazione e inalazione. Questi materiali organici rappresentano anche una possibile via di contaminazione per la diffusione iatrogena (mediata dall'uomo) di patogeni da un animale all'altro, anche di specie diverse. I guanti monouso sono un dpi appropriato ma vanno utilizzati in modo corretto. In particolare, è fondamentale considerare sempre i guanti come potenzialmente contaminati e prestare attenzione a non portarli agli occhi e alla bocca. Inoltre, al fine di garantire l'igiene di campo, quando vengono manipolati più animali i guanti vanno cambiati o sterilizzati tra uno e l'altro. Oltre ai guanti, l'utilizzo di occhiali e mascherine (in questo senso anche la mascherina chirurgica) è utile a limitare l'esposizione a microorganismi presenti in secreti ed escreti, poiché proteggono le mucose oculari, orali e nasali.
- Aerosol: la trasmissione aerogena è possibile per i microrganismi respiratori, come ad esempio alcuni coronavirus. Può avvenire dai pipistrelli all'uomo (in caso di contatto ravvicinato o permanenza in ambienti chiusi) ed è la via d'elezione per la trasmissione di patogeni umani ai chiroterri, solitamente durante le operazioni di soffiatura sugli animali (cfr. § 3.3), utilizzate in alcuni casi per allontanare il pelo e mettere in evidenza i capezzoli o eventuali lesioni. La trasmissione aerogena è controllata dall'uso di mascherine, con capacità crescente tra FFP2 e FFP3.

Fig. 3.1 Pittogramma per guanti che rispettano la norma EN388



Di seguito vengono illustrati i principali DPI utili nei centri di recupero:

- **I guanti** devono essere utilizzati durante tutte le procedure indipendentemente dalla specie e dall'età dei soggetti. Nei neonati privi di dentatura può essere sufficiente utilizzare un doppio guanto in nitrile. Alla comparsa dei denti, devono essere utilizzati anche guanti in grado di limitare le conseguenze di eventuali morsi, il cui spessore deve essere proporzionale alla dentatura delle specie manipolate. I guanti vanno sempre consigliati anche al privato che richiede aiuto per le procedure di soccorso, invitandolo a usare i guanti più spessi disponibili in casa, a limitare il più possibile la manipolazione e posizionare l'animale in un ambiente sicuro, come una scatola di cartone a prova di fuga. Per gli operatori, i guanti devono rispondere alla norma EN388 (Guanti di protezione contro i rischi meccanici, associati al pittogramma riportato in figura 1). I modelli consigliati come minima protezione sono quelli antitaglio, mentre per le specie più grandi (come i grandi *Myotis*, le nottole e i molossi), è opportuno utilizzare dei guanti in pelle di spessore proporzionale ai denti, per ridurre ulteriormente le possibilità

di penetrazione. In ogni caso, al di sopra dei guanti "da manipolazione" è opportuno utilizzare anche un paio di guanti in Nitrile monouso, al fine di mantenere un livello igienico superiore ed evitare la trasmissione passiva di microorganismi da un animale all'altro. I guanti devono essere regolarmente lavati e disinfettati.

- L'utilizzo di **mascherine** FFP2 senza valvola certificata EN149-2001 è efficace a ridurre le probabilità di trasmissione aerogena in entrambe le direzioni. È fondamentale indossarla in caso di sintomatologia respiratoria da parte degli operatori e dovrebbe essere utilizzata nei casi più a rischio per l'aerosolizzazione (ad esempio durante la pulizia delle gabbie). L'utilizzo di mascherine chirurgiche è sempre consigliato in quanto limita l'esposizione delle mucose a liquidi organici quali saliva, feci e urine.
- L'utilizzo di **occhiali anti-schizzo** certificati UNI EN 166 è consigliato nei casi più a rischio, quali la pulizia delle gabbie, per la protezione delle mucose oculari.
- L'utilizzo di **vestiario a maniche lunghe** è utile a proteggere da possibili graffi e dovrebbe sempre essere considerato.
- Individui raccolti nell'ambito di mortalità o sintomatologia diffusa o provenienti da importazioni estere dovrebbero essere manipolati con maggiore cautela poiché associati ad un sospetto di malattia infettiva. In questi casi particolari può essere opportuno preferire le mascherine FFP3 e utilizzare dpi aggiuntivi per aumentare la sicurezza per l'operatore, quali occhiali anti-schizzo certificati EN166 e **tute monouso** (ad esempio Tyvek, EN 13034:2005 + A1:2009).

Al fine di garantire la protezione degli operatori e degli animali i dpi devono essere indossati e tolti correttamente, secondo quanto indicato dalle istituzioni sanitarie <https://www.epicentro.iss.it/dispositivi-di-protezione-individuale/vestizione-svestizione>. In particolare, durante la rimozione dei dpi è necessario considerarli potenzialmente contaminati e pertanto evitare qualsiasi contatto con il viso, le mucose o la cute.

Protezione

Le misure di protezione sono l'insieme delle misure previste e finalizzate a limitare le conseguenze di un evento dannoso, dal momento che si verifica.

Garantire la protezione degli operatori che lavorano nella riabilitazione dei chiroterri passa quindi attraverso l'identificazione corretta dei così detti eventi dannosi che, in questo caso, riguardano la possibile esposizione a microrganismi patogeni. Di seguito è riportata una lista, da considerarsi non esaustiva, di eventi. Per ogni dubbio, è comunque opportuno recarsi dal medico curante o, ove applicabile, in pronto soccorso.

- Morsicatura, indipendentemente dall'entità della lesione
- Graffio
- Leccatura in caso di cute non integra
- Contatto delle mucose (bocca/occhi/naso) con materiale biologico (feci/urine/salive/sangue), anche tramite contaminazione indiretta (ho toccato le urine con le mani o con i guanti e poi ho il dubbio di essermi portato le mani alla bocca)
- Permanenza in ambienti chiusi con animali successivamente risultati positivi a patogeni respiratori zoonotici. Tuttavia, si precisa come ad oggi non siano segnalati rischi di infezione per via respiratoria associati a microorganismi presenti nelle specie autoctone di Chiroterri.

In caso di morsicatura, graffio o leccatura il personale è potenzialmente esposto ad un *Lyssavirus*, indipendentemente dalla specie e dall'età dell'animale morsicatore e dalla presenza di segni clinici indicativi di Rabbia. Secondo le linee guida fornite dall'Organizzazione Mondiale per la Sanità, è necessario lavare subito la ferita in acqua corrente per 5-15 minuti e disinfecciarla con etanolo o tintura di iodio senza strofinare. Questa procedura è utile a ridurre la carica virale e pertanto la probabilità di infezione. Successivamente, la persona morsa deve recarsi in pronto soccorso indipendentemente dallo stato vaccinale, dove il medico valuterà la necessità di effettuare una profilassi post-esposizione¹⁵. Ulteriori informazioni sono riportate nel documento *Lyssavirus rabbia-correlati: Linee guida per il personale a contatto frequente con i chiroterri*, redatto dal centro di referenza nazionale per la rabbia e disponibile online presso il sito di IZSVe¹⁶.

15 https://www.who.int/docs/default-source/searo/india/health-topic-pdf/pep-prophylaxis-guideline-15-12-2014.pdf?sfvrsn=8619bec3_2

16 <https://www.izsvenezie.it/documenti/comunicazione/materiale-editoriale/2-manuali/lg-rabbia-chiroterri.pdf>

In caso di esposizione tramite contaminazione delle mucose o in caso di chirotteri positivi a virus respiratori zoonotici è opportuno recarsi al pronto soccorso e consultare un medico. In ogni caso, è bene prestare attenzione alla comparsa di sintomi nelle settimane successive il possibile contatto.

Non è necessario nessun intervento sugli animali interessati. Si ricorda che la soppressione di chirotteri a scopi diagnostici è vietata dalla normativa comunitaria (Direttiva 92/43/CEE "Habitat").

3.1.4 Come contribuire alla sorveglianza

I CR hanno un ruolo centrale nel rapporto tra umani e fauna selvatica. Ad esempio, la sorveglianza sanitaria degli animali ricoverati può contribuire ad aumentare le nostre conoscenze sulla diffusione di patogeni zoonotici, nell'ottica della così detta salute comune, o One Health.

In Italia, risulta di particolare importanza definire con più chiarezza e caratterizzare la presenza di *Lyssavirus* nei chirotteri. Come illustrato in precedenza, le informazioni epidemiologiche ed ecopatologiche relative a questi patogeni sul nostro territorio sono ancora scarse. I CR possono contribuire a migliorare le conoscenze disponibili notificando la presenza di casi sospetti e conferendo le carcasse di animali deceduti o sottoposti ad eutanasia ai fini della diagnosi virologica -sorveglianza passiva-. A questo scopo, è fondamentale instaurare rapporti di collaborazione con i Servizi Veterinari Locali e con l'Istituto Zooprofilattico Sperimentale referente per il territorio. Ai fini della sorveglianza sindromica, è da considerarsi "caso sospetto" di infezione da *Lyssavirus* qualunque soggetto (indipendentemente da specie, sesso o età) che presenti alterazioni del comportamento (a questo proposito, sottolineare che la riduzione della distanza di fuga non è da considerarsi un comportamento anomalo in caso di animali lattanti e di soggetti feriti con impossibilità a muoversi) e/o identificazione di uno tra i seguenti sintomi clinici: ipersalivazione, paralisi, letargia, aggressività insolita, alterazione della fonesi. I casi sospetti andrebbero immediatamente notificati ai Servizi Veterinari e al Centro di Referenza per la rabbia. Per quanto riguarda invece la sorveglianza passiva, si sottolinea come la diagnosi di infezione da *Lyssavirus* possa essere effettuata solamente tramite ricerca del virus nel sistema nervoso centrale e, dunque, da soggetti deceduti. La collaborazione dei CR è pertanto fondamentale per incrementare il numero di soggetti analizzati. Sul sito di IZSVe sono disponibili tutte le informazioni per contribuire alla sorveglianza passiva, tramite invio di tutti i soggetti trovati morti, deceduti durante il recupero o sottoposti ad eutanasia¹⁷. Allo stato attuale, i campioni devono essere recapitati, previa opportuna notifica ai servizi veterinari locali, presso una sede (anche territoriale) afferente alla rete degli Istituti Zooprofilattici Sperimentali che si occuperanno delle analisi o dell'invio alla sede centrale o al centro di referenza nazionale per la rabbia.

¹⁷ <https://www.izsvenezie.it/documenti/comunicazione/materiale-editoriale/2-manuali/lg-rabbia-chirotteri.pdf>

3.2 Valutazioni per la raccolta di un pipistrello: indicazioni generali

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti

Le cause del ritrovamento a terra di un pipistrello possono essere molteplici e, in alcuni casi, non è facile effettuare una valutazione usando parametri oggettivi, soprattutto se il ritrovamento è fatto da persone non esperte che spesso vedono un pipistrello da vicino per la prima volta; nella maggioranza dei casi, infatti, chi trova un pipistrello adulto crede sia un individuo cucciolo. (Berti *oss. pers.*; Tomassini *oss. pers.*).

Per questo è essenziale coinvolgere anche chiroterologi esperti nel recupero, che possano guidare l'osservazione verso elementi per una seria valutazione.

Quando si trova un pipistrello a terra o in una posizione esposta, significa che l'individuo è in difficoltà e spesso in stato di shock.

Si sottolinea che un pipistrello adulto appeso al muro o al soffitto (ad esempio, di un portico) durante la notte può essere semplicemente in riposo per la digestione; quindi, se avvicinato, vola via spontaneamente e non va preso; comunque occorre verificare al mattino seguente se l'animale fosse ancora presente (Dondini & Vergari, *oss. pers.*). In caso affermativo allora si procede come da indicazioni.

Fig. 3.2 Ricostruzione delle fasi di raccolta di un pipistrello ritrovato in difficoltà (foto A. Tomassini)



È opportuno intervenire per soccorrere il pipistrello se:

1. il pipistrello è a terra o su una parete, ben visibile
2. tende ad essere poco reattivo, non vola via se ci si avvicina
3. è in piena luce oppure si trova a terra dietro un vaso, o in un angolo
4. è in un'abitazione e non vola

Al momento della raccolta è importante utilizzare gli accorgimenti opportuni per non stressare ulteriormente il soggetto da recuperare:

L'animale va raccolto delicatamente con un paio di guanti adeguati (in pelle o in gomma spessa) o con un panno, e messo in una scatola di cartone pulita (ad es. quelle da scarpe, meglio se di grandi dimensioni) che non abbia forti odori all'interno (Fig. 3.2) e a prova di fuga; i pipistrelli, infatti, spesso possono fuggire da piccoli fori che allargano strappando il cartone con i denti (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini, oss. pers.).

La scatola deve essere rivestita sul fondo con carta assorbente, va inserito un panno morbido ripiegato che possa fungere da rifugio e sul coperchio della scatola possono essere fatti, ma non sono necessari, fori con il diametro di uno stuzzicadenti per l'areazione. È necessario contattare il prima possibile un esperto per valutare di volta in volta quali tra gli interventi più comuni attuare, incluso il posizionamento di una fonte di calore, che potrebbe accelerare il metabolismo con una velocizzazione nel decesso e quindi non è sempre raccomandabile (Tomassini oss. pers.).

Se il pipistrello ha bevuto e non è disidratato ed è possibile somministrare alimenti, allora occorre posizionare una fonte di calore, come ad esempio le boule elettriche, o una bottiglietta riempita con acqua calda che non deve trovarsi a diretto contatto con il pipistrello, e quindi può essere posizionata sotto parte della scatola, su una parete esterna della stessa, o può essere avvolta in un panno di cotone (Fig. 3.3).

Fig. 3.3 Scatola allestita con bottiglia di acqua calda rivestita con un tessuto, sopra alla quale sono posizionati due neonati di *Pipistrellus kuhlii* (foto A. Tomassini).



Durante l'eventuale trasporto è necessario rimuovere il contenitore per l'abbeveraggio e assicurarsi che la fonte di calore sia fissa e non si possa muovere rischiando di schiacciare il pipistrello. La scatola va mantenuta ben chiusa con il coperchio onde evitare il rischio di fughe; gli autori tengono a sottolineare **la facilità con cui i pipistrelli possono scappare** anche attraverso piccole fessure e si raccomanda di adottare gli accorgimenti descritti per evitare che questo accada.

Nei casi in cui l'individuo raccolto non sembra mostrare nessuna patologia/ferita evidente, è sempre buona norma tenerlo comunque in osservazione alcuni giorni poiché possono esserci casi nei quali i sintomi riconducibili ad un malessere, compaiono solo successivamente. (Berti oss. pers.; Dondini & Vergari oss. pers.; Tomassini, oss. pers.).

Da esperienza degli autori poche sono le situazioni nelle quali l'individuo può essere liberato la sera stessa, solitamente questo può avvenire solo quando si sono verificati casi di disturbo in un roost. A titolo di esempio, se lavorando su un tetto si rimuovono tegole, durante la pulizia di una canna fumaria, o chiudendo persiane che sono sempre state aperte si rinviene uno o più pipistrelli, questi possono essere rilasciati la sera stessa, se non

sono stati feriti durante l'evento. Occorre tuttavia essere sicuri che il pipistrello sia adulto e non abbia riportato ferite; inoltre, deve essere stabulato in sicurezza fino a sera e deve essere fornita acqua. Per la liberazione si può procedere come consigliato nella liberazione degli adulti riportati nel luogo del ritrovamento (vedi § 9.2). Va comunque sottolineato che **i pipistrelli non devono mai essere rilasciati durante la fase diurna della giornata.**

In ogni caso si raccomanda di contattare un chiroterologo esperto che possa valutare al meglio la situazione, fornendo anche delle foto del pipistrello ritrovato.

Prima di procedere con la liberazione, che può essere effettuata solo in assenza di condizioni meteorologiche avverse come vento e/o temporali, è comunque importante fare una prova di volo in ambiente chiuso e controllato.

Nel caso in cui l'individuo trovato fosse un neonato (ricordiamo che l'epoca dei partì è solo nel periodo da maggio a luglio), sono necessarie valutazioni preliminari prima di tentare la riunione con la madre. Ricordiamo che questa può essere fatta utilizzando esclusivamente le tecniche descritte al BOX 4.1.

Il tentativo di rimettere un neonato direttamente nel *roost*, può essere un valido metodo per il ricongiungimento materno ma va valutato con grande attenzione insieme ad un chiroterologo esperto o un recuperatore esperto che può prendere in considerazione tutti gli aspetti del singolo caso: condizioni generali del piccolo, posizione e accessibilità del *roost*, possibilità di disturbo, presenza effettiva di altri individui, ecc. (Berti oss. pers.; Ferrari oss. pers.; Tomassini oss. pers.).

Indicazioni alimentari per i soccorritori

Chi ritrova un pipistrello spesso è ansioso all'idea di doverlo nutrire, ma anche in questi casi è fondamentale valutare bene la situazione. È importante evitare che vengano somministrati alimenti non idonei, che potrebbero danneggiare l'animale.

Di seguito riportiamo un elenco di sostanze che i cittadini, in buona fede, hanno somministrato ai pipistrelli e che invece **non devono essere date in alcun caso:**

- Acqua zuccherata
- Frutta (pera, pesca, mela, banana, susina, ecc.), anche come omogeneizzato
- Succhi di frutta
- Integratori di sali minerali (es. Gatorade e simili)
- Bevande energizzanti (es. Red Bull e simili)
- Latte (anche se senza lattosio, pastorizzato, per gattini, per cani, latte umano, yogurt)
- Miele
- Insetti comuni (formiche, mosche, zanzare, ecc.)
- Artropodi (ragni, porcellini di Sant'Antonio, ecc.)
- Invertebrati vari (lombrichi, larve non identificate)
- Marmellate
- pane, cracker, pizza

Cosa si può somministrare (adulti e poppanti):

- Acqua naturale (sempre, eccetto nei casi di ritrovamento in piscina o in acqua stagnante)
- Una punta di pappa reale fresca (si compra in farmacia e deve essere tenuta in frigorifero), meglio se biologica

Per gli adulti

- Pappone specifico per pipistrelli adulti (vedi capitolo dedicato)

Per i lattanti e solo in casi di emergenza, per un massimo di 1-2 giorni, è possibile usare:

- Latte di capra diluito 1:1 con acqua
- Latte fresco di pecora, sempre diluito con acqua

3.3 Manipolazione per personale specializzato

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti

Le specie di Chirotteri presenti in Italia, quando vengono ritrovate in difficoltà, solitamente non sono aggressive e non hanno atteggiamenti di difesa eccessivi (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.) (Fig. 3.4). È tuttavia necessario prestare la massima attenzione durante la manipolazione, perché il comportamento di un pipistrello può variare in relazione alla specie e alle condizioni psico-fisiche dell'individuo (Lollar, 2018).

Per poter prendere un pipistrello da terra o da un contenitore e posizionarlo sulle mani per poterlo visitare in modo più approfondito, è sufficiente fermare delicatamente le ali prendendo l'individuo lateralmente, sollevarlo e posizionarlo sulla mano (Fig. 3.5); in questo modo il pipistrello si troverà sul palmo della mano ed è possibile utilizzare il pollice per tenere ferma la testa. Questo tipo di manipolazione è adatto a tutte le specie italiane, dalle più piccole come i *Pipistrellus* spp, alle più grandi come *Tadarida teniotis* o *Nyctalus* spp. (Fig. 3.6).

Fig. 3.4 Myotis blythii che mostra i denti a causa dello stress della manipolazione (foto M. Scalisi).



Se, malauguratamente, un pipistrello dovesse mordere l'operatore, è bene non effettuare alcuna manovra brusca e sarà sufficiente soffiare nella bocca del pipistrello per indurlo a lasciare la presa (AA.VV. 1995); si raccomanda di non soffiare a bocca ma tramite l'uso di strumenti come le spruzzette o pompette¹⁸.

Generalmente la reazione più comune, quando i pipistrelli si sentono minacciati, è quella di aprire la bocca e mostrare i denti, come se fossero pronti a mordere, senza però giungere a farlo (Fig. 3.4, Fig. 3.7). Si ribadisce quindi che, anche se le specie antropofile più frequentemente gestite nei CR non sono particolarmente mordaci, date le condizioni di stress al momento del recupero (Lollar, 2018), è importante maneggiare gli individui utilizzando idonei dispositivi di protezione individuale DPI come evidenziato in precedenza.

I DPI devono essere adeguati alle dimensioni e alla dentatura degli animali, prestando particolare attenzione a specie di dimensioni medio-grandi, dotate di dentatura robusta, come ad esempio il Serotino (*Eptesicus serotinus*), grandi *Myotis*, *Rhinolophus ferrumequinum*, *Tadarida teniotis* e nottole (*Nyctalus* sp.).

18 Linee guida IUCN https://www.iucnbsg.org/uploads/6/5/0/9/6509077/iucn_ssc_bsg_guidelines_for_field_hygiene_2024_doi.pdf

Fig. 3.5 Manipolazione di individui di dimensioni differenti. In alto un *Pipistrellus kuhlii*, in basso *Tadarida teniotis*. Le fasi di raccolta con le opportune modalità sono: 1 il pipistrello viene bloccato con pollice e medio che tengono chiuse le ali (foto A. Cella).



Fig. 3.6 Manipolazione di individui con dimensioni molto differenti, nella foto in alto individuo di *Pipistrellus pipistrellus*, nella foto in basso *Nyctalus noctula* (Foto A. Tomassini).



Fig. 3.7 *Pipistrellus kuhlii*: da notare l'atteggiamento impaurito con la bocca aperta, tipico dei pipistrelli giovani e adulti, in stato di stress. Per esaminare le condizioni generali, si osservano la dentatura, la pelle del muso, gli occhi e le orecchie; in questo individuo manca parte del padiglione auricolare, probabilmente per un trauma pregresso al ricovero (foto A. Tomassini).



Fig. 3.8 *Hypsugo savii* in atteggiamento di difesa, con le ali a chiusura della testa e il muso ricolto verso il basso (foto S. Gennusa).



Fig. 3.9 *Pipistrellus kuhlii* in atteggiamento di tanatosi: gli arti posteriori sono portati al ventre e l'individuo rimane immobile, come se fosse morto (foto A. Tomassini).



Alcuni individui possono attuare pose di difesa tendenti alla staticità, quindi non aggressive come, a titolo esemplificativo, nascondere il muso sotto le ali (Fig. 3.8) o, in caso di forte stress, attuare la tanatosi (Fig. 3.9), forma in cui il pipistrello rimane completamente immobile, anche se girato sulla schiena, apparentando quindi come morto.

In questi casi per ridurre lo stress dell'animale, è bene riporlo nella scatola e lasciarlo tranquillo per un periodo di tempo che può variare dai 10 ai 30 minuti (Dondini & Vergari, oss. pers.); solo successivamente si può procedere alla valutazione delle sue condizioni e alla visita clinica.

Viste le piccole dimensioni (peso medio circa 5-6 g) dei Chirotteri adulti italiani ricoverati più frequentemente, questi devono essere trattati cautamente per non nuocere in alcun modo all'individuo.

Una delle manipolazioni da evitare è quella di prendere gli individui per la collottola (Fig. 3.10): non è usuale per i pipistrelli una presa del genere, che causa forte stress all'animale. Occorre anche evitare di afferrare l'individuo per la punta delle ali tenendole ambedue aperte, con il corpo in sospensione (Dondini & Vergari oss. pers, Tomassini, oss. pers.) (Fig. 3.11).

Fig. 3.10 Modalità scorrette di manipolazione: la presa per la collottola è solo fonte di stress per l'individuo e rende più difficile la visita. In foto *Myotis capaccinii* (foto F. Gentili).



Fig. 3.11 *Tadarida teniotis* preso contemporaneamente dalle ali, questo tipo di manipolazione crea un forte stress all'animale ed è fortemente sconsigliata (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



4 RICOVERO E GESTIONE DEGLI ANIMALI IN DIFFICOLTÀ

4.1 Cause di ricovero

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti, Marco Scalisi

Anche se i ricoveri di individui in difficoltà avvengono durante tutto l'anno, si concentrano prevalentemente nel periodo estivo, coinvolgendo soprattutto individui neonati e subadulti. Durante questa stagione, infatti, c'è una maggiore attività dei Chiroteri, (dati CRFS Lipu Roma, Tutela Pipistrelli, Dondini e Vergari, Centro Tutela Fauna Monte Adone).

Altri momenti critici per i ritrovamenti sono (Mühldorfer, et al. 2011a e dati derivati dai contatti dell'associazione Tutela Pipistrelli):

- l'inizio dell'inverno: quando in particolare i subadulti hanno difficoltà nell'accumulare sufficienti riserve di lipidi,
- la fine dell'inverno/inizio primavera: quando, a seconda dell'andamento meteorologico, non possono ancora ricominciare ad alimentarsi e le riserve sono terminate. Questi individui arrivano in recupero estremamente debilitati e spesso disidratati. In ambienti antropizzati possono essere catturati dai gatti, che in questi casi rappresentano una causa secondaria rispetto alla debilitazione (Tomassini oss. pers.).

Negli ultimi anni questo quadro temporale non è più così netto ma tende a distribuirsi durante tutto l'anno, probabilmente a causa delle frequenti anomalie meteoriche (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.)

Qui di seguito citiamo le principali cause di ricovero pervenute agli autori.

4.1.1 Adulti

Gli adulti possono essere ricoverati in tutti i periodi dell'anno. Le principali cause di ritrovamento sono: debilitazione, predazione, trauma, caduta da roost.

Debilitazione

È più frequente ritrovare individui adulti debilitati alla fine dell'inverno, in primavera e in tardo autunno (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.)

Per riconoscere se un individuo è debilitato bisogna osservare la parte dorsale, in particolare la profondità dell'incavo tra le scapole, e il "punto vita" appena sopra il bacino (Fig. 4.1) (Barnard et al., 2011). Se non si ha molta esperienza la folta pelliccia può mascherare la reale forma fisica dell'individuo (Fig. 4.2), per cui si consiglia di effettuare la palpazione con le dita sulle scapole e sull'addome, dove i pipistrelli accumulano le riserve lipidiche (Fig. 4.1 individuo a destra).

In buone condizioni dell'individuo si avverte una specie di cuscinetto morbido, in caso contrario il contatto con le scapole è diretto. Il "punto vita" corrisponde alla parte intestinale e, se l'individuo non si è nutrito da tempo, questa zona appare completamente svuotata (Fig. 4.1 individuo a sinistra).

Spesso in animali molto debilitati i parassiti sono molto abbondanti.

Patogeni

In uno studio realizzato in Germania sembrerebbe che 1/3 della mortalità dei pipistrelli sia dovuto ad agenti patogeni come virus, batteri e parassitosi (Mühldorfer, et al. 2011a) (Fig. 4.3). Qui in Italia ancora poco si è indagato anche se alcuni dati sono disponibili (Capuccio et al., 2021; Colombino et al., 2023) (vedi § 5.1): sarebbe auspicabile poter effettuare analisi sugli individui vivi ricoverati in accordo con le autorità sanitarie territoriali.

Fig. 4.1 Le immagini mostrano due giovani di *Pipistrellus kuhlii*: a sinistra un giovane debilitato, mentre a destra un giovane sano, della stessa età, alimentato in cattività. È stato scelto di mostrare due individui giovani con il pelo raso perché permette di visualizzare in modo migliore le forme del corpo degli animali. In dettaglio 1 incavo tra le scapole in 1a è evidente un profondo incavo che è molto meno profondo in 1b, 2 indica il punto vita molto evidente in 2a mentre in 2b il punto vita è largo quanto le spalle (foto a sinistra M. Iacovone, a destra A. Tomassini).

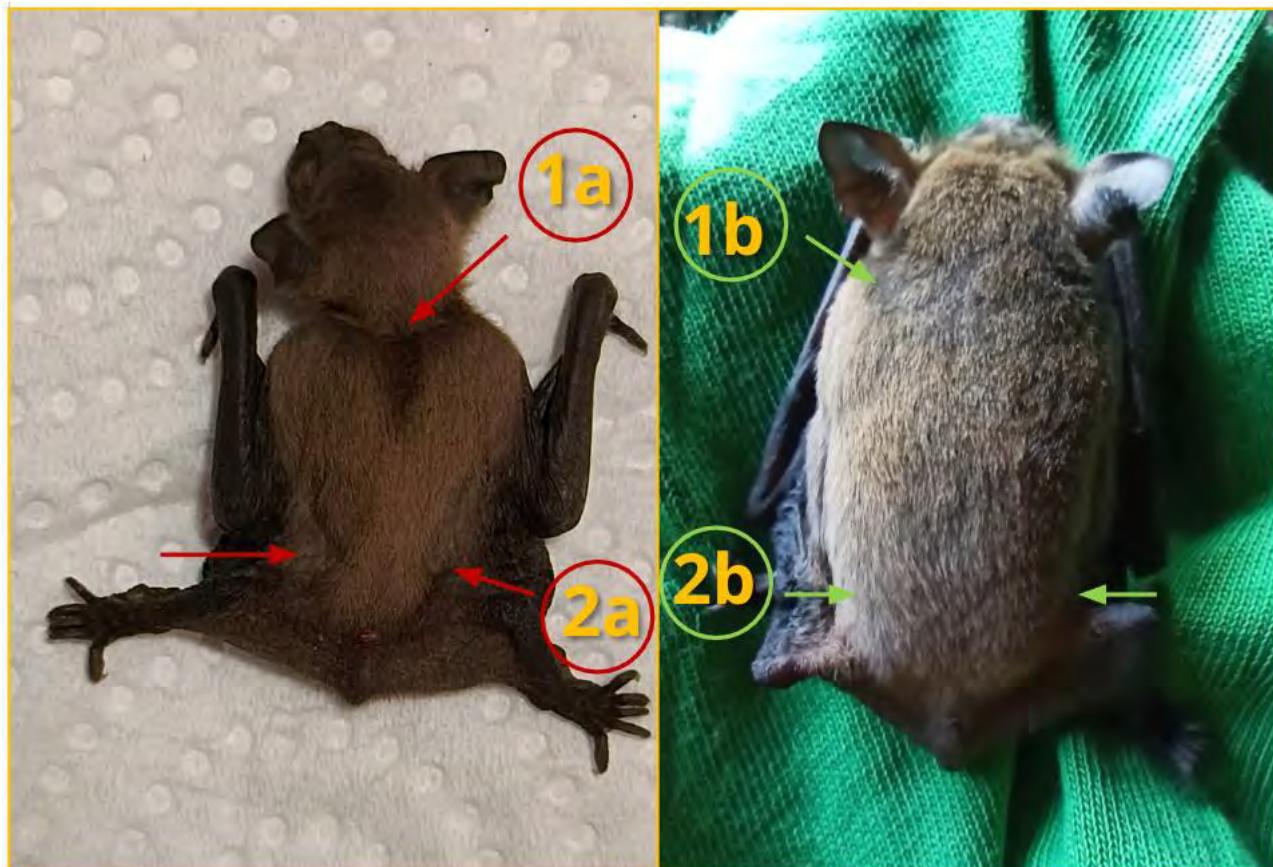


Fig. 4.2 Adulto di *Pipistrellus kuhlii* molto debilitato. Nel caso di adulti solo un occhio esperto riesce a capire lo stato di debilitazione dell'individuo, perché il pelo nasconde la silhouette (foto C. Giacolini).



Fig. 4.3 Giovane *Pipistrellus kuhlii*: i puntini bianchi sulle ali sono parassiti (foto F. Gentili).



Predazione

I Chiroterri possono essere predati da molteplici animali incluse molte specie di mammiferi, uccelli, rettili, anfibi, pesci e anche alcuni artropodi (Gillette & Kimbrough 1970; Fenton e Fleming 1976; Kowalski, 1995; Rydell & Speakman, 1995; Molinari et al. 2005; Lima & O'Keefe, 2013; Nyffeler et al., 2013; Mikula 2015; Valdez, 2020). Si pensa che la maggior parte dei gruppi di vertebrati catturino i pipistrelli solo accidentalmente, infatti pochi sono i predatori specializzati in pipistrelli, la cui cattura sembra essere più che altro di tipo opportunistico e casuale (Gillette & Kimbrough 1970; Fenton e Fleming 1976; Kowalski, 1995; Rydell & Speakman, 1995; Molinari et al. 2005; Lima & O'Keefe, 2013; Mikula 2015) tuttavia singoli individui, di diverse specie, possono specializzarsi localmente e predare regolarmente pipistrelli (Gillette & Kimbrough 1970).

In questo contesto ci limiteremo a citare alcuni casi, rimandando a testi più specifici l'approfondimento.

- **Uccelli.** I principali predatori sono sicuramente i rapaci notturni come barbagianni (*Tyto alba*), gufo comune (*Asio otus*), allocco (*Strix aluco*) (Speakman, 1991; Kowalski, 1995; Sieradzki & Mikkola, 2020), quest'ultima specie osservata anche in Lazio durante la predazione sia di *Tadarida teniotis* a Roma (Tomassini, oss. pers.) sia di *Miniopterus schreibersii* all'entrata di Grotta Nuova (Scalisi, oss. pers.) durante l'involo dei giovani all'uscita del rifugio; i rapaci diurni come gheppio (*Falco tinnunculus*), iodolaio (*Falco subbuteo*), smeriglio (*Falco columbarius*), falco pellegrino (*Falco peregrinus*) e sparviero (*Accipiter nisus*) (Speakman, 1991; Mikula et al., 2016; Sieradzki & Mikkola, 2020), ma anche uccelli non rapaci possono occasionalmente predare pipistrelli, tra questi numerosi casi sono attribuiti ai gabbiani (*Larus spp.*) (Speakman, 1991; Collin, 2011; Mikula et al., 2016), e ai corvidi che, essendo specie opportuniste hanno comportamenti molto flessibili e, quando se ne presenta l'occasione, utilizzano anche i pipistrelli come fonte di cibo e, in ambiente urbano possono essere predatori molto efficaci (es Forestman, 2006; <https://www.youtube.com/watch?v=E881fLF-EJ0>; Collin, 2011; Mikula et al., 2016). Anche se meno frequentemente, i Chiroterri possono essere predati perfino da passeriformi di piccole dimensioni come cinciallegra (*Parus major*), averle (*Lanius spp.*), cinciallegra (*Cyanistes caeruleus*) (Radzicki et al., 1999; Estók et al., 2009; Mikula et al., 2016), merlo (*Turdus merula*) (Dondini e Vergari, oss. pers.). In generale, i pipistrelli costituiscono solo porzioni molto piccole della dieta degli uccelli diurni e solo occasionalmente i tentativi di caccia hanno successo (Mikula et al., 2016). Solitamente gli uccelli diurni riescono a predare i Chiroterri agli ingressi, o direttamente all'interno, dei rifugi, oppure quando i pipistrelli non sono in grado di scappare e la loro mobilità è ridotta (ad esempio quando cadono a terra e sono ancora in torpore o quando sono feriti) (Mikula et al., 2016).

- **Rettili.** Tra i rettili solo i serpenti si nutrono di pipistrelli e anche all'interno di questo gruppo la chiropterofagia è rara (Barti, et al., 2019). In bibliografia le specie europee di serpenti, che sono state osservate predare pipistrelli in edifici o in grotte sono: il saettone (*Zamenis longissimus*) (Koselj & Zagmajster, 2000; Kaňuch & Baláž, 2005; Théou, 2016; Barti, et al., 2019) il biacco (*Hierophis viridiflavus*) (Barti, et al., 2019) e il colubro ferro di cavallo (*Hemorrhois hippocrepis*) (Migens et al., 2002; Garrido-García et al., 2013).
- **Mammiferi.** Pochi sono i dati bibliografici che riportano predazione di mammiferi sui Chiroteri e, anche in questo caso, si tratta di predazioni casuali, dato che, potenzialmente, tutti i carnivori e gli onnivori possono nutrirsi di pipistrelli. Sono di seguito riportati alcuni casi citati in bibliografia di predazione da parte di: gatti (domestici e selvatici) (*Felis silvestris*, *Felis catus*) (Stebbins, 1988; Bogdanowicz, 1994; Ancillotto et al., 2013), cani (Kowalski K., 1995), volpi (*Vulpes vulpes*) (Dwyer, 1964), mustelidi come faina (*Martes foina*), donnola siberiana (*Mustela sibirica*) (Bogdanowicz, 1994; Kowalski K., 1995; Zhigalin, 2019), ma anche roditori come topo selvatico (*Apodemus sylvaticus*) (Stebbins, 1988; Haarsma & Kaal, 2016) gliridi (*Gliridae*), come ghiro, moscardino e topo quercino, e toporagni, come *Sorex araneus* (Bogdanowicz, 1994). In questo contesto ci preme sottolineare che le conseguenze della predazione da gatto, estremamente diffusa in zone antropizzate, possono non essere visibili sul corpo del pipistrello ritrovato, o possono sembrare solo ferite superficiali, inoltre, spesso, l'individuo ferito risulta vitale e attivo tanto che a volte tenta anche di riprendere il volo (Tomassini oss. pers.). In questi casi c'è il forte rischio di sottovalutare le condizioni reali del chiroptero, purtroppo infatti, anche in questi casi l'esito della predazione può essere letale, sia a causa di danni agli organi interni, sia per le infezioni che possono subentrare, anche a distanza di giorni (Mühldorfer, et al. 2011a). Per questo è fondamentale agire tempestivamente con cure e terapie adeguate (vedi § 5.1).

Trauma

Può capitare di trovare pipistrelli che abbiano avuto un trauma da impatto, ad esempio contro edifici, pareti a specchio, vetri, recinzioni di filo spinato, cavi sospesi, veicoli (Fig. 4.4), aerei, pale eoliche (Davis et al., 1965; Scheelings & Frith, 2015; Greif et al., 2017; Kelly et al., 2017; Garcès et al., 2020; Lawson et al., 2020) ma anche con oggetti più particolari come i tondini di acciaio (Fig. 4.5) o i dissuasori per piccioni (Fig. 6.11). In caso di trauma sono molte le lesioni che possono verificarsi, tra le quali fratture, lussazioni ed emorragie che possono portare al decesso dell'individuo (Garcès et al., 2020).

Fig. 4.4 *Plecotus* sp. deceduto per l'impatto con un veicolo (foto D. Antonelli, foto dettaglio V. Cippitelli).



Fig. 4.5 Giovane *Plecotus sardus* rimasto incastrato tra i tondini di ferro e deceduto per non essere stato in grado di liberarsi autonomamente (foto G. Fichera).



(Tomassini oss. pers.).

Anche gli impianti eolici costituiscono fonte di impatti, spesso letali, dovuti a barotrauma. Talvolta il recupero può avere esito positivo (Dondini e Vergari, oss. pers. su *Nyctalus leisleri*).

Come forma di trauma si possono annoverare anche i tentativi deliberati da parte delle persone di far uscire i pipistrelli entrati nelle abitazioni, con mezzi non idonei (scope, bastoni), il cui impatto causa fratture agli arti ed ematomi molto spesso mortali (Dondini & Vergari oss. pers.; Tomassini, oss. pers.)

Cadute accidentali dai roost

Generalmente i Chirotteri adulti, quando sono nei rifugi, tendono a rallentare il loro metabolismo per risparmiare energie (Kortner & Geiser, 2000; Dietz & Kalko, 2006). Quindi può capitare che aprendo un'imposta o alzando o abbassando una zanzariera o una tenda, l'individuo perda l'appiglio dentro il rifugio e cada a terra. Solitamente il pipistrello adulto appena caduto è in posizione di tanatosi (Tomassini oss. pers.). In questi casi, dopo aver consultato un esperto ed essersi accertati che non ci siano danni è possibile procedere alla liberazione la sera stessa

4.1.2 Giovani

Tutte le cause di ritrovamento trattate per gli adulti sono valide anche nel caso dei giovani, anche se, per questa fascia di età, la causa più frequente di ritrovamento è sicuramente la caduta accidentale dalla nursery.

Cadute accidentali dai roost

Questo fenomeno potrebbe essere dovuto semplicemente alla perdita dell'aggrappo dei giovani che quindi, non sapendo volare, cadono a terra; di per sé, la caduta non procura danni anche se da grandi altezze, sono stati osservati giovani caduti anche dal 6° o dal 10° piano senza che abbiano riportato danni (Tomassini oss. pers.). Nonostante molti ricercatori riportino che sia notevole la quantità di giovani che muoiono dopo la caduta (Gillette & Kimbrough 1970), gli autori hanno rilevato che, almeno per quel riguarda le specie più frequentemente ricoverate nei CR, un gran numero dei giovani caduti vengono recuperati e reinseriti in colonia dalle madri (Tomassini oss. pers.).

Per approfondimenti vedere box seguente.

BOX 4.1 Rapporto madre-prole e giovani caduti dal rifugio: cause, statistiche, metodi per tentare il recupero in colonia

Alessandra Tomassini

In questo paragrafo sono riportati i risultati emersi da una ricerca non pubblicata con dati raccolti tra il 2010 e il 2011. La condivisione di questi dati, seppur preliminari, può fornire agli operatori delle informazioni importanti per il ricongiungimento materno che, quando possibile, è sicuramente la migliore scelta affinché i piccoli siano reinseriti in natura.

Il fenomeno della caduta dei giovani dai *roost* è molto frequente soprattutto in ambito urbano e non sembrerebbe dovuto a cause fisiologiche: la maggior parte degli individui, infatti, tra le diverse specie ricoverate, sono sani (Tomassini oss. pers.).

Tra l'estate del 2010 e 2011, sono stati raccolti i piccoli caduti da 12 rifugi riproduttivi, tutti di *Pipistrellus kuhlii*, nel territorio del Lazio.

Il fenomeno delle cadute, seppur diffuso, sembra interessare maggiormente alcune colonie più di altre. Tutti i 12 *roost* osservati erano *nursery* ubicate negli spazi tra i solai e le grondaie. Solo 4 delle 12 colonie osservate avevano un'alta percentuale di cadute, probabilmente legata al substrato dove si possono aggrappare i giovani, alcuni più lisci altri più grezzi (Fig. 4.6).

Fig. 4.6 Due rifugi di *Pipistrellus kuhlii*: il rifugio a sinistra ha un substrato maggiormente scivoloso del substrato presente a destra (foto A. Tomassini).



Cadute e ricongiungimenti

Dai dati raccolti emerge che la caduta dei giovani dal rifugio è un fenomeno legato principalmente alle ore notturne: in questo studio oltre il 70% degli eventi rilevati di caduta dei giovani si è verificato in tale lasso di tempo. Dal momento che la maggior parte degli individui è stata recuperata dalle madri (60%), è possibile ipotizzare che la causa della caduta sia legata alla difficoltà di rimanere aggrappati in assenza della genitrice.

Per facilitare il ricongiungimento con la prole, sono state costruite delle strutture e nei 36 casi andati a buon fine, le raccolte sono avvenute da poche ore dalla caduta del giovane fino a un massimo di 3 giorni dopo. Tra le particolarità emerse da questa ricerca sembrerebbe che circa la metà (più del 50%) dei recuperi da parte delle madri sia avvenuta il giorno successivo al ritrovamento del giovane, quindi ad oltre le 24 ore dal distacco materno. Le motivazioni di tale ritardo non sono chiare, ma questa indicazione è molto importante perché invita a non rinunciare se la prima sera il ricongiungimento non è andato a buon fine e sprona a tentare il recupero per almeno due notti di seguito. Inoltre, è stato osservato che la raccolta da parte delle femmine avviene generalmente a notte inoltrata con oltre il 50% dei casi ricongiunti tra l'una e le tre di notte; in questa raccolta dati non è mai stato registrato un recupero all'involo dal rifugio anche se in altri casi sono stati osservati ricongiungimenti al crepuscolo, quando le femmine si involano dal rifugio (Berti, oss. pers.).

Tra le particolarità emerse in questa ricerca, interessante notare che in due casi diversi la femmina ha recuperato due piccoli contemporaneamente. Nel primo caso era stato possibile controllare anche il peso dei

due giovani prima del posizionamento che era rispettivamente di 2 e 2,4 grammi, per un totale di 4,4 grammi sollevati in volo da un individuo di peso presumibile intorno ai 6 grammi. La femmina ha avuto, in questo caso, difficoltà a riprendere il volo: inizialmente è caduta dentro il contenitore posizionato sotto la postazione e solo dopo circa 2 minuti ha potuto volare, questa volta, senza esitazione. È capitato in più casi che l'adulto, si posasse per raccogliere il piccolo, ma poi volava via troppo velocemente e il giovane ricadeva a terra, in queste situazioni il giovane veniva raccolto e riposizionato sulla piattaforma.

È fondamentale non creare elementi di disturbo mentre la madre compie l'atto, molto rischioso, di recuperare il cucciolo.

In un caso è stata evitata la predazione da parte di una civetta (*Athene noctua*) che incuriosita si è posata proprio sulla struttura dove si trovavano i giovani (Fig. 4.7).

Fig. 4.7 È visibile una civetta (*Athene noctua*), indicata con la freccia, che si è posata sulla struttura dove sono presenti i giovani (cerchio) per il tentativo di recupero, indicati con la freccia a sinistra. L'immagine è stata tratta da una ripresa video (foto A. Tomassini).



Comunicazione madre prole

Nella comunicazione tra madre e prole intercorrono differenti tipi di segnali che possono essere suddivisi in sonori, odorosi, tattili e visivi.

Il legame tra madre e prole si instaura subito dopo la nascita: i neonati si arrampicano lungo il corpo della madre sino ai capezzoli, mentre la madre lecca il neonato che risponde con acuti pigolii, già in questi primi momenti sono state attivate le comunicazioni tattili, olfattive e acustiche (Lanza, 2012). In alcune specie,

anche entro poche ore dal parto, le madri possono lasciare il posatoio per andare a cacciare, e al loro ritorno è indispensabile riconoscere il neonato (Altringham, 2011). I lattanti possono emettere "cinguettii" o "cigolii" acuti e metallici durante (*Nyctalus noctula*) immediatamente o entro le poche ore dalla nascita (*Corynorhinus rafinesquei*) (Crichton & Krutzsch, 2000), questa comunicazione verrà continuamente perfezionata dalla nascita fino allo svezzamento (Altringham, 2011).

Anche se durante i primi giorni di vita i giovani nati sono capaci di emettere soltanto suoni relativamente indifferenziati a bassa intensità rispetto a quelli degli individui più grandi (Lanza, 2012), come confermano gli studi su *Myotis daubentonii*, *Rhinolophus hipposideros* e *R. ferrumequinum* (Chrichton & Krutzsch, 2000) questi vocalizzi sono fondamentali per il riconoscimento materno.

Quando il ricongiungimento avviene in colonia il primo fattore importante per la madre è sicuramente la memoria spaziale, che permette alle genitrici di orientarsi e raggiungere l'area in cui il neonato è stato lasciato, e in seguito grazie ai diversi segnali sensoriali, di riconoscerlo e di ricongiungersi a esso (Crichton & Krutzsch, 2000). Una volta caduto dal rifugio la memoria spaziale non può essere di aiuto quindi, i richiami dei giovani, diventano fondamentali per farsi riconoscere dalla madre. Infatti, quando l'individuo caduto è posizionato per il ricongiungimento ed emette suoni, è possibile osservare, molto frequentemente, diversi pipistrelli volare in circolo sopra la struttura con il giovane, evidentemente attratti dal suono emesso, ed è capitato, non di rado, di osservare adulti che si posassero senza prendere nessuno dei lattanti (Tomassini oss. pers.).

Le emissioni sonore dei neonati sono chiamate *i-calls*, e con la crescita aumentano progressivamente in frequenza e lunghezza sino a raggiungere i valori degli adulti ed essere quindi sostituiti da emissioni sonore di ecolocalizzazione tra il 20° e il 30° giorno di vita (Altringham, 2011, Lanza, 2012), quando cioè i giovani hanno acquisito quasi la dimensione adulta. È stato osservato che in diverse specie, come in *Pipistrellus pipistrellus*, *Plecotus auritus*, e specie americane quali *Tadarida brasiliensis*, *Phyllostomus hastatus* e

Nycticeius humeralis, i giovani producono singole chiamate distinte affinché possano identificarsi con la madre (Chrichton e Krutzsch, 2000).

Le *i-calls* non sono l'unico mezzo di comunicazione madre-prole, sono importantissimi anche i segnali olfattivi e visivi (Altringham, 2011), soprattutto per quelle specie facenti parte di colonie molto numerose (Lanza, 2012). Sebbene siano stati condotti pochi studi al riguardo, è evidente (Tomassini oss. pers.) che l'identificazione madre-progenie avvenga anche grazie al riconoscimento olfattivo (Chrichton e Krutzsch, 2000): in *Plecotus auritus* le madri riconoscono la prole oltre che dalle emissioni sonore, anche dall'odore e lo stesso fanno i giovani per riconoscere le proprie madri (Lanza, 2012); le femmine di *Pipistrellus pipistrellus* una volta rientrate nelle *nursery* dopo un volo di foraggiamento, raggiungono il grappolo che i giovani formano aggregandosi e, arrampicandosi su di loro e muovendo la testa, li riconoscono apparentemente usando l'olfatto (Chrichton e Krutzsch, 2000); questo comportamento di esplorazione olfattiva è stato osservato anche quando adulti di *Pipistrellus kuhlii* si posano per recuperare i giovani caduti, sistemati insieme ad altri giovani sul posatoio strutturato appositamente per facilitare il recupero (Tomassini oss. pers.); le femmine di *Pipistrellus pipistrellus* sembra siano capaci di discriminare gli odori degli individui della propria famiglia; lo stesso comportamento è stato riscontrato per le femmine di *Myotis bechsteinii* che sembrano addirittura essere in grado di riconoscere i membri della propria colonia anche con l'olfatto (Lanza, 2012).

Rispetto la comunicazione visiva, purtroppo non sono molti gli studi pubblicati, ma essendo il sistema visivo dei pipistrelli relativamente ben sviluppato, ci si aspetta l'esistenza di una comunicazione anche visiva tra madre e progenie (Chrichton e Krutzsch, 2000).

Metodologia per facilitare il recupero da parte delle madri dei piccoli caduti

È documentato il recupero dei piccoli caduti accidentalmente dal *roost* da parte delle madri, in molte specie di Chirotteri (Gillette & Kimbrough, 1970; Kunz & Hood 2000). L'atto di scendere a terra per recuperare la prole è rischioso per la madre che può essere più facilmente preda. Inoltre, è possibile che gli stessi orfani vengano predati mentre sono esposti sulla piattaforma per il recupero, e quindi, anche se nel periodo di osservazione non c'è mai stata una vera predazione, è importante supervisionare da lontano per non creare ulteriore stress alla femmina.

Sicuramente il ricongiungimento tra il neonato e la madre è l'atto migliore e più valido da poter attuare in caso di ritrovamenti di giovani sani: questo consente la crescita del piccolo in modo completamente naturale e la riduzione degli animali ricoverati nel CR.

La metodologia utilizzata e quindi consigliata, consiste nel creare una specie di torretta all'interno di un ampio contenitore (Fig. 4.8). In cima a questa costruzione è bene avere una fonte di calore e un panno dove il giovane può agevolmente rimanere aggrappato e nello stesso tempo senza potersi nascondere in una piega del tessuto. Il contenitore di base serve a non smarrire il giovane (sono molto piccoli ed è facile che si nascondano nelle fessure) nel caso in cui il piccolo si gettasse a terra, può essere utilizzata una grande bacinella di plastica, come anche una piscina (senza acqua all'interno) di quelle gonfiabili. La torretta invece può essere un grande barattolo di vetro, riempito di acqua calda (non bollente) rivestito da un panno, o anche una bottiglia di plastica anch'essa riempita con acqua tiepida e rivestita da un panno, oppure una scatola su cui viene posizionata una borsa di acqua calda (non bollente) (Fig. 4.8).

La bacinella va posizionata all'aperto, nelle vicinanze del punto di ritrovamento del piccolo, su una struttura elevata da terra (ad esempio un tavolino o lo stendino dei panni), con dello spazio libero intorno che permetta alla madre di compiere ampie circonferenze volando in modo circolare intorno al figlio. È possibile posizionare anche più giovani della stessa colonia insieme, in questo caso sarà la stessa madre che porterà via il proprio o i propri piccoli (Tomassini oss. pers.) (Fig. 4.9).

Ribadiamo che il recupero da parte delle femmine è bene che sia supervisionato costantemente, meglio se per tutta la notte, per evitare la predazione da parte di eventuali gatti o rapaci notturni, il ricongiungimento, infatti, può avvenire anche a notte inoltrata o anche poco prima dell'alba.

Fig. 4.8 Esempio di tecnica corretta per aiutare le madri a recuperare il piccolo caduto. Come si nota dal particolare ingrandito in alto a destra della parte tra la grondaia e il tetto, la colonia è alloggiata nella fessura, dove si osservano individui di *Pipistrellus kuhlii*. In basso a destra è possibile osservare il particolare della torretta nella bacinella (foto A. Tomassini).

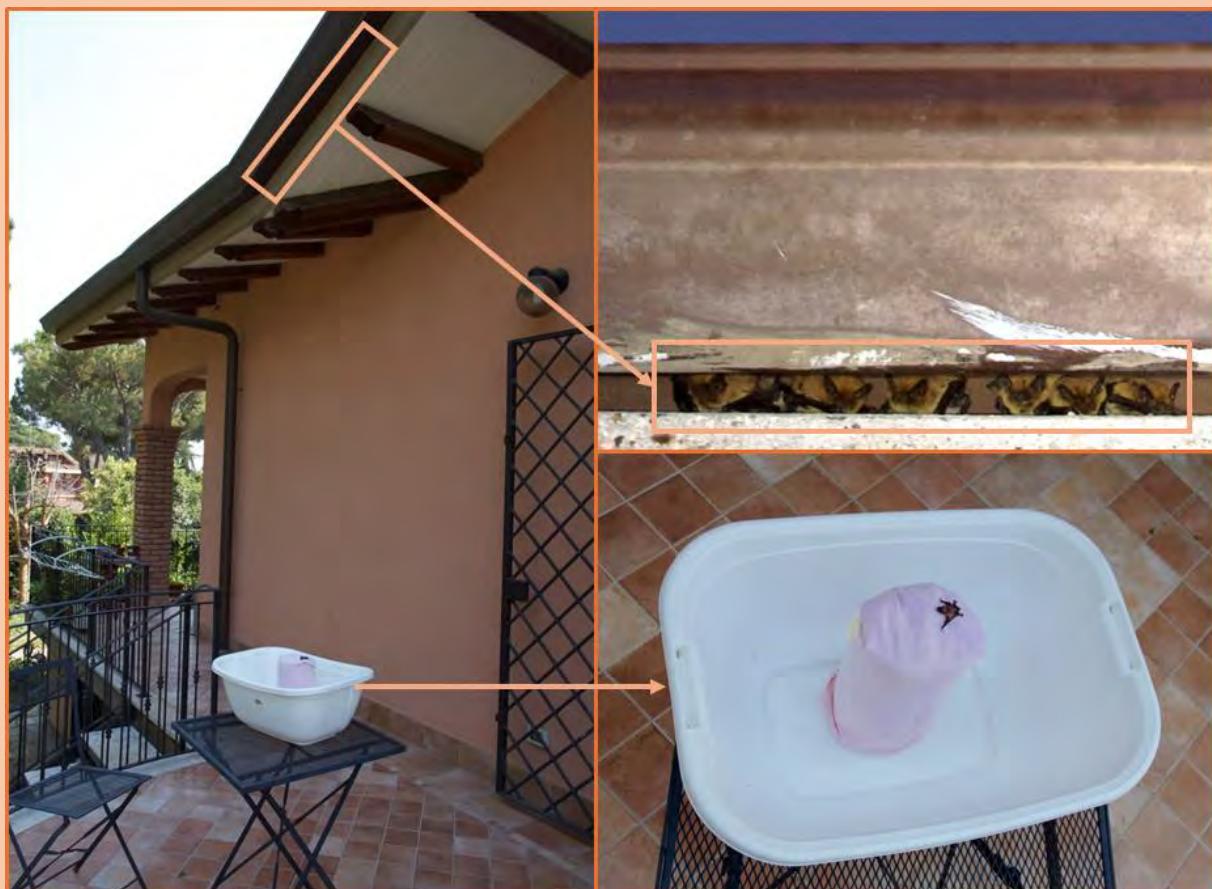


Fig. 4.9 Frame da un video in cui è possibile osservare la femmina durante l'atto di avvicinamento alla struttura con sopra tre giovani *Pipistrellus kuhlii* (foto A. Tomassini).



4.2 Prima valutazione

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti

Per poter effettuare le prime valutazioni sullo stato fisico dell'individuo ricoverato, è necessario che il pipistrello sia preso in mano con il muso appoggiato sull'indice, ponendo il pollice delicatamente sulla testa, per ridurne i movimenti durante l'ispezione (Fig. 3.6). Per l'osservazione dell'ala si procede prendendo delicatamente l'avambraccio, poi le metafalangi del II dito così da distenderla e osservare eventuali lesioni, fratture o gonfiori, nella superficie superiore e inferiore; si passa quindi all'altra ala (Fig. 4.10) (Barnard 2010; Lollar 2018). L'apertura dell'ala è un'azione da eseguire con la massima cautela e va assolutamente evitata da parte di operatori non esperti.

Fig. 4.10 Esame dell'ala di un pipistrello, operazione delicata alla quale va prestata la massima attenzione. In questo caso un *Hypsugo savii* (foto A. Cella).



Dopo il controllo degli arti anteriori e posteriori, sia dorsalmente che ventralmente, si esamina la pelliccia, che deve essere folta, lucida e senza zone di alopecia, per osservare eventuali lesioni ed ectoparassiti (zecche, acari, ditteri, cfr. Fig. 4.11) sia sul dorso sia sul ventre. Parassiti come le zecche si posizionano di preferenza attorno alle orecchie, sulla testa e sulla gola; quindi, l'osservazione di queste parti deve essere scrupolosa, aprendo il pelo a ciuffetti (Fig. 4.12) (Dondini & Vergari oss. pers.; Tomassini, oss. pers.). Gli acari, essendo mobili, si rilevano assai facilmente, sia sul patagio che sulla pelliccia (Fig. 4.3). I ditteri, come le specie appartenenti alla famiglia dei Nycteribiidae, presenti per lo più in specie troglofile, sono di grandi dimensioni e si spostano velocemente (Urbietta et al., 2019).

Si prosegue l'ispezione esaminando il muso, in particolare gli occhi, che devono essere lucidi e puliti, e le guance che non devono presentare rigonfiamenti delle ghiandole; si valuta poi lo stato di idratazione dell'animale esaminando la cute, che non deve apparire rugosa e deve scorrere facilmente sul sottocute (Fig. 3.7) (Lollar 2018).

Se si toccano le guance con del cotone bianco, può succedere che questo si colori di arancione, in certe specie come *H. savii*, anche in maniera marcata (Fig. 4.13). Questa sostanza è una cera naturale prodotta dalle ghiandole sebacee che viene utilizzata dai pipistrelli per umettare il patagio e mantenerlo elastico ed efficiente; quindi, la sua presenza è del tutto fisiologica (Lanza 2012). Queste ghiandole in cattività possono sviluppare un'infiammazione e, nei casi meno gravi, premendo leggermente sul muso fuoriesce grasso (Fig. 4.14) mentre, in quelli più gravi, si può anche infettare con la produzione di pus (Tomassini, oss. pers.).

Quando il pipistrello spalanca la bocca per la paura è utile approfittarne per controllare la dentatura e la lingua. Bisogna esaminare anche la chiusura della bocca, che deve apparire in linea (Fig. 4.15).

Fig. 4.11 Giovane *Myotis emarginatus*. Sono presenti dei parassiti sull'ala (foto F. Gentili).



Fig. 4.12 Giovane *Pipistrellus pipistrellus* solo soffiando sul pelo è stato possibile verificare la presenza di parassiti (foto F. Gentili).



Fig. 4.13 Muso di *Hypsugo savii* le cui ghiandole hanno colorato con due macchie gialle la carta assorbente sono da considerarsi normali (foto A. Cella).



Fig. 4.14 *Pipistrellus kuhlii* dopo una leggera pressione sulle guance sono fuoriusciti punti di grasso. In cattività le ghiandole possono andare in contatto a infezione con formazione di pus in questo secondo caso è bene intervenire con cure antibiotiche mirate dopo consulto veterinario (foto S. Gennusa).

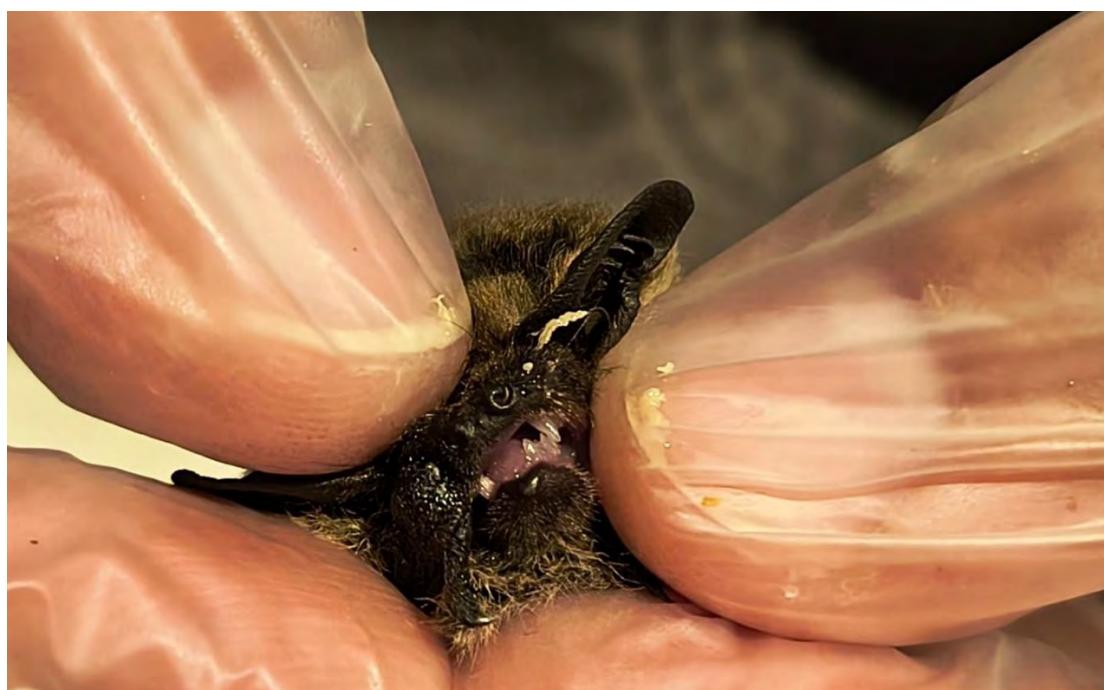


Fig. 4.15 *Pipistrellus kuhlii* con mandibola disallineata. Dall'usura dei denti è possibile dedurre che si tratti di un individuo di diversi anni di età (foto A. Tomassini).



Fig. 4.16 Modalità di pesatura di un pipistrello. Nei riquadri A, B, C l'individuo di *Pipistrellus sp.* viene avvolto con carta assorbente, D peso lordo del pipistrello più la carta assorbente, E tara da dover sottrarre al peso precedente: in questo caso il pipistrello aveva un peso di 4,8 g (foto di F. Gentili).



È opportuno anche pesare l'individuo appena arrivato (Fig. 4.16). A questo scopo sarà sufficiente immobilizzare delicatamente l'individuo con un panno, carta morbida o all'interno di un sacchetto in cotone, ricavando il peso dopo aver fatto la tara di questi materiali sulla bilancia.

Riassumendo durante la prima osservazione si valutano (Barnard, 2009; Lollar, 2018):

- le condizioni generali (deabilitazione, disidratazione, eventuale gravidanza, ecc.)
- lucentezza, pulizia e lesioni degli occhi

- eventuali fratture ossee
- presenza di fori, strappi nelle membrane (patagio)
- possibili ematomi (Fig. 4.17)
- secchezza delle membrane dovuta a disidratazione o presenza di agenti di varia natura (liquidi, polveri ecc.)
- presenza di parassiti tra la pelliccia e sul patagio, in particolare sulle ali
- ulcerazioni o ispessimenti delle membrane
- osservare la postura dell'individuo e come si muove sul substrato
- osservazione della frequenza respiratoria (il respiro non deve essere affannato e neanche troppo lento)
- eventuali ferite (non sempre facilmente visibili sul corpo a causa della folta pelliccia)
- presenza di gonfiore (localizzato o generale)
- eventuali lesioni alla bocca o alle orecchie
- stato e colore delle mucose della bocca e della dentatura in generale

Si raccomanda l'acquisizione di almeno due foto dell'animale, una del dorso e ortogonale alla schiena in modo da poter valutare la simmetria del corpo del pipistrello (Fig. 4.18), possibilmente con un riferimento dimensionale, l'altra della testa, lateralmente, in modo che siano visibili l'orecchio e il muso (Fig. 4.19). Queste potranno servire per una prima analisi sullo stato di salute: quella ortogonale potrà fornire informazioni su eventuali fratture e debilitazione, quella del muso è utile sia per l'identificazione della specie da parte di un chiroterologo di riferimento sia per capire se il pipistrello è debole. È necessario stabilire la specie, in particolare per le procedure e le modalità di liberazione in natura.

Dopo la prima valutazione dell'animale, si procede alla sua visita clinica che può permettere al veterinario di fare una diagnosi e quindi di stabilire le cure, le terapie e/o gli interventi specifici necessari. (Barnard, 2009; Lollar, 2018). Si procede quindi con l'alimentazione e le cure prescritte.

Fig. 4.17 *Tadarida teniotis* in cui è visibile un ematoma diffuso lungo l'avambraccio destro per una frattura al radio (foto A. Tomassini).



Fig. 4.18 Giovane *Hypsugo savii*: dalla foto è possibile evidenziare la presenza di un problema all'ala destra, una probabile frattura che comporta una leggera rotazione e la posizione del pollice è diversa dall'ala sinistra (foto F. Gentili).



Fig. 4.19 Foto laterale del muso di *Hypsugo savii*: è ben visibile l'orecchio e il trago che facilitano l'identificazione della specie. (foto A. Cellai).



4.2.1 Reidratazione

La reidratazione di un pipistrello debilitato, sia neonato sia adulto, è un'azione fondamentale da mettere in atto tempestivamente. È opportuno anche pesare, con le opportune modalità, l'individuo appena arrivato (Fig. 4.16) (Lollar & Schmidt-French, 2002).

Traumi, shock e debilitazioni generali sono tra le maggiori cause della disidratazione; inoltre, un soggetto disidratato, di solito non è capace di alimentarsi (Dondini & Vergari, oss. pers.). Per questo è importante, ancor prima del cibo, provvedere a fornire liquidi nel più breve tempo possibile. È buona prassi, per avere certezza che l'animale assuma liquidi, la somministrazione manuale diretta dell'acqua, utilizzando una siringa senza ago, un contagocce o un pennellino pulito (Fig. 4.20); è utile, per le specie di taglia più piccola, che la siringa sia fornita di ago cannula.

Nel caso in cui il pipistrello sia fortemente disidratato, come nella Fig. 4.21, occorre l'urgente intervento di un veterinario che effettui una terapia fluida attraverso iniezioni sottocutanee anche ripetute a distanza di alcune ore (Fig. 4.22) (Lollar 2018)

Fig. 4.20 *Nyctalus noctula* a cui viene somministrata acqua manualmente (foto S. Gennusa).



Fig. 4.21 *Hypsugo savii* disidratato: il pelo è opaco la pelle è secca e raggrinzita. Se sollevata con le dita, la pelle ritorna lentamente nella posizione originaria (foto L. Veriani).



Fig. 4.22 Fluidi sottocutanei effettuate per reidratare un *Pipistrellus kuhlii*, (foto CRAS Monte Adone).
Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



4.3 Registrazione dei dati

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Anastasia Cella, Elisa Berti

È importante che i CR collaborino con chiropterologi di riferimento affinché possano essere utilizzate appieno, anche ai fini della ricerca scientifica, le molteplici e importanti informazioni che si possono ricavare dagli individui e dal loro rinvenimento (Agnelli et al., 2008). In questo senso, la registrazione corretta dei dati relativi ad ogni individuo ricoverato rappresenta un aspetto indispensabile nelle attività di recupero.

I dati dei ritrovamenti sono materiale scientifico che può essere di notevole importanza, ad esempio quando viene ritrovato un animale particolarmente raro o solo in alcuni periodi dell'anno (Fig. 4.23); inoltre gli animali ricoverati possono fornire materiali per analisi genetiche (utili a migliorare le conoscenze tassonomiche), tossicologiche (contaminazioni da pesticidi e metalli pesanti) e sanitarie, inerenti a patologie di varia natura (rilevanti per la conservazione dei Chiroteri o per le implicazioni per la salute umana). Si ricorda che, nel caso di campioni biologici prelevati a scopi di ricerca tramite procedure mediche (ovvero *ogni procedura che possa causare all'animale un livello di dolore, sofferenza, distress danno prolungato equivalente o superiore a quello provocato dall'inserimento di un ago secondo le buone prassi veterinarie*) è fondamentale procedere in ottemperanza all'art. 3, c. 1 del D. Lgs 26/2014 sulla protezione degli animali utilizzati a fini scientifici (attuativo della direttiva 2010/63/CE).

La registrazione della località, della presenza di colonie e, se possibile, del tipo di ambiente in cui gli individui sono stati rinvenuti, consente di contribuire alla realizzazione degli atlanti distributivi delle specie e al monitoraggio del loro stato di conservazione (Dietz & Kiefer, 2014), che rappresenta un obbligo ai sensi della Direttiva Habitat.

È inoltre importante, qualora siano note, archiviare informazioni sulle cause del rinvenimento, ossia sui motivi che ne hanno causato il ferimento e/o la debilitazione (ad es.: predazione da parte di gatti, collisioni con veicoli, chiusura dentro zanzariere a rullo o serrande a scorrimento, incollamento su substrati appiccicosi, intrappolamento in edifici a seguito dell'apposizione di reti per prevenire l'ingresso dei piccioni, infilzamento in antenne, filo spinato o altri oggetti appuntiti, ecc.). Le normative vigenti prevedono infatti che le catture o uccisioni accidentali di Chiroteri siano oggetto di monitoraggio continuo e che, in base alle informazioni raccolte, siano promosse ricerche e indicate misure di conservazione per una miglior tutela delle specie coinvolte.

Fig. 4.23 *Vespertilio murinus*. Gli individui in recupero di questa specie arrivano prevalentemente in tarda estate-inizio autunno e solo nelle zone del nord Italia (foto G. Dondini e S. Vergari).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Inseriamo qui di seguito un esempio di scheda di ingresso.

BOX 4.2 Registro arrivi e scheda clinica

Anastasia Cellà, Alessandra Tomassini, Elisa Berti

Registro arrivi utilizzato dai CR della LIPU, dell'ENPA e del Centro Tutela Fauna Monte Adone (modificato)

REGISTRO ARRIVI N° ricovero ID _____

Dati del ritrovamento (a cura di chi porta l'individuo)

Chi ha trovato il pipistrello?

NOME e COGNOME _____

CONTATTO (telefono/mail) _____ NOTE _____

Ritrovamento

DATA E ORA _____ / _____ / _____ h _____ : _____ ASL competente _____

LOCALITÀ _____

CITTÀ _____ PROVINCIA _____

INDIRIZZO _____

ASL COMPETENTE _____

Cause

Caduta dal rifugio
 Ritrovamento a terra
 Predazione da _____
 Ingresso accidentale in struttura
 Trauma dovuto a _____
 Interruzione letargo
 Incollamenti su substrati appiccicosi
 Rimozione intenzionale dal sito

ALTRO _____

NOTE _____

(info su eventuali trattamenti ricevuti dal soccorritore o chi se ne è occupato)

Nel luogo del ritrovamento è presente una colonia di più individui? Si No

data _____ / _____ / _____ (inerenti alla consegna dell'animale)

Informazioni tecniche (a cura dell'operatore)

OPERATORE _____

SPECIE _____

SESSO: F M

ETÀ:

juv nudo
 juv primo pelo (1^a settimana di vita)
 juv peloso (dalla 2^a alla 3^a settimana)

- juv subadulto (dalla 4^a settimana si riconosce solo per le cartilagini di accrescimento)
 adulto
 stato senile (i denti sono molto usurati)

PESO (g) _____ Avambraccio (cm) _____

Caratteristiche particolari che lo rendono riconoscibile _____

(ad esempio: lesione padiglione, macchie sulla pelliccia, cicatrici)

SCHEDA CLINICA

N° ricovero ID _____

SPECIE: _____ SESSO: F M Peso (g): _____

Stato di salute generale

stato di nutrizione e di idratazione

- magro
 debilitato
 normopeso
 disidratato

cute e sottocute presenza di: (specificare quali e/o zona)

- ectoparassiti _____
 alopecia _____
 ferite _____

gravidanza

- possibile
 accertata
 in lattazione

Altro _____

atteggiamenti particolari (individuo depresso, mordace, ipereccitabile, ecc.);

- poco reattivo
 ipereccitato
 mordace
 attua tanatosi
 compie movimenti circolari
 non in grado di rimanere appeso
 si pulisce in continuazione
 mucose molto bianche
 mucose molto scure
 sintomi neurologici/convulsioni

Lesioni in vari distretti corporei

- capo
- occhi
- orecchie
- narici
- cavità orale
- Altro _____

Arti superiori

- fratture omero dx sx
- fratture radio-ulna dx sx
- lesioni metafalangi-falangi dx sx

Patagio

- lesioni o tagli

Arti inferiori

- fratture femore dx sx
- fratture tibia-perone dx sx
- piede dx sx

Corpo

- torace
- addome
- altro _____

Feci

- solide
- liquide
- chiare (giallo/verdi)
- altro _____

VISITA VETERINARIA: _____ / _____ / _____

- Esame fuci
- Antibiogramma
- Tamponi faringei

SCHEDA CLINICA GIORNALIERA

(da compilare quotidianamente)

4.4 Alimentazione

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti

Per i giovani svezzati e per gli adulti l'alimentazione deve essere basata su sostituti degli insetti che trovano normalmente in natura e bilanciata poi dal punto di vista vitaminico e minerale (Barnard, 2009; Barnard et al., 2011b). Già nel 1977, Rasweiler affermava l'importanza di una alimentazione adeguata agli animali gestiti in cattività.

In cattività l'alimento più indicato è quello delle camole della farina (*Tenebrio molitor*) purché siano correttamente alimentate (Fig. 4.25) (Barnard et al., 2011b). Si consiglia di attendere qualche giorno dopo l'acquisto prima di somministrare le larve ai pipistrelli, per assicurare una "depurazione" intestinale con gli alimenti adeguati (Dondini & Vergari oss. pers.; Tomassini, oss. pers.). Fondamentale che l'alimentazione delle camole sia bilanciata e che sia arricchita correttamente con vitamine e calcio (Lollar & Schmidt-French, 2002; Barnard, 2011; Barnard et al., 2011b) (vedi BOX 4.3).

Barnard et al., (2011b) hanno provato ad utilizzare anche le camole frullate arricchite con nutrienti, questo tipo di alimentazione però porta degli svantaggi, non solo nella cura del pelo che viene perso nelle zone che più facilmente si sporcano, ma anche per la quantità di fibre, perse con l'azione meccanica del frullatore, che è decisamente minore rispetto a quella fornita con camole vive. Inoltre, pipistrelli, alimentati con cibi morbidi, hanno riscontrato problemi dentali e gengivali suggerendo che questo tipo di alimentazione possa essere dannosa per la salute orale (Barnard et al., 2011b). Nel caso delle camole della farina è bene sottolineare di usare solo le larve e non gli adulti, quest'ultimi, infatti contengono dei chinoni tossici (Ladisch et al., 1967) (Fig. 4.24).

Fig. 4.24 Camole della farina sono visibili tutti gli stadi di accrescimento. In particolare, in alto sinistra l'adulto seguito dalle pupe (il colore più chiaro indica la mutazione appena avvenuta) a destra le larve da utilizzare per l'alimentazione in cattività dei Chirotteri (foto A. Tomassini).



Fig. 4.25 Camole della farina (*Tenebrio molitor*) durante l'alimentazione: è visibile la fiocchi di crusca a destra, carota e mela (foto A. Tomassini).



Non esiste una regola precisa sul numero di individui di *Tenebrio molitor* che un pipistrello dovrebbe consumare ogni notte (Barnard *et al.*, 2011b). Le variabili da considerare sono troppe come, a titolo di esempio, la dimensione delle larve, la dimensione del pipistrello, il periodo dell'anno, la temperatura ambiente, la quantità di attività notturna svolta dal chirottero, la sua salute generale e la sua disposizione genetica (Barnard *et al.*, 2011b). Per quel che riguarda il peso ottimale che dovrebbero avere i pipistrelli insettivori, è anch'esso molto variabile a seconda della specie e del periodo dell'anno (Dietz, 2009). Infatti, è normale che le specie delle zone temperate aumentino di peso durante l'autunno e l'inverno in preparazione al letargo e perdano questo peso in eccesso in primavera e in estate (Barnard *et al.*, 2011b). Solitamente, una volta che l'individuo ha imparato a foraggiarsi autonomamente, si regola da solo ed è possibile lasciare una quantità di larve *ad libitum*; può tuttavia capitare che alcuni individui come ad esempio *Hypsugo savii*, *Tadarida teniotis*, *Pipistrellus kuhlii* (Tomassini oss. pers.), soprattutto in preparazione dell'inverno, diventino in sovrappeso (Barnard *et al.*, 2011b), in questo caso è consigliabile dosare la quantità di camole della farina da fornire, mettendo letteralmente a dieta il pipistrello (Tomassini oss. pers.).

Occasionalmente, i pipistrelli insettivori smettono di mangiare senza una ragione apparente (Barnard *et al.*, 2011b). Se un pipistrello non ha mangiato per due o tre sere (escluso il periodo del letargo), è bene, isolarlo e dargli da mangiare in un luogo più ristretto dove possa ritrovare più facilmente la mangiatoia (Tomassini oss. pers.) e se continua a non mangiare è bene somministrare cibo manualmente (Barnard *et al.*, 2011b). È necessario evitare di nutrire un pipistrello, a mano, quotidianamente: tale pratica può scoraggiarlo dal mangiare da solo (Barnard *et al.*, 2011b).

Arricchimenti alimentari

Nell'ottica di arricchire la dieta monotona in cattività, oltre a variare gli alimenti freschi che si possono dare alle camole (vedi BOX 4.3), si possono somministrare **saltuariamente**: grilli (*Acheta domestica*, *Gryllus bimaculatus*), blatte (*Blattella germanica*, *Blatta orientalis*, *Periplaneta americana*, *Supella longipalpa*, *Blaberus discoidalis*, *Gromphadorhina portentosa*), larve di camole del miele (*Galleria mellonella*) (Barnard, 2011).

È bene ribadire che queste larve siano fornite solo come arricchimento: le camole del miele (*Galleria mellonella*) ad esempio, sono larve di Lepidotteri che, nonostante l'aspetto pieno, sono povere di proteine e sono invece molto ricche di lipidi (Tab. 4.1). La loro cuticola, inoltre, ha un carattere gommoso che la rende più difficile da masticare e non effettua un'azione di spazzolamento come invece fa la cuticola delle camole della farina e nel lungo termine può causare possibili danni ai denti (Lollar 2002; Barnard *et al.*, 2011b). Un ulteriore aspetto negativo della *Galleria mellonella* è che le larve non possono essere nutriti e arricchite di nutrienti come si fa con *Tenebrio molitor* e pertanto deperiscono nel giro di pochi giorni.

I grilli e le blatte sono utili soprattutto per variare la tipologia di consistenza del cibo, che differenti specie di Chirotteri adottano in natura con specifici spettri alimentari (Barnard, 2011).

Tab. 4.1 Valori nutrizionali di insetti vivi adatti all'alimentazione di pipistrelli insettivori in cattività (da Griffiths & Barnard 2011, modificato). È evidente in ogni caso lo squilibrio tra i valori di calcio e di fosforo, per questo è raccomandato integrare l'alimentazione con il calcio o con la vitamina D.

| Insetti | Umidità % | Proteine % | Grassi % | Fibre totali % | Ca (ppm) | P (ppm) | Ca:P |
|---|-----------|------------|----------|----------------|----------|---------|--------|
| Grilli (<i>Acheta domestica</i>) | 69,07 | 21,32 | 6,01 | 3,2 | 345 | 4,238 | 0,08:1 |
| Bigattini (<i>Sarcophaga carnaria</i>) | 68,18 | 15,58 | 7,81 | 3,46 | 124 | 2,405 | 0,36:1 |
| Camole della farina (<i>Tenebrio molitor</i>) | 52,44 | 20,27 | 12,72 | 1,73 | 133 | 3,345 | 0,04:1 |
| Caimani (<i>Zophobas morio</i>) | 59,37 | 17,41 | 17,89 | 6,8 | 124 | 2,32 | 0,05:1 |
| Camole del miele (<i>Galleria mellonella</i>) | 61,73 | 15,7 | 22,19 | 7,69 | 283 | 2,161 | 0,13:1 |

È necessario sottolineare che si sconsiglia fortemente il prelievo in natura di insetti perché questi ultimi potrebbero ospitare endo ed ectoparassiti che potrebbero essere trasmessi ai Chirotteri detenuti (Barnard, 2011) e contengono livelli ignoti di contaminanti ambientali (Barnard *et al.*, 2011b), è pertanto necessario comprare gli insetti da allevatori professionali o allevarli direttamente.

Ci preme sottolineare di non usare mai i bigattini (*Sarcophaga carnaria*) come alimento per i Chiroteri.

In caso di ricoveri prolungati (ad esempio per far superare il periodo del letargo in cattività), si consiglia fare gli esami delle feci ogni 6 mesi per poter prendere i dovuti provvedimenti in caso di parassitosi (Barnard, 2011; Barnard et al., 2011b)

Integratori

Data la scarsa varietà degli alimenti che possono essere somministrati in cattività, gli integratori alimentari sono necessari per mantenere una dieta equilibrata, anche se bisogna prestare particolare attenzione nel non eccedere con la loro somministrazione. Infatti, integratori alimentari forniti in eccesso possono portare a fenomeni di ipervitaminosi e risultare tossici per i chiroteri (Lollar, 2010; Barnard et al., 2011b). Ad esempio, Barnard cita il caso di un individuo di *Eptesicus fuscus* di 4 anni alimentato con una eccessiva quantità di vitamina C morto in conseguenza di una tossicosi da ossalato (Barnard et al., 2011b).

Alimentare correttamente le camole della farina, usando gli opportuni integratori, è sufficiente e quindi, salvo casi particolari, agli animali ricoverati dovrebbe essere evitata l'integrazione aggiuntiva di vitamine somministrate direttamente nell'acqua da bere (Barnard et al., 2011b). Inoltre, per prevenire un'overdose di vitamine e minerali, è bene non fornire un eccessivo quantitativo alle camole (Barnard et al., 2011b).

In caso di debilitazione o di inappetenza, si possono somministrare pappa reale fresca, e succo puro di aloe biologico, facendo dei cicli e comunque non in maniera continuativa (Dondini & Vergari, oss. pers.) (Fig. 4.26)

Alimento morbido per emergenze.

In caso di emergenza per forte debilitazione o inappetenza è possibile ricorrere ad alimenti morbidi (Fig. 4.27). In queste situazioni è bene prestare attenzione a non imbrattare il pelo, occhi ed orecchie, ed è necessario pulire il muso con carta assorbente umida (Lollar, 2002; Barnard et al., 2011b; Lollar 2012).

Questi alimenti possono essere utilizzati per brevi periodi (massimo 10 giorni, ad eccezione di casi specifici da valutare insieme ad un veterinario); in particolare si possono somministrare:

- il "pappone A" è un alimento preparato con i seguenti ingredienti:
 - ¾ vasetto omogeneizzato manzo (no altri tipi di carne),
 - ¼ omogeneizzato banana (non utilizzare omogenizzati di frutta mista, se non si trova l'omogeneizzato è possibile frullare mezza banana)
 - 1 uovo crudo intero sbattuto bene (Lollar 2002 modificato) (meglio se pastorizzato).

Si mescola bene il tutto fino ad ottenere un composto omogeneo e morbido. Questo alimento può essere congelato in piccole porzioni e utilizzato al bisogno, somministrandolo goccia a goccia con una siringa senza ago (Lollar, 2002) (Fig. 4.27), preferibilmente con ago cannula delle opportune dimensioni.

- il "pappone B" preparato in alternativa a quello A con i seguenti ingredienti:
 - 1 tazza di camole (congelate)
 - 1/3 tazza di acqua fredda
 - 2 cucchiai di omogeneizzato di manzo oppure 1 cucchiaio manzo e 1 cucchiaino "Carnivore care" (vedi oltre)
 - 1 cucchiaio di omogeneizzato di banana o mezza banana
 - 2 cucchiai olio di mais
 - 1 cucchiaino olio di lino
 - 5 gocce di Didrogyl
 - 5 gocce di Idroplurivit

Fig. 4.26 *Eptesicus serotinus* mentre gusta pappa reale fresca: nella foto in alto la somministrazione, al centro si nota il muso sporco ed in basso l'individuo è intento a leccare con evidente gradimento (foto A. Tomassini).



Questo composto, che deve essere ben frullato per permettere il passaggio in siringa, su *Tadarida teniotis* risulta dare risultati migliori rispetto al "pappone A" che sembra essere più scarso a livello nutrizionale (Giacolini oss. pers.):

- formulazione in scatola per cani e gatti. È possibile usare anche formulazione in scatola per cani e gatti fortemente debilitati per massimo 3 giorni, anche questa addizionata con acqua in modo da avere un composto fluido da fornire con la siringa senza ago¹⁹(Dondini e Vergari, oss. pers.)
- Carnivore Care²⁰ è stato usato con successo, solo per brevi periodi, anche questo prodotto specifico per i carnivori debilitati; può essere somministrato puro purché diluito con un po' di acqua tiepida o, in alternativa, mescolato con la spirulina e le camole della farina (*Tenebrio molitor*) frullate vedi Pappone B (Tomassini oss. pers.)

Fig. 4.27 *Nyctalus noctula* alimentato con il pastone morbido (foto S. Gennusa).



19 Composizione di riferimento di prodotti per animali in fase di ripresa nutrizionale

Questi prodotti hanno un'alta densità energetica, un'alta concentrazione di elementi nutritivi essenziali e facilmente digeribili.

Composizione: carni e derivati, cereali, olii e grassi, sostanze minerali.

Componenti analitici: proteine grezze 10,6%, olii e grassi grezzi 7,3%, acidi grassi omega-6 1,5%, acidi grassi omega-3 6%, fibre grezze 0,3%, ceneri grezze 2,1%, umidità 76%, calcio 0,24%, fosforo 0,24%, sodio 0,19%, potassio 0,22%, magnesio 0,026%.

Per kg: vitamina E 160 mg, vitamina C 24 mg, beta-carotene 0,5 mg, taurina 1,47 mg.

Additivi per kg: vit. D3 400 UI, ferro 13,6 mg, iodio 0,44 mg, manganese 3 mg, zinco 43,2

20 Ingredienti

Uova intere, pollame pasto, olio di pesce, fosfato tricalcico, biossido di silicio, carbonato di calcio, cloruro di colina, biotina, taurina, lievito idrolizzato, benzoato di sodio, L-carnitina, L-Ascorbyl-2-monofosfato (vitamina C), Vitamina E Supplemento, niacina Supplemento, zinco sulfato, ioduro di potassio, vitamina B12 supplemento, sulfato di manganese, sulfato di rame, riboflavina Supplemento, pantotenato d-calcio, vitamina A supplemento, mononitrato di tiamina, acido folico, Pyroxine cloridrato, vitamina D3 supplemento

Analisi: Proteina grezza (min) 45,00%, Crude Grasso (min) 32,00%, Grezza Fibra (max) 3,00%, umidità (max) 10,00%, Frassino (max) 8,00%, Calcio (min) 1,40%, Il calcio (max) 1,80%, Fosforo 1,20%, Rame (min) 10 mg / kg, Vitamina A (min) 25.000 UI / kg, vitamina D3 (min) 1.850 UI / kg, Vitamina E (min) 150 UI / kg, Taurina 0,20%, Acido ascorbico (Vit. C) (min) * 400 mg / kg, L-Carnitina 500 mg / kg, Omega 3 acidi grassi (min) * 1,00%, Omega 6 acidi grassi (min) * 7,60%, Metabolizzabile energia (calcolato) 24 kcal / cucchiai

BOX 4.3 Mantenimento delle camole della farina (*Tenebrio molitor*)

Alessandra Tomassini

Le camole della farina sono coleotteri tenebrionidi, che si utilizzano nella fase larvale e talvolta pupale, e non devono essere utilizzate come alimento nello stadio adulto.

L'alimentazione delle camole della farina è di fondamentale importanza per la corretta gestione in cattività dei Chiroterri. Essa consiste nella somministrazione di poca crusca e/o poco pane integrale (la crusca e il pane integrale potrebbero influenzare l'assorbimento di calcio), verdure come carote, insalata, frutta come mele e pere (Barnard, 2011), integrate con un complesso vitaminico generico in polvere o tavolette e calcio; in alternativa è possibile utilizzare un osso di seppia messo nel contenitore o direttamente il carbonato di calcio (CaCO_3) spolverato sulla mela (Tomassini oss. pers.).

Le camole vanno tenute ben pulite, filtrando periodicamente con un setaccio fitto gli escrementi (una sottile polverina marrone) e mantenute tra i 25° e i 29°C (Barnard, 2011) (non in frigo, perché smettono di nutrirsi) per rallentare lo sviluppo alla fase adulta, per esperienza personale le camole si mantengono bene anche intorno ai 15°C (Tomassini oss. pers.). Nel periodo estivo, dato il caldo, che le fa deteriorare rapidamente, possono essere tenute in frigorifero solo dopo un periodo variabile (una settimana circa) di alimentazione adeguata (Tomassini oss. pers.).

I cibi freschi come la frutta e la verdura vanno rimossi e sostituiti appena iniziano a degradare (possono essere tenuti per massimo 8/10 ore (Tomassini oss. pers.); se si osserva che gli alimenti umidi non vengono esauriti in 8-10 ore, è utile lasciarle un giorno digiune.

Di seguito sono riportate quattro tipi diversi di alimentazione delle camole:

- Per 10.000 camole (solitamente contenute in un contenitore di 25,4 cm (larghezza) 38,1 cm (lunghezza) 10,2 cm (altezza), Barnard e collaboratori (2011b) consigliano di somministrare ogni 12 ore:
 - 210 g di farina di mais,
 - 90g di crusca di avena,
 - 65 g di crusca di frumento,
 - 215g di carbonato di calcio in polvere
 - 50-75 g di timo in polvere
 - 65 g crusca di grano
 - 215g di vionate (integratore commercializzato USA per alimentazione animale che contiene Farina di mais degradata; calcio fosfato dibasico; carbonato di calcio; cloruro di sodio; carbonato ferroso; ossido di magnesio; niacina; pantotenato di calcio, riboflavina; BHT idrossitolueno butilato come conservante; di-atocopheryl acetate; vitamina A palmitato; mononitrato di tiamina; ossido manganese; solfato rameico; iodato di calcio; piridossina cloridrato; carbonato di cobalto; acido folico; Sterolo animale D-attivato fonte di vitamina D3; cianocobalamina: fonte di vitamina B12)
- Per 5000 camole Lollar & Schmidt-French (2002) alimentano le camole con:

Lollar

 - 1 tazza (240 ml) di Spiru-Tein® (integratore di vitamine/minerali umani)
 - 1 tazza (240 ml) farina di ossa sterilizzata in polvere
 - 2 scatole da 8 once (454 g) cereali misti per bambini
 - 1 scatola da dodici once (340 g) germe di grano
 - 1 piccola mela affettata sottilmente (o patata dolce)
 - 1 spiga di granoturco fresca
 - 1 tazza (240 ml) di verdure (biologiche)

Schmidt-French

- 2 tazze (480 ml) di germe di grano
 - 2 tazze (480 ml) di crusca d'avena
 - 1/2 tazza (120 ml) farina di ossa sterilizzata in polvere
 - 1 tazza (240 ml) C-BioticTM (o Vionate®) (integratore di vitamine/minerali per cani)
 - 1/2 tazza (120 ml) di polvere UltraCareTM (integratore di vitamine/minerali aviari)
 - 1 fetta di mela
 - 1 fetta di patata dolce
 - 1/4 tazza (60 ml) di verdura (organica)
- Per 1 kg di camole

Tomassini

- 1/2 mela al giorno (attenzione: se non viene consumata entro 6 ore toglierla manualmente e somministrare nuovamente solo dopo 2-4 giorni) da integrare tre volte a settimana con 4 gocce di complesso vitaminico (idroplurivit). Per variare al posto della mela possono essere usati: pera, carote, cavolo bianco e romano, verdura a foglia larga come spinaci ed insalata
- una compressa di vitamine per cani (VMP) spezzata in 4 e risomministrata una volta finita
- un osso di seppia da lasciare a disposizione o una spolverata di calcio (in tutto 1 cucchiaino da caffè) come base alimentare da dare circa ogni tre giorni, il calcio solitamente viene spolverato sulla mela.
- Una volta a settimana 15 grammi di crusca.

BOX 4.4 Autonomia negli adulti

Alessandra Tomassini

In genere gli adulti imparano ad alimentarsi autonomamente durante la degenza, da contenitori bassi e larghi tipo coperchi dei vasetti di vetro, dove necessariamente le camole inserite devono essere uccise premendo la testa, oppure da mangiatoie attaccate alle pareti dei box, che sono più profonde e le larve possono essere messe vive (Tomassini, oss. pers.). Il periodo iniziale di isolamento serve anche a verificare che l'individuo sappia effettivamente nutrirsi da solo (Tomassini oss. pers.).

I tempi che occorrono per apprendere le modalità alimentari in cattività sono estremamente variabili non solo in specie diverse, ma anche in individui della stessa specie che possono acquisire l'autonomia in tempi molto differenti (Tomassini oss. pers.). Tra le specie che trovano maggiori difficoltà a nutrirsi in modo autonomo dalle mangiatoie c'è *T. teniotis* (Fig. 4.28) e i *Rhinolophus* spp. (Tomassini oss. pers.). Esistono tecniche per invogliare adulti e giovani a mangiare in modo indipendente dalle mangiatoie in parete: ad esempio si può posizionare l'individuo a testa in giù e con una pinzetta si possono offrire camole. Questa modalità stimola l'animale a catturare da solo le larve lasciate nel contenitore (Fig. 4.28 e Fig. 4.29) (Tomassini oss. pers.).

È bene comunque verificare periodicamente che i pipistrelli di un box siano effettivamente autonomi, e controllarne il peso e l'addome per assicurarsi che tutti abbiano libero accesso al cibo, anche perché nei pipistrelli insettivori può capitare che smettano di mangiare da soli senza un apparente motivo (Barnard et al., 2011b).

Fig. 4.28 *Tadarida teniotis* durante l'allenamento all'autonomia alimentare (foto A. Tomassini).



Fig. 4.29 *Tadarida teniotis* durante l'alimentazione. L'individuo tenuto in mano sta imparando a nutrirsi in modo autonomo; è visibile anche la marcatura con il taglio del pelo proprio sul dorso (foto L. Veriani).
Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



4.5 Alloggiamento del pipistrello

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti

Quando viene ricoverato un individuo adulto è opportuno lasciarlo isolato per un periodo di tempo variabile, che deve essere stabilito in accordo con il veterinario, valutando le patologie che lo hanno portato nel CR; durante questo periodo di osservazione è possibile tenere gli individui confinati in contenitori singoli, come ad esempio scatole di cartone provviste di areazione, e con la corretta temperatura (Tomassini oss. pers.).

Come dispositivi riscaldanti il mercato offre tante possibilità: serpentine per rettili, termofori, pietre riscaldanti, incubatrici e boule elettriche, quest'ultime hanno lo svantaggio di raffreddarsi in un paio di ore, richiedendo quindi una presenza costante. L'esperienza degli autori ha evidenziato, come mezzi riscaldanti migliori, le serpentine (Tomassini oss. pers.) e il termoforo (Dondini oss. pers.).

L'alloggio può essere poggiato per metà su un cavetto riscaldante (Fig. 7.8), lasciandone una parte senza alcuna fonte di calore, così da consentire all'animale di scegliere l'area più adeguata e confortevole per le sue esigenze. Anche se è possibile usare incubatori con temperatura costante (Barnard, 2009; Lollar, 2018), gli autori sconsigliano il loro uso perché quest'ultimi non permettono, all'individuo ritrovato, di esprimere le proprie necessità e, in questo modo, si possono perdere informazioni preziose (Tomassini oss. pers.).

La stabulazione nel breve periodo deve prevedere l'inserimento di rifugi che possono essere o delle piccole scatole di cartone o preferibilmente dei teli di cotone (le magliette di cotone sono ottime Tomassini oss. pers.).

La temperatura per l'ambiente di stabulazione può variare tra i 20 e i 30°C con un'umidità che può oscillare tra il 60% e il 90% (Lollar, 2018). Occorre inoltre prestare attenzione che la stoffa utilizzata non abbia fili penduli che attorcigliandosi intorno al pipistrello potrebbero rappresentare un serio pericolo (Fig. 4.30).

Fig. 4.30 *Pipistrellus kuhlii* consegnato ad una volontaria di Tutela Pipistrelli in una scatola completamente avvolto da fili penduli (foto C. Giacolini).



La fonte di calore va utilizzata in maniera continuativa almeno per i primi giorni di ricovero, soprattutto in caso di traumi, fratture e debilitazione, anche in piena estate in presenza di temperature esterne elevate, soprattutto se si tratta di neonati o giovani individui (Lollar, 2018).

È fondamentale non usare mai le lampade ad infrarosso che seccano troppo l'ambiente e che possono ustionare la delicata pelle nuda dei neonati, data la difficoltà di dosare il calore con la sola distanza. A questo proposito Dondini ha visionato pipistrelli allevati con questo metodo con ustioni e pelle rovinata, individui che non avevano neanche sviluppato la pelliccia.

Fornire calore nell'alloggio è importante soprattutto prima e dopo i pasti (Lollar 2018). Prima perché, se viene nutrito mentre è ancora torpido (i pipistrelli abbassano la temperatura corporea anche durante le giornate calde), il pipistrello ha maggiori probabilità di aspirare o soffocare a causa del cibo (Lollar 2018); dopo perché una digestione rallentata potrebbe portare alla morte dell'individuo, in particolare per i neonati e i giovani pipistrelli in svezzamento che ancora non sanno autoregolarsi sulle quantità (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.) (Fig. 7.36). Proprio perché i Chiroterri sono mammiferi particolari dal punto di vista energetico, sono cioè endotermi eterotermi, essi hanno grandi capacità di risparmiare energia entrando in torpore (Speakman & Racey, 1989; Carey et al., 2003; Altringham, 2010; Lanza, 2012; Stawski et al., 2014). Per entrare in movimento o nutrirsi, devono attivarsi innalzando la temperatura corporea.

Nell'alloggio deve essere posizionato un piccolo contenitore basso (massimo 1,5 cm di altezza) con dell'acqua all'interno (possono essere utilizzati i coperchi dei vasetti di vetro da marmellata, o i tappi di plastica di bottiglie a bocca grande come quella del latte), ma è importante che i contenitori dell'acqua non permettano al pipistrello di caderci dentro e di rischiare di affogare (Lollar, 2018).

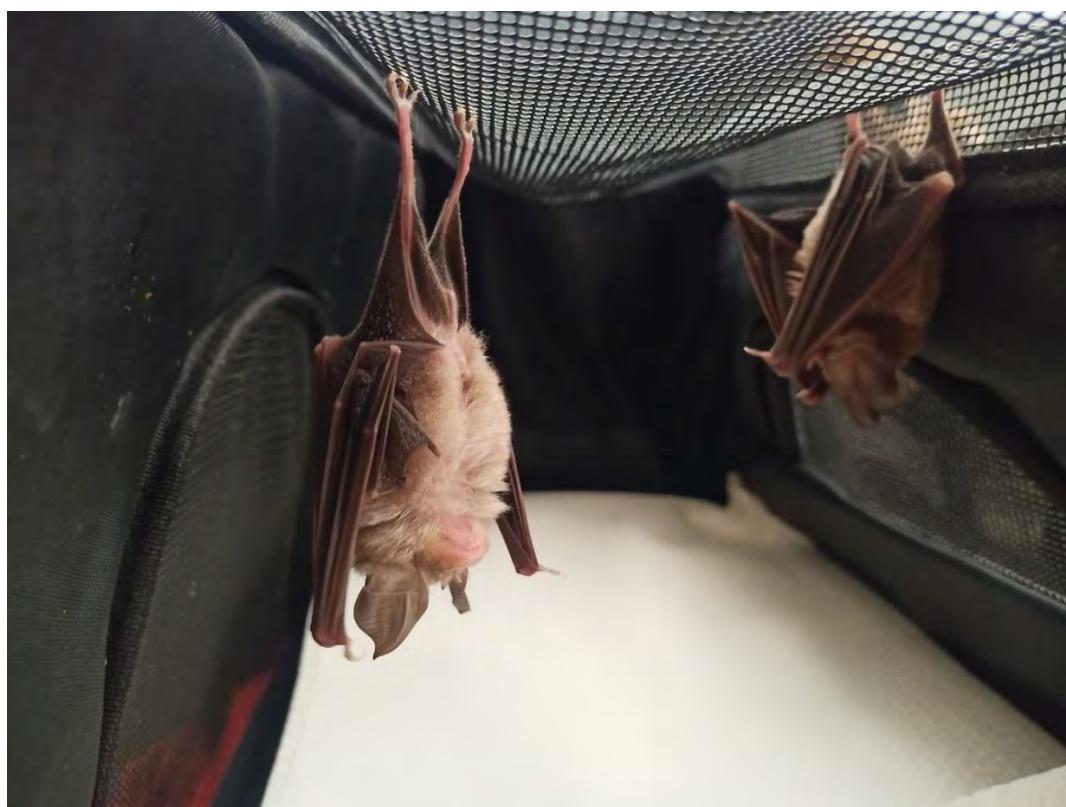
Il tipo di alloggio finora descritto è adeguato alla maggior parte delle specie che possono essere ricoverate con la sola eccezione dei *Rhinolophus* spp. I pipistrelli del genere *Rhinolophus*, molto facili da riconoscere per via della particolare foglia nasale, mal tollerano le fessure, prediligendo il rimanere appesi liberamente; pertanto, nel caso di ricoveri di individui di queste specie, è necessario utilizzare, invece delle scatole di cartone, terrari in rete (Fig. 4.31) o trasportini per gatti in rete, è importante, infatti, dare loro la possibilità di assumere le posizioni più simili a quelle che avrebbero assunto in natura (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.) (Fig. 4.32)

In questo caso per fornire calore è possibile avvolgere il cavetto riscaldante intorno alla teca di rete oppure è possibile appoggiare su uno o due lati un tappetino riscaldante (Tomassini oss. pers.).

Fig. 4.31 Giovane individuo di *Rhinolophus euryale* alloggiato in un terrario in rete, mentre si pulisce il muso con la zampa posteriore, dopo il pasto. È importante per gli individui del genere *Rhinolophus* poter stare liberamente appesi sulla volta dell'alloggio e non costretti nelle stoffe (foto A. Tomassini).



Fig. 4.32 *Rhinolophus euryale* stabulati in un trasportino che permette la possibilità di rimanere appesi dal soffitto (foto C. Giacolini).



4.5.1 Prassi da seguire nel ricovero di un chirottero

Registrare il contatto, località, data, specie (foto) e condizioni del soggetto.

Maneggiare il pipistrello sempre con guanti adeguati e per il tempo minimo necessario per ridurre lo stress.

Reidratare il soggetto con sola acqua tramite siringa senza ago e con ago cannula (ad esclusione di quegli individui ritrovati in piscina o in contenitori con acqua), sia egli neonato, o adulto, prima di somministrare qualsiasi cibo.

Visita del veterinario

Mantenere il pipistrello isolato da altri animali (i tempi di isolamento devono essere definiti in accordo con il veterinario).

Mettere l'animale in una scatola di cartone ben chiusa con il coperchio, è possibile fare piccoli buchi (diametro massimo 2 mm) per l'aria. Inserire carta assorbente sul fondo dell'alloggio e della stoffa (senza fili penduli), ad esempio una maglietta di cotone, nel quale il pipistrello possa nascondersi.

Applicare esternamente una fonte di calore (es. borsa dell'acqua calda, meglio una serpentina riscaldante o un termoforo) su metà scatola, in modo da lasciare l'alloggio con una gradazione termica.

Somministrare gli alimenti e fornire le prime cure indicate dal veterinario (ad esempio fare fluidi sottocutanei, somministrare antibiotico ecc.)

Registrare tutti i primi interventi effettuati ed eventuali osservazioni su comportamenti dell'animale (spossatezza, agitazione, movimenti ripetitivi ecc.)

Contattare i referenti chirotterologi esperti di recupero per ulteriori informazioni e supporto: è possibile trovare molti contatti sul web.

5 TERAPIE E MEDICAZIONI

5.1 Prontuario terapeutico

Enrica Bellinello, Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Gianna Dondini, Clarissa Giacolini

In questo capitolo sono state inserite le indicazioni per il trattamento medico delle patologie più comuni riscontrabili nei Chiroterri ritrovati in difficoltà. Questa tabella è basata sulla pubblicazione di Amanda Lollar (2018), integrata con Couper (2016) ed Hernandez (2019) e modificata per le specie italiane sull'esperienza degli autori e dei medici veterinari di riferimento.

La scelta e la somministrazione di terapie nei pipistrelli insettivori italiani è resa difficoltosa dalla piccola taglia degli individui e l'utilizzo di piccole quantità di prodotto complica il corretto dosaggio di principio attivo. Si ricorda che i farmaci devono essere prescritti da un veterinario e si devono seguire le sue istruzioni per dosaggio e somministrazione.

Raccomandazioni

Per tutto il periodo in cui vengono somministrati farmaci è necessario tenere gli individui al caldo (tra i 35 e i 38° C).

Per minimizzare lo stress delle manipolazioni, quando possibile, i medicinali dovrebbero essere somministrati con il cibo attraverso una soluzione orale, preferendola alla via parenterale.

Nessun farmaco veterinario è registrato per i Chiroterri per cui i veterinari dovranno seguire quella che viene definita "cascata prescrittiva" nel rispetto delle buone pratiche cliniche. L'efficacia e la sicurezza dei dosaggi proposti sono frutto sia della ricerca bibliografica sia dell'esperienza diretta degli autori, ottenuta grazie alla gestione di una grande varietà di sintomi nei pipistrelli italiani.

Dato il differente metabolismo dei Chiroterri rispetto ad altri mammiferi, il dosaggio di certi farmaci potrebbe risultare diverso se equiparato al peso.

Di seguito si riportano tabelle con i principi attivi più utilizzati per la cura e la gestione medica dei Chiroterri.

Vengono riportati esempi di nomi commerciali in funzione della formulazione più maneggevole relativamente al peso di questi animali, ma si esorta a prestare sempre attenzione alle concentrazioni del prodotto in caso di utilizzo di specialità differenti da quelle indicate.

Ogni caso deve essere valutato attentamente con il medico veterinario di riferimento.

Tab. 5.1 Prontuario terapeutico – analgesici.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio Attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--------------------|--|--------------|--|---|---|
| Meloxicam | Metacam® sospensione orale (Meloxicam 0,5mg/ml) (FANS) | 0,0002 mg/g | 0,02 ml PO, SID della soluzione ottenuta diluendo 0,1 ml di sospensione orale concentrata 0,5 mg/ml con 0,9 ml di acqua (Couper, 2016) | Sconosciuta nei pipistrelli insettivori. È stato utilizzato per 14 giorni consecutivi senza riscontrare gravi effetti collaterali. Può essere somministrato con Tramadol per aumentare l'analgesia. | Azione antidolorifica ed antinfiammatoria. Non utilizzare in animali disidratati, ipovolemici o ipotesi. Evitare l'associazione con i corticosteroidi, ketoprofene, aspirina o qualsiasi altro FANS perché potrebbero causare sanguinamento intestinale ed ulcere gastrointestinali. |
| Tramadol cloridato | Altadol ® compresse da 50 mg | 0,00375 mg/g | Disciogliere una compressa in 30 ml di acqua e somministrare 0,01 ml, PO, TID | Sconosciuta nei pipistrelli insettivori. È stato utilizzato per 14 giorni consecutivi senza gravi effetti collaterali. Può essere somministrato con Meloxicam per aumentarne l'efficacia. | Possibile costipazione e vomito. Non dovrebbe essere somministrato in caso di malattie epatiche o renali. Si fa presente che il farmaco è uno stupefacente incluso in tabella III bis |
| Buprenorfina | Buprenodale ® o Buprefelican ® soluzione iniettabile (Buprenorfina 0,3mg/ml) | 0,0001mg/g | 0,03 ml PO, q6-12h della soluzione ottenuta diluendo 0,05 ml di prodotto con 0,95 ml di acqua (Couper 2016). Può essere applicato sulle gengive per essere assorbito attraverso le mucose. | Fino a 5 giorni | Possono verificarsi vomito, diarrea, perdita di appetito, sedazione, tremori, riduzione della frequenza respiratoria, dispnea e cianosi delle mucose. Si fa presente che il farmaco è uno stupefacente incluso in tabella III bis |

Tab. 5.2 Prontuario terapeutico – analgesici naturali.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--|--------------------------------|------------|------------------------------|--------------|--|
| Olio di canapa 15% | Perognidol forte ® gocce orali | 0,006 mg/g | Una goccia per OS BID. O SID | Sette giorni | Può causare sonnolenza, nausea e inappetenza, raramente vomito e diarrea |
| Olio di canapa 7,5 % + CBD e TCH inferiore allo 0,2% | Kanadol ® pasta | 0,012 mg/g | 0,05 ml per os BID o SID | Sette giorni | Può causare sonnolenza, nausea e inappetenza, raramente vomito e diarrea |

Tab. 5.3 Prontuario terapeutico – anestetici.

Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|-------------------------|---|-------------------------------------|--|---|--|
| Isoflurano | Iso Flo o Iso- Vet ° (anestetico gassoso) | Non è calcolabile la dose su grammo | Mantenimento in maschera con concentrazione tra 1-2% per un piano di anestesia chirurgica. In associazione ad O ₂ ± aria ad alto flusso | dipendente dalla concentrazione di gas anestetico erogato | L'isoflurano è molto versatile e il soggetto anestetizzato risponde in modo quasi immediato alla variazione delle concentrazioni utilizzate. Fondamentale il monitoraggio durante l'anestesia specialmente per la frequenza cardiaca e frequenza respiratoria. |
| Isoflurano | Iso Flo o Iso- Vet ° (anestetico gassoso) | Non è calcolabile la dose su grammo | Puro in batuffolo di cotone dentro contenitore ermetico | | Utilizzato per eutanasia etica |

Tab. 5.4 Prontuario terapeutico – antimicrobici.

Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

Ove possibile è preferibile selezionare l'antibiotico in base ad un antibiogramma

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--|--|---------------------------|---|---|--|
| Pradofloxacina (Chinolone) | Veraflox ° sospensione orale, 25mg/ml | 0,125mg/g | 0,02 ml PO, SID oppure Diluire 0,1 ml in 0,9 ml e somministrare 0,1 (nda) | 7 giorni, ma abbiamo avuto esperienze anche di somministrazione prolungata (60 giorni su <i>Pipistrellus kuhlii</i>) | Gli effetti collaterali non sono comuni, ma possono verificarsi vomito e perdita di appetito. |
| Enrofloxacina (Chinolone) | Baytril flavour ° soluzione orale 25mg/ml | 0,01 mg/g | 0,02 ml della soluzione ottenuta diluendo 0,1 ml di prodotto concentrato 25mg/ml con 0,9 ml di acqua (Couper, 2016), PO, SID. | La durata del trattamento è da valutare in accordo con la risposta alla terapia con un minimo di 5-7 gg. | Non usare negli animali in accrescimento. Non usare nelle femmine gravide. Evitare la via intramuscolare perché può causare necrosi dei tessuti. |
| Clindamicina (Lincosamide) | Zodon soluzione ° orale 25 mg/ml oppure Clindaseptin ° soluzione orale 25mg/ml | 0.15 mg/g | 0,03 ml di soluzione orale, PO SID | Da 7 a 21 giorni | Gli effetti collaterali sono poco comuni e possono includere vomito. Da prediligere per infezioni necrotiche ed orali. Post chirurgia ortopedica |
| Amoxicillina e acido clavulanico (penicillina ad ampio spettro βlattamico) | SYNULOX ° Palatable drops (polvere composta da amoxicillina 40,0 mg e acido clavulanico 10,0 mg) | 0.03 mg/g (Couper, 2016). | 0,02 ml della soluzione ottenuta diluendo la polvere del prodotto in 100 ml di acqua, PO, BID | La durata del trattamento è da valutare in accordo con la risposta alla terapia con un minimo di 5-7 gg. | Tenere refrigerato. È stata osservata una stabilità della soluzione per 7 giorni. Non utilizzare la soluzione quando vira la colorazione. |
| Doxiciclina (tetraciclini) | Ronaxan ° compresse da 20 mg | 0.005 mg/g | 0,012 ml della soluzione ottenuta sciogliendo una compressa in 10 ml di acqua, PO, BID. | 21 giorni per infezioni da emoparassiti 7 gg per infezioni respiratorie | Somministrare con il cibo. Molto amaro. Può causare una lieve sensibilità e vomito |
| | Vibravet pasta ° 10% | 0.005 mg/g | Somministrare l'equivalente di una "punta di spillino" a soggetto | 21 giorni per infezioni da emoparassiti 7 gg per infezioni respiratorie | Difficile calcolare una dose precisa data l'impossibilità di diluirla in acqua o in olio |
| | Vibravet cp ° solubili 200mg | 0.005 mg/g | Diluire una compressa in 200ml di acqua. | 21 giorni per infezioni da | Conservare la soluzione in frigo ed agitare prima |

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--|--|-----------------------------|---|--|--|
| | | | Somministrare 0,1 ml di soluzione ogni due grammi di peso | emoparassiti 7 gg per infezioni respiratorie | dell'uso. Per pochi animali utilizzare mezza compressa in 100ml di acqua ed usare la stessa dose |
| Cefalexina (Cefalosporina di I generazione) | ICF vet granulare ° 50 mg/ml | 0,005mg/g | 0,05ml della soluzione ottenuta diluendo 1 ml di prodotto ricostituito come da bugiardino in 99 ml di acqua, PO, BID | Da 14 a 30 giorni | Tenere refrigerato |
| Cefovecina (cefalosporina long acting di III generazione) | Convenia ° Flacone da 4 ml | 0,068mg/g | 0,04 ml della soluzione ottenuta miscelando 0,1 ml di prodotto (già preparato come da bugiardino) con 0,9 ml di soluzione fisiologica all'interno di una provetta sterile e somministrare per via sottocutanea. | Una dose soltanto. Può essere ripetuta dopo due settimane se necessario. | Utilizzare le cefalosporine di terza generazione solo per il trattamento di quelle infezioni che non hanno risposto in modo adeguato alla terapia con altre classi di antibiotici o cefalosporine di prima generazione in associazione ad antibiogramma. (Problema Etico per Antibiotico/microbico resistenza). Dolore localizzato associato all'iniezione. Può portare ad anoressia. È stata osservata una stabilità della soluzione in frigo fino a tre settimane. Non preoccuparsi se il prodotto vira di colore. |
| Azitromicina | Zitromax ° sciroppo 200 mg/5ml (uso umano) | 0,02 mg/g (Hernandez, 2019) | 0,02 ml della soluzione ottenuta diluendo 0,1 ml di prodotto con 0,9 ml di acqua, PO, SID | La durata del trattamento è da valutare in accordo con la risposta alla terapia con un minimo di 3-7 gg. | Molto efficace per malattie respiratorie. |

**Tab. 5.5 Prontuario terapeutico – antimicotici.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.**

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--|--------------------------------|------------|--|--|--|
| Itraconazolo | Itrafungol ° 10mg/ml | 0,002 mg/g | 0,01 ml della soluzione ottenuta diluendo 0,1 ml di prodotto con 0,9 ml di acqua, PO, SID. | Alternare sette giorni di trattamento e sette giorni di sospensione, finché la patologia migliora. | Gli effetti collaterali possono includere: scialorrea durante o immediatamente dopo la somministrazione, vomito e diarrea. |
| Clorexidina | Clorexiderm 4%° | | Applicare la soluzione con cotton fioc imbibito di prodotto nelle aree interessate per due volte al giorno | Fino al miglioramento della patologia. | Non utilizzare sugli occhi o vicino alle mucose. |
| Ipoclorito di sodio 1,15 g, (Cloro Attivo 1,1 g, equivalenti a 11.000 ppm o mg/l) Eccipienti: Sodio cloruro 17 g Sodio idrato 35 mg Sodio tetraborato decaidrato 35 mg Acqua Depurata q.b. | Amuchina soluzione 2%° | | Diluire 1 parte in volume in 10 parti d'acqua | Passare, con un cotton fioc inumidito, sulla pelle arrossata a giorni alterni per 3 applicazioni | Non utilizzare sul muso o vicino alle mucose. |

Tab. 5.6 Prontuario terapeutico – antimeteorici e gastrointestinali.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--|---------------------------------------|--------------------------------|--|--------------------------|--|
| Probiotici: <i>Lactobacillus casei</i> , <i>L. fermentum</i> , <i>L. acidophilus</i> , <i>L. plantarum</i> , <i>Enterococcus faecium</i> , <i>Bifidobacterium bifidum</i> , <i>Pediococcus acidilactici</i> . | Bene-Bac Pet Gel ° siringhe multidose | una goccia una volta al giorno | 0,05 cc di fermenti ogni 5ml di acqua somministrare 0,04 ml PO, SID | | Utile in animali che presentano gonfiore addominale anche associato a diarrea e come riequilibrante durante e dopo la terapia antibiotica. |
| Prebiotici: <i>Enterococcus faecium</i> | Fermactiv powder ° | una goccia una volta al giorno | 0,05 cc di fermenti ogni 5ml di acqua somministrare 0,04 ml PO, SID | | Di difficile reperimento in Europa ovest |
| Maltosio, miscela di batteri lattici e bifidobatteri vivi: <i>Streptococcus thermophilus</i> , <i>Bifidobacterium breve</i> , <i>Bifidobacterium longum</i> *, <i>Bifidobacterium infantis</i> *, <i>Lactobacillus acidophilus</i> , <i>Lactobacillus plantarum</i> , <i>Lactobacillus paracasei</i> , <i>Lactobacillus delbrueckii</i> subsp. <i>bulgaricus</i> **; amido di mais e biossido di silicio.*Recentemente riclassificati come <i>Bifidobacterium animalis</i> subsp. <i>lactis</i> **Recentemente riclassificato come <i>Lactobacillus helveticus</i> | VLS#3° | una goccia una volta al giorno | 0,05 cc di fermenti ogni 5ml di acqua somministrare 0,04 ml PO, SID | | Usare a digiuno. Utile in animali che presentano gonfiore addominale anche associato a diarrea e come riequilibrante durante e dopo la terapia antibiotica. Solo bustine, no formula in gocce per presenza di zuccheri |
| Simeticone | Mylicon gocce ° | Da 0,4 mg/g | Da 0,03 a 0,05 ml PO ogni 2 ore a seconda delle necessità.Da usare non diluito (Couper 2016) | Da 24 a 48 ore | Utile in animali che presentano gonfiore addominale. |
| <i>Streptococcus thermophilus</i> Z57 (LMG P-21908), <i>Lactobacillus acidophilus</i> LA1 (LMG P-21904), <i>Bifidobacterium breve</i> Bbr8 (LMG P-17501), <i>Bifidobacterium animalis</i> ssp. <i>lactis</i> Bi1 (LMG P-17502) | YOVIS Caps ° | una goccia una volta al giorno | 0,05 cc di fermenti ogni 5ml di acqua somministrare 0,04 ml PO, SID | | |
| Maropitant (antiemetico centrale) | Cerenia compresse solubili ° 16 mg | 0,16 mg/ 10 gr | Sciogliere una compressa in 100 ml e somministrare 0,05 ml a giorni alterni. | Max tre somministrazioni | Utile nel vomito da insufficienza epatica, renale, e gastrointestinale. Utile nel vomito centrale post traumatico |

Tab. 5.7 Prontuario terapeutico – antiparassitari.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------------------|---|------------|---|----------------|---|
| Albendazolo (antielmintico) | Valbazen ° 1,9% Sospensione orale 19 mg/ml) | 0,0004mg/g | 0,01 ml della soluzione ottenuta diluendo 1 ml di prodotto in 99 ml di acqua, PO, SID. | 3 giorni | Non somministrare durante la gestazione |
| Fenbendazolo (antielmintico) | Panacur ° 2,5% Sospensione orale | 0,005mg/g | 0,01 ml della soluzione ottenuta diluendo 0,1 ml di prodotto con 0,9 ml di acqua, PO, SID | 5 giorni | Non somministrare con altri farmaci antielmintici. |
| Selamectina | Stronghold ° Spot-On pipette ROSA per cani e gatti sotto i 2,5 kg | | 0,005 ml applicati direttamente sulla cute della membrana della coda. | Un'unica dose. | Non utilizzare su pipistrelli con patologie in corso, deboli o sottopeso. |

Tab. 5.8 Prontuario terapeutico – antimicrobici ad uso topico.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|--|--------------------------------|---------|---|---|--|
| Miele di Manuka (attivo, UMF16+ minimo) | | | Applicare quanto necessario su lesioni lacere per velocizzare la guarigione per seconda intenzione. | Fino alla guarigione della ferita. Il miele di Manuka indurito forma uno strato protettivo: non rimuoverlo. Quando necessario applicare per mantenere coperta la ferita. | Prima dell'applicazione rimuovere eventuale tessuto necrotico o infetto. Più sono alti gli UMF e maggiore sarà il potere antisettico |
| Clorexidina | Clorexyderm 4%° | | Applicare la soluzione con cotton fioc imbibito di prodotto nelle aree interessate per una/due volte al giorno. | Disinfezione di ferite infette fino a remissione. | Valutare eventuale irritazione cutanea in caso di uso prolungato. |
| CompleSSO enzimatico: lattoferrina, lisozima, glucosio ossidasi, lattoperossidasi, amilasi, potassium tiocianato e superossido dismutasi; Abrasivo dolce; Surfattante non ionico; Appetibilizzanti | Orozyme ° gel igiene orale | | Utilizzare un cotton-fioc per applicare uno strato sottile di gel sui denti | Appicare una volta a settimana | Previene e tratta la formazione di tartaro e placca dentale. |

Tab. 5.9 Prontuario terapeutico – corticosteroidi.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------|--|-----------|-------------------------|---|---|
| Desametasone | Dexadreson® (soluzione iniettabile 2mg/ml) | 0,003mg/g | 0,007 ml SC, BID. O SID | Se utilizzato per più di quattro giorni, interrompere scalando gradualmente | Può causare poliuria e polidipsia. Non somministrare in associazione con i FANS (rischio di causare sanguinamento gastrico) |

Tab. 5.10 Prontuario terapeutico – diuretici.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------|--------------------------------|-------------|---|--|--|
| Furosemide | Diuren® gocce orali (8 mg/ml) | 0,0001 mg/g | 0,006 ml della soluzione ottenuta diluendo 1 ml di prodotto in 99 ml di acqua, PO | Una o due dosi soltanto per edema dovuto a ipoproteinemia. | Può causare perdita di appetito, diarrea, sete, nausea e vomito. |

Tab. 5.11 Prontuario terapeutico – oftalmici.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni. La frequenza di somministrazione utilizzata nei farmaci oftalmici è inferiore a quella presente nelle indicazioni prescritte dalla casa farmaceutica per il farmaco. Si ipotizza un rapporto di dose minima efficace/peso dell'animale a vantaggio della frequenza delle dosi e quindi la durata del farmaco in circolo dovrebbe garantire efficacia anche a livello locale.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------------------------|--------------------------------|---------|---|--------|---|
| Cloramfenicolo + tetraciclina | Colbiocin® pomata oftalmica | | Applicare una piccola quantità di pomata sulla rima palpebrale da una a tre volte al dì | 7 gg | Occasionalmente può indurre irritazione congiuntivale |
| Tobramicina | Tobral® collirio 0,3% | | Applicare una goccia nell'occhio da una a tre volte al dì | 7 gg | |
| Ofloxacina | Exocin® collirio | | Applicare una goccia nell'occhio da una a tre volte al dì | 7 gg | |
| Tobramicina + desametazone | Tobradex® collirio | | Applicare una goccia nell'occhio da una a tre volte al dì | 7 gg | Non somministrare in caso di ulcera corneale |
| Tea tree oil - TTO | Navi blef® schiuma | | Effettuare un lavaggio al bisogno | | Usare in caso di detersione per contatto con irritanti, in caso di croste perioculari, detersione in genere |
| Benzalconio cloruro + poliacrilico | Lacrinorm gel® | | Una goccia tre volte al dì | | Usare come protezione oculare (durante detersione o bagno) o per mantenere umettata la cornea |
| Carbomer | Siccafluid® | | Una goccia tre volte al dì | | Lubrificante oculare, usare in caso di "occhio secco" |

Tab. 5.12 Prontuario terapeutico – rianimazione.

Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------|--|------------|-----------------------|--|--|
| Adrenalina | Adrenalina® S.A.L.F. Soluzione iniettabile 0,5 mg/ml | 0,002 mg/g | Iniettare 0,02 ml SC. | Usare in caso di asistolia o gravi reazioni anafilattiche. Miglioramenti drastici dovrebbero essere osservati entro i 5-10 minuti. | Iniettare un'ulteriore dose se i sintomi non migliorano entro i 20 minuti. |

Tab. 5.13 Prontuario terapeutico – ipocalcemia crisi eclamptiche.

Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------|--------------------------------|---------|---|---------------------------|---|
| Calcio | Cal sorb® 170 mg/ml | | 0,02 ml – 0,04 ml SID o BID a seconda della necessità | A seconda della patologia | Calcio a rapido assorbimento (equivalente di endovenosa) Crisi eclamptiche, convulsioni, ipocalcemia. Non usare come integratore di calcio. Non si trova in vendita in Italia |

Tab. 5.14 Prontuario terapeutico – cristalloidi: reidratanti/elettrolitiche.

Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|---|--|------------|---|--|---|
| Soluzione di Ringer lattato (sodio cloruro+potassio cloruro +calcio cloruro +sodio lattato) | Soluzione di ringer lattato | 0,02 ml/g | 0,5 - 1 ml di soluzione SC, da valutare la frequenza a seconda dello stato di disidratazione. | Fino alla completa idratazione del pipistrello | Scaldare sempre i fluidi prima di un'iniezione SC, tranne quando si sospetta ischemia cerebrale/colpo di calore. L'eccesso dei fluidi si può accumulare a livello intracranico, cervicale, carpale o polmonare, determinando edema polmonare. |
| Soluzione Fisiologica (sodio cloruro) 0,9% | Soluzione fisiologica NaCl | 0,02 ml/g | 0,5 - 1 ml di soluzione SC, da valutare la frequenza a seconda dello stato di disidratazione. | Fino alla completa idratazione del pipistrello | Scaldare sempre i fluidi prima di un'iniezione SC, tranne quando si sospetta ischemia cerebrale/colpo di calore. L'eccesso dei fluidi si può accumulare a livello intracranico, cervicale, carpale o polmonare, determinando edema polmonare. |
| Soluzione elettrolitica idratante tipo I (sodio cloruro +potassio cloruro +sodio lattato) | Soluzione elettrolitica reidratante isosmotica | 0,02 ml/gr | 0,5 - 1 ml di soluzione sottocutanea, da valutare se ripetere dopo un'ora a seconda dello stato di disidratazione | Fino alla completa idratazione del pipistrello | Scaldare sempre i fluidi prima di un'iniezione SC, tranne quando si sospetta ischemia cerebrale/colpo di calore. L'eccesso dei fluidi si può accumulare a livello intracranico, cervicale, carpale o polmonare, determinando edema polmonare. |

Tab. 5.15 Prontuario terapeutico – integratori.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|---|--|--------------|--|--|--|
| s-adenosilmetionina, talco, carbossimetilamido sodico, magnesio stearato, acido metacrilico, cellulosa microcristallina, polietilenglicole 6000, biossido di silicio, idrossido di sodio, ossido ferrico | Denosyl® compresse (S-Adenosilmetionina 90mg) | 0,005mg/g | Disciogliere una pastiglia da 90mg di Denosyl in 50 ml di acqua. Continuare a sciogliere la pastiglia in acqua. Somministrare 0,02 ml PO, BID | Da 10 a 14 giorni | Per il supporto del fegato la cui funzionalità può essere intaccata dalla lunga cattività. Può essere mescolata con cibo morbido. |
| Cardo mariano | Cardo mariano Gocce orali senza alcool Estratto totale 1:1 | 0,005mg/g | Somministrare da 0,05 a 1,0 ml due volte al giorno | Da 10 a 14 giorni | Rari effetti collaterali. Possono comparire diarrea e prurito. |
| Seleniometionina, olio di semi di lino, glicerolo, maltodestrina, lievito di birra, olio di pesce, olio di girasole, olio di pesce, Colina, Vit E, Selenio, cardo mariano, aromi | Epatina® | 0,05 mg/gr | 0,1 ml al dì | 15 gg | Epatoprotettore, coadiuvante negli stati di ittero, intossicazioni di varia natura, malattie debilitanti, terapie prolungate |
| Ferro | Ferro due ° 5 mg/ml | 0,005mg/g | 0,05 ml della soluzione ottenuta dalla diluizione di 0,1 ml di prodotto con 0,9 ml di acqua, PO SID | Fino a quando si osserva un miglioramento. | In caso di anemia grave. |
| Ferro (Ferro fumarato) 10,5 mg Vitamina C 18 mg Acido folico 150 µg | PHYTOFER® gocce | 0,005mg/g | 0,05 ml della soluzione ottenuta dalla diluizione di 0,1 ml di prodotto con 0,9 ml di acqua, PO SID | Fino a quando si osserva un miglioramento. | In caso di anemia grave. |
| acidi grassi ω3 86 mg, di cui: acido α-linolenico 50 mg, acido docosesaenoico (DHA) 15 mg, acido eicosapentaenoico (EPA) 11 mg, acido octadecatetraenoico 10 mg; acidi grassi ω6 330 mg, di cui: acido linoleico 268 mg, acido γ-linolenico (GLA) 62 mg; Vitamina A 1250 U.I. – Vitamina D3 60 U.I. – L-Cistina 25 mg – D,L-Metionina 15 mg – Zinco 4 mg – Vitamina E/tutto-rac-alfa-tocoferile acetato 5 mg – Vitamina B1 2,5 mg – Calcio Pantotenato 2,5 mg – Vitamina B6 2,5 mg – Vitamina B2 1 mg – Acido Folico 0,125 mg – Biotina 0,125 mg – Vitamina B12 5 µg. | Glazar Derm Gocce® | 0,0005 mg/g | 0,0025 g | Una volta al giorno per 5 giorni | Per alopecia, da utilizzare in caso di trattamento non risolutivo con Amuchina locale (Vedi indicazioni specifiche riportate in questo capitolo) |
| Olio di ribes nero 951 mg- Olio di semi di lino 47 mg- Vitamina E 2 mg | Ribes Pet® | 0,014 ml /gr | Una goccia (0,07 ml) ogni 5 grammi di peso a giorni alterni | Quindici giorni | Alopecia o pelo scarso, cute secca |

Tab. 5.16 Prontuario terapeutico – sedativi e tranquillanti.
Il volume del prodotto è calcolato su 5 gr di peso corporeo con eventuali diluizioni.

| Principio attivo | Esempi di farmaci in commercio | *dose/g | Volume di prodotto | Durata | Commenti |
|------------------|--------------------------------|--|---|---|--|
| Diazepam | Zlapam ° 5mg/ml | 0,0005-0,002 mg/g (Hernandez, 2019) | 0,02 ml di una soluzione ottenuta diluendo 0,1 ml di prodotto con 0,9 ml di soluzione fisiologica, IM/SC/PO | Aspettare almeno 10 minuti tra un bolo e l'altro. | Usare in caso di disturbi convulsivi e spasmi muscolo-scheletrici di origine centrale e periferica (intossicazione/trauma cranico) o come parte di un protocollo preanestetico o di sedazione. |

5.2 Medicazioni

Enrica Bellinello, Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Gianna Dondini, Clarissa Giacolini

Quando viene ricoverato un individuo adulto in difficoltà è bene effettuare prima possibile una valutazione dello stato di idratazione e, in caso, somministrare una terapia reidratante per via parenterale.

I trattamenti descritti sono da effettuarsi previa visita veterinaria e sotto la supervisione medica.

Tab. 5.17 Tabella diagnostica generale.

| Disturbo | Sintomi | Trattamento |
|---|--|---|
| ADDOME GONFIO | Adulti: Perdita di appetito, gonfiore, addome gonfio o duro, alitosi, vomito, costipazione, erezione prolungata nei maschi. Cuccioli: Addome gonfio o duro, tachipnea o dispnea, alitosi, aumento dei vocalizzi, alterazione del colore delle feci (bianche o grigiastre), possibile iperfangia. | Considerare problematiche gastroenteriche, epatiche o altre patologie se associato ad altri sintomi. Nelle femmine adulte possibile gravidanza. |
| ANEMIA | Riduzione del numero di globuli rossi circolanti. Mucose da pallide a perlacea, letargia, talvolta vomito. | Può essere correlata a: emorragie - esterna o interna -, parassiti intestinali (effettuare esame delle feci), mancanza di ferro (o malattia renale (vedi malattia renale) |
| ARTROPATIA | Malattia che coinvolge le articolazioni che possono presentarsi gonfie e dolenti. | Impostare una terapia antinfiammatoria. In certi casi può essere causata da un deficit di vitamina A che deve essere integrata. Possibile MBD (<i>metabolic bone disease</i>) per cui si trova capitolo specifico. |
| ALITOSI | Respiro maleodorante. Può indicare un'infezione del cavo orale o una turbina digestiva. | Effettuare un'ispezione di gengive e denti. Valutare la prensione del cibo. |
| ALTERAZIONE DEL COMPORTAMENTO | Alterazioni del comportamento (a questo proposito è importante sottolineare che la riduzione della distanza di fuga non è da considerarsi un comportamento anomalo in caso di animali lattanti e di soggetti feriti con impossibilità di muoversi o anche nei soggetti letargici) e/o presenza di uno tra i seguenti sintomi clinici: ipersalivazione, paralisi, letargia, aggressività insolita, alterazione della fonesi | In questi casi gli animali rientrano nella definizione di "casi sospetti" da infezione da Lyssavirus, è opportuno isolare l'individuo e notificare i Servizi Veterinari e il Centro di Referenza Nazionale per la Rabbia |
| ASCESSO | Raccolta di pus in spazi tessutali confinati, di solito causati da infezioni batteriche. Solitamente si evidenzia con: dolore locale, dolorabilità, calore, edema fino ad un risentimento sistematico in caso di sedi profonde. | Impostare terapia antibiotica ed antidolorifica/antinfiammatoria. Incidere e drenare l'ascesso, successivamente effettuare lavaggi con fisiologica sterile. |
| CARIE (vedi come es. Fig. 5.2) | Difficoltà nella masticazione, possibili ascessi sottomandibolari. | In caso è possibile estrarre chirurgicamente il dente. La carie può essere un sintomo di stress, in tal caso è bene rimuovere la fonte di stress |
| CONVULSIONI | Contrazioni tonico-cloniche, involontarie e non controllabili dei muscoli scheletrici. | Sono una manifestazione clinica riferibile a più diagnosi differenziali: intossicazioni, colpo di calore, malattie al sistema nervoso centrale, ipocalcemia. Prestare particolare attenzione a sintomi ascrivibili a malattie del sistema nervoso centrale. |
| DEBOLEZZA | Il pipistrello si presenta poco reattivo agli stimoli, Può avere anche la pelliccia poco curata e gli occhi vitrei. | Valutare eventuale ipotermia, ipoglicemia (soprattutto in caso di cuccioli) e visitare l'animale nella sua interezza per riscontrare altri sintomi sistemici. |
| DERMATOPATIE (vedi come es. Fig. 5.3, Fig. 5.4, Fig. 5.1) vedi anche § 6.4 | A seconda del problema la pelle può presentarsi: secca e squamosa, depigmentata, maggiormente lucida, con colorazioni anomale, con piccole vesicole. Le dermatiti ulcerose possono svilupparsi durante | Valutare la presenza di micosi, ectoparassiti o dermatiti batteriche per scegliere correttamente il trattamento. Se possibile effettuare un tampone dei tessuti per determinare eventuali infezioni fungine o batteriche. Mantenere una |

| Disturbo | Sintomi | Trattamento |
|---|--|---|
| | <p>l'alimentazione assistita con cibo morbido che lasciato cadere si deposita sul mento dell'animale. Per prevenire che ciò accada, pulire accuratamente dal cibo il pelo del pipistrello dopo la somministrazione di cibo.</p> <p>Nota: per petecchie ed emorragie puntiformi è necessario fare diagnosi da un veterinario specializzato perché sono sintomo comune di molte patologie sistemiche anche gravi.</p> <p>Nota: un pelo arruffato/sporco può anche essere indicativo di un malessere generale o di un'abilità al volo, nel caso in cui l'animale non si riesca a pulire o sia rimasto a terra</p> | corretta stabulazione e un livello di umidità appropriato tra 60% e l'80%. Utilizzare buone pratiche igieniche. Nel caso di pelle arrossata senza desquamazione si consiglia il trattamento con amuchina (vedi prontuario). Per desquamazione del patagio può essere utile la somministrazione di olii locali o acidi grassi. Gli integratori alimentari possono favorire la crescita del pelo. In caso di piodermiti sono indicate le céfalosporine. |
| DIARREA | Feci molli o liquide. Deve essere indagata la causa scatenante. Nei cuccioli poppanti frequente per errate diluizioni nella ricostituzione del latte o nel periodo dello svezzamento. | Impostare fluidoterapia per reidratare l'animale. Valutare terapia antibiotica in caso di permanenza del sintomo. Valutare uso di fermenti o probiotici. |
| DISPNEA | Difficoltà nella respirazione. Possibili: scolo nasale o oculare, rumori respiratori, frequenza respiratoria aumentata, respirazione addominale. | Porre l'animale sotto ossigeno e valutare segni di infezione a livello dell'apparato respiratorio, in caso somministrare terapia antibiotica. |
| DIMAGRIMENTO | L'animale si presenta sottopeso, con scapole sporgenti, addome concavo, debolezza, disidratazione, talvolta movimenti scoordinati. | Somministrare cibo particolarmente energetico come Carnivore care, iniziando in quantità ridotte somministrate di frequente ad intervalli di 4-6 h per le prime 24 h ed aumentare gradualmente la quantità nei giorni successivi per poi inserire normali prede. Indagare se sono presenti altri sintomi. |
| DISIDRATAZIONE (vedi come es. Fig. 4.21 e Fig. 4.22) | Secchezza delle mucose, riduzione del turgore della pelle, secchezza della membrana del patagio | Impostare fluidoterapia per via sottocutanea, endovenosa o intraossea a seconda della gravità. Aumentare il livello di umidità tra 60-80% per esempio con umidificatori. |
| EMATOMA (vedi come es. Fig. 4.17) | Raccolta ematica. Se presente negli arti si può evidenziare con una fonte luminosa valutando la parte in trasparenza. | Normalmente dovuto a traumi, valutare la concomitanza con altri sintomi. Impostare terapia antinfiammatoria locale o per via sistemica. |
| EMORRAGIE ESTERNE | Sanguinamento da orifizio naturale (naso, bocca, orecchie, retto, occhi, pene o vagina) o attraverso una lacerazione della cute | Tamponare la fuoriuscita di materiale fino ad interrompere il flusso ematico. In caso di ferita profonda valutare l'applicazione di punti di sutura. Valutare presenza concomitante di emorragie interne che possono mettere a rischio la vita dell'animale. |
| ENFISEMA | Tumefazione dovuta all' infiltrazione gassosa caratterizzata da un rumore di crepitio alla palpazione. Si possono osservare ferite penetranti. | Possibile infiltrazione di aria per rottura delle vie aeree o soluzione di continuo con l'esterno. Se si considera l'ultima ipotesi utilizzare un ago sterile di piccolo diametro per drenare l'aria contenuta all'interno della tumefazione. Impostare terapia antibiotica ed antidolorifica. |
| FERITE | Lesione traumatica caratterizzata da soluzione di continuità della cute o delle mucose. Più o meno grave a seconda della profondità e del distretto che interessa. | Collocare il pipistrello in un ambiente caldo e tranquillo. Pulire accuratamente la ferita e disinfeccare la parte lesa. Fornire terapia antidolorifica e/o antibiotica in base all'estensione e distretto. |
| FERITE DA MORSO/ GRAFFIO | Ferite potenzialmente infette. Uno dei predatori più comuni è il gatto che può provocare danni importanti. | Pulire adeguatamente la ferita e disinfeccare. Somministrare terapia antibiotica ed antidolorifica/antinfiammatoria (vedere prodotti nelle schede specifiche). |
| FRATTURA (vedi § 6.2) | Interruzione di continuità di un osso. Può coinvolgere lo scheletro assiale o appendicolare. Le più frequenti colpiscono le ali ma talvolta possono essere interessati | Somministrare antidolorifico. Effettuare una valutazione radiografica per poter scegliere l'approccio migliore (vedi capitolo specifico per la chirurgia). |

| Disturbo | Sintomi | Trattamento |
|--|---|---|
| | <p>anche gli arti inferiori. Le fratture scomposte al gomito o omero sono difficili da stabilizzare e possono richiedere l'amputazione. Le fratture alla clavicola e alla scapola (fratture alte) sono di difficile individuazione, solitamente l'individuo ha una postura caratteristica con portamento inclinato dalla parte fratturata. Le fratture sono da considerarsi di gravità superiori se in prossimità delle articolazioni.</p> | |
| FRATTURA ESPOSTA (vedi § 6.2). | Interruzione di continuità di un osso e contemporaneamente dei tessuti molli limitrofi compresa la cute. A volte, i pipistrelli mordono il tessuto necrotico in prossimità della frattura esposta provocandosi delle severe mutilazioni. Rispetto alle fratture composte, queste lesioni presentano più alta probabilità di infezione. | Somministrare antidolorifico e antibiotico. Effettuare una valutazione radiografica per poter scegliere l'approccio migliore intervenendo il prima possibile (vedi capitolo specifico per la chirurgia). Si raccomanda velocità di intervento per il sopraggiungere della necrosi ossea dei monconi esposti e possibilità di infezione. |
| GRAVIDANZA (vedi § 7.1 e ss.) | Aumento improvviso dell'appetito nelle prime fasi. L'addome si percepisce compatto. Nelle fasi avanzate, la regione addominale è distesa e il latte può essere visibile attraverso la pelle nelle ghiandole mammarie spostando la pelliccia. I pipistrelli femmina occasionalmente perdono il pelo sull'addome. | Sopperire ai bisogni energetici e nutrizionali corretti. |
| IPOCALCEMIA | L'ipocalcemia è caratterizzata da un basso livello di calcio nel sangue, e si può sviluppare durante l'allattamento. I sintomi sono: tremori muscolari e spasmi nella prima fase, fino alle convulsioni. Le femmine delle specie che solitamente trasportano i propri piccoli possono essere trovate lontano dagli stessi. Nota: questa malattia progredisce rapidamente ed è fatale se non viene trattata tempestivamente. | Somministrare Calsorb per via orale una volta al giorno fino a quando i sintomi regrediscono. (preferibilmente mescolare con del miele per mascherare il sapore sgradevole del farmaco). Allontanare la madre dai piccoli in fase di allattamento e nutrirli artificialmente. |
| IPOTERMIA | Incoordinazione, rigidità muscolare, iporeattività, bassa frequenza respiratoria, tremori, posizione fetale. Se si protrae può dar luogo al congelamento. | Reidratare lentamente, con soluzione tiepida, mettere a disposizione una fonte di calore (borsa dell'acqua calda o panno scaldato 10-15 s in microonde). |
| MALATTIE EPATICHE (lipidosi epatica) | Malattia caratterizzata da accumulo di grasso a livello epatico associata ad una dieta povera, malattie metaboliche come il diabete o infezioni e pancreatiti. I sintomi sono: vomito, anoressia, fuci maleodoranti, ittero (pigmentazione giallastra delle mucose e dei tessuti connettivi). Si evidenzia più facilmente a livello di mucose visibili, porzione del patagio adesa al corpo, mandibole, base delle orecchie e mucosa orale. | Reidratare con fluidoterapia e fornire alimentazione assistita. Somministrare Denosyl o epatina inizialmente con cibo morbido. Alimentare frequentemente fino a quando si ristabilisce l'appetito. |
| MALATTIA METABOLICA DELLE OSSA (Vedi § 6.1) | Sindrome metabolica delle ossa caratterizzata da una crescita anomala dell'apparato scheletrico con deformità, multifattoriale ma per lo più correlata ad un errato metabolismo del calcio. | Non si conosce un trattamento che possa far regredire la patologia. |
| MALATTIE RENALI | Sete eccessiva, vomito, mucose pallide, disidratazione nonostante la fluidoterapia, perdita di peso, buon appetito. | Non si conosce un trattamento per la malattia renale nei pipistrelli. La morte può sopraggiungere entro una settimana dalla comparsa dei sintomi clinici. Quando la qualità della vita diminuisce, il pipistrello dovrebbe essere sottoposto ad eutanasia. Impostare fluidoterapia per sostegno. |
| MASTITE | Malattia caratterizzata dall'infezione del tessuto mammario. I sintomi sono locali: edema, iperemia, perdite ematiche talvolta associati a perdita di appetito, letargia ed eccessivo leccamento della parte. | Impostare terapia antibiotica ed antidolorifica. Impacchi caldi possono alleviare il dolore. Rimuovere i cuccioli in allattamento e alimentarli artificialmente fino a completa remissione dei sintomi della madre. L'infezione può portare alla formazione di un ascesso che deve essere |

| Disturbo | Sintomi | Trattamento |
|---|--|--|
| | | drenato utilizzando un ago sterile da 27G, previa disinfezione della cute. |
| OCULOPATIE (vedi come es. Fig. 5.5) | Gli occhi possono presentarsi: asciutti e/o opachi, interessati da scolo di varia natura, con alterazioni della pupilla. | Scolo ematico ed alterazioni della dimensione della pupilla e della sua reattività alla luce possono indicare un trauma cranico. Valutare integrità della cornea con il test della fluoresceina ponendone una goccia diluita e poi lavando con acqua e illuminando con UV, per valutare eventuali lesioni, in caso impostare una doppia copertura antibiotica topica (Oftaquix e Tobral). Qualora non sia possibile effettuare il test della fluoresceina e quindi escludere lesioni corneali, non usare associazioni locali di antibiotici e cortisonici, ma usare solo antibiotici locali. |
| OSTEOMIELITE | Infezione di un segmento osseo, frequentemente esito di frattura esposta o di osteosintesi mal riuscita | Impostare terapia antibiotica specifica dopo aver effettuato antibiogramma ed antidolorifica. |
| PARALISI POSTERIORE | Assenza di conduzione nervosa sia sensitiva che motrice, accompagnata da ridotto o assente tono muscolare delle zampe che vengono portate flesse (paralisi flaccida), o ipertono muscolare (paralisi spastica) | Solitamente è dovuta a traumi della colonna a danno del primo o del secondo motoneurone. |
| PARASSITI (vedi come es. Fig. 5.7, Fig. 5.8, Fig. 5.9 e Fig. 5.10) | Ectoparassiti visibili sul corpo: acari, zecche, pulci (occasionali), ditteri, cimici, trombiculoidi. Endoparassiti: possono provocare letargia, perdita di appetito o appetito eccessivo, vomito, mucose pallide, inclinazione o rotazione della testa, atassia, paralisi, diarrea, tremori, debolezza, perdita di peso, sete eccessiva, difficoltà respiratoria, cifosi, ali incrociate davanti al petto, rigidità delle dita. | Valutare trattamento antiparassitario più corretto una volta identificato il parassita. |
| PATOLOGIE DELLE GHIANDOLE FACCIALI | Raccolta di secreto ghiandolare che non fuoriesce naturalmente e si incista. Successivamente se non drenato può andare incontro a infiammazione e suppurazione creando un vero e proprio ascesso che si manifesta con rigonfiamento anomalo spesso asimmetrico sulla regione zigomatica. | Pulire la parte non appena si nota accumulo di materiale con acqua calda e garze. Se il secreto non esce spontaneamente dopo una leggera pressione, si può utilizzare un ago sterile per espellere il materiale purulento che si può accumulare. A seconda della gravità somministrare antibiotico topico usando antibiotici oftalmici o sistemico. Nei casi più gravi si deve intervenire chirurgicamente. |
| PARODONTITE | Infezione delle gengive che si presentano arrossate, spesso dovuto ad accumulo di tartaro. Nota: l'alimentazione in cattività con <i>Tenebrio molitor</i> comporta iperpigmentazione nerastra dei denti e non va trattata, da non confondere con il tartaro. (Vedere ascessi) | In caso di soggetti alimentati a mano è buona norma somministrare qualche goccia di acqua dopo i pasti per evitare l'accumulo di tartaro. |
| PATAGIO LACERATO (vedi § 6.3) | Lesioni e strappi al patagio che possono coinvolgere il margine posteriore. | Impostare terapia antibiotica. |
| PNEUMODERMA (vedi come es. Fig. 5.6) | L'individuo si presenta gonfio con aria nel sottocute. Solitamente si presenta uniforme e generalizzato, anche se può capitare che l'aria si localizzi in aree più limitate del corpo. Nota: accertarsi che non si tratti di pneumotorace | Procedere con l'eliminazione dell'aria utilizzando un ago sterile effettuando una digito pressione. Il procedimento può essere ripetuto in caso di ricomparsa del sintomo. Procedere con terapia antibiotica. |
| PNEUMOTORACE | L'individuo si presenta con un gonfiore localizzato dovuto ad aria sottocutanea accumulata per un trauma polmonare. L'individuo presenta difficoltà respiratoria, tachipnea, fame d'aria, mucose cianotiche. | Effettuare una valutazione chirurgica. |
| STRANGURIA | Difficoltà nella minzione caratterizzata dal mantenimento prolungato della postura assunta tipicamente durante l'atto, accompagnata dalla scarsa emissione di urina o di urina e sangue che può indicare una | Impostare terapia antibiotica ed antidolorifica. Se si sospetta un calcolo idratare l'animale. A volte, i calcoli più piccoli possono essere liberati massaggiando la porzione terminale del pene o della vagina mentre si applica una leggera |

| Disturbo | Sintomi | Trattamento |
|--|--|--|
| | cistite, un calcolo o una emorragia dovuta a trauma. | pressione sulla vescica. Nota: se si sospetta un trauma interno, la presenza di un grande calcolo o morte fetale, sottoporre con urgenza a visita veterinaria. |
| TESTA RUOTATA | Flessione lateralizzata del capo | Valutare possibilità di trauma, sindrome vestibolare, parassitosi o problemi neurologici. |
| TRAPPOLE DI COLLA E ALTRI ADESIVI (Vedi ad es. Fig. 5.11) | Sostanze estranee rivestono il pelo e/o la membrana delle ali o della coda. | Liberare immediatamente naso, bocca ed occhi dalla sostanza. A seconda del contaminante scegliere, con la supervisione del veterinario, il prodotto più idoneo per il lavaggio. |
| TREMORI | Tremori generalizzati del corpo o appendici. Nota: da non confondere con i tremori tipici che avvengono durante la fase di riattivazione del metabolismo dagli stadi letargici (ricordiamo che i Chirotteri attuano il letargo, per risparmiare energia, anche fuori dalla fase invernale). | Considerare ipotermia: lasciare a disposizione una fonte di calore, effettuare ipodermoclisti con soluzione riscaldata. Specialmente in caso di femmine in lattazione considerare ipocalcemia. |
| VOMITO | Espulsione del contenuto gastrico. È possibile riconoscerlo dalle feci perché sono riconoscibili parti di chitina del pasto in caso di alimentazione con camole. | Valutare cause gastro enteriche o malattie sistemiche. Indigestione. Impostare fluidoterapia per integrare la quota di liquidi persi, valutando lo stato di disidratazione. |

Si ribadisce che è fondamentale prestare attenzione a tutti i segni neurologici e confrontarsi sempre con il veterinario di riferimento.

Fig. 5.1 Giovane *Pipistrellus kuhlii*: la pelle particolarmente arrossata fa capire che è presente una dermatite. Questo tipo di patologia, di solito, si risolve rapidamente (foto A. Tomassini).



Fig. 5.2 Chirurgia per riduzione di un ascesso dentario in *Pipistrellus kuhlii* (chirurgia eseguita da T. Collarile). Sono visibili alcuni molari con carie: questo sintomo potrebbe essere legato allo stress (foto A. Tomassini).



Fig. 5.3 Dermatite in *Pipistrellus kuhlii* (foto A. Tomassini).
Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 5.4 *Pipistrellus kuhlii* dermatite di probabile origine batterica localizzata sulle zampe (foto A. Tomassini).
Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 5.5 *Tadarida teniotis* con occhi opachi e interessati da scolo (Foto A. Tomassini).



Fig. 5.6 *Pipistrellus kuhlii* con pneumoderma. In alto si nota il gonfiore prima del trattamento seguito dal trattamento per far uscire l'aria e, in basso, il chirottero subito dopo la fuoriuscita dell'aria presente sotto il derma (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 5.7 Estrazione corretta di una zecca con pinzette da un individuo di *P. pipistrellus* (foto A. Tomassini).



Fig. 5.8 *Tadarida teniotis* in cui sono visibili ectoparassiti accumulati sulle pieghe dell'ala (foto F. Gentili).



Fig. 5.9 Somministrazione locale di antiparassitario su *Tadarida teniotis* (foto F. Gentili).



Fig. 5.10 *Pipistrellus kuhlii* pieno di parassiti (Trombiculidae): in sequenza dall'alto, l'animale all'inizio del trattamento, dopo tre giorni ed a distanza di una settimana dal primo trattamento con Selamectina (foto M. Capodicasa).

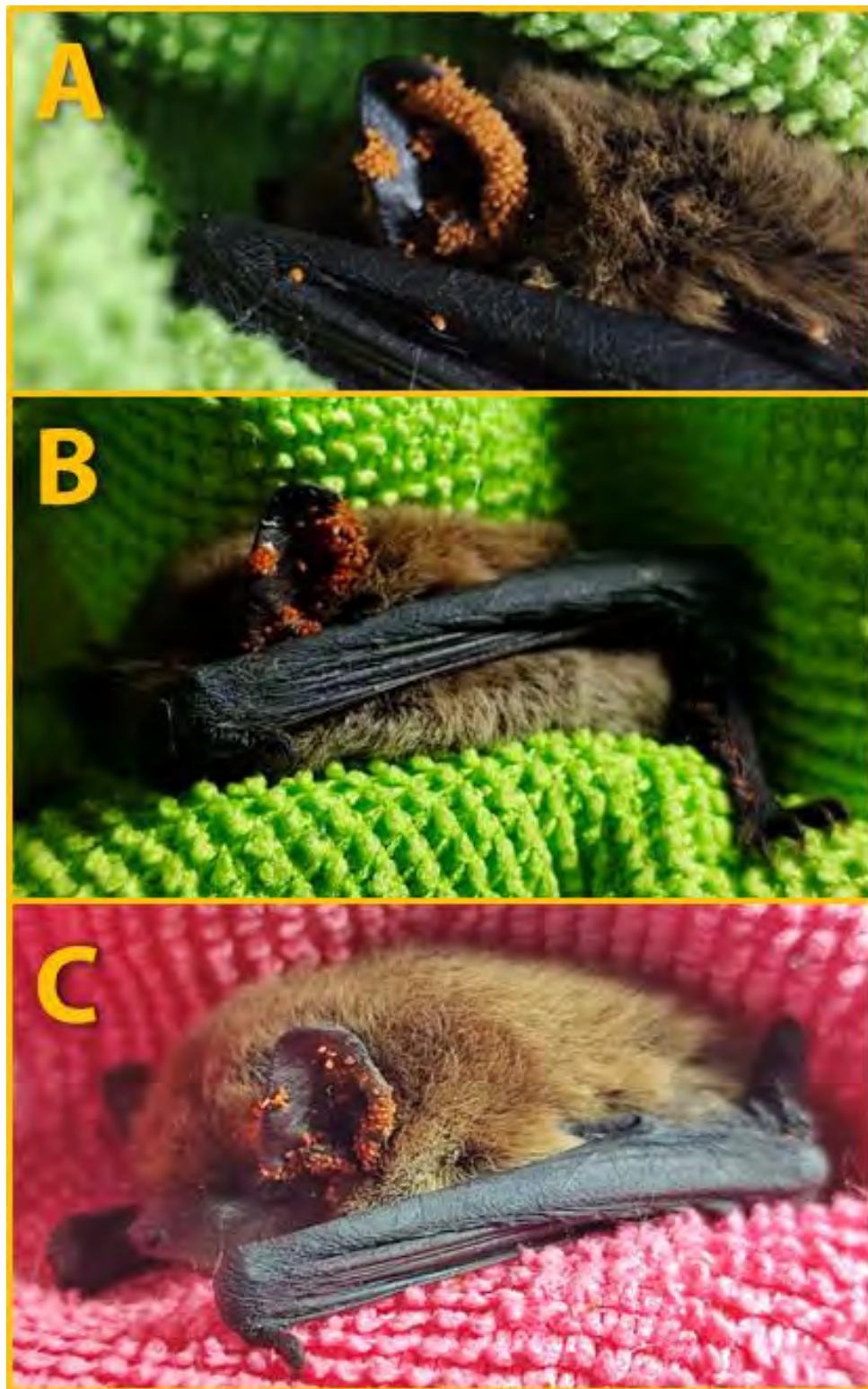


Fig. 5.11 *Pipistrellus kuhlii* imbrattato da colla moschicida (foto A. Tomassini).



6 PATOLOGIE

6.1 MBD (Metabolic Bone Disease)

Alessandra Tomassini, Enrica Bellinello

La sindrome metabolica delle ossa - *metabolic bone disease* (MBD), è caratterizzata da una crescita anomala dell'apparato scheletrico con deformità, soprattutto a carico delle articolazioni interfalangee, e fragilità ossea che può favorire l'insorgenza di fratture patologiche (Couper, 2016). L'eziologia della sindrome è multifattoriale per lo più correlata ad un errato metabolismo del calcio. I fattori predisponenti sono: dieta sbilanciata nel contenuto di proteine, calcio, fosforo e vitamina D, patologie che colpiscono organi aventi un ruolo nell'omeostasi del calcio, come fegato, reni, intestino, tiroide e ghiandole paratiroidee oppure lo stress correlato ad un'errata gestione in cattività (Rittle, 2009). Oltre al calcio, anche altre vitamine e minerali, come vit. K, C, A, magnesio, rame, ferro, zinco e fluoro, hanno un ruolo nello sviluppo scheletrico (Ullrey, 2003) e qualsiasi squilibrio deve essere considerato. Gli animali con un aumento delle richieste metaboliche, come quelli in crescita, hanno un elevato rischio di sviluppare la MBD (Rittle, 2009). Infatti, per quanto tutti i vertebrati possano sviluppare la sindrome durante qualsiasi fase della vita (Rittle, 2009), anche nell'esperienza degli autori, nei pipistrelli non è mai stata riscontrata in individui adulti, mentre frequentemente viene segnalata durante, o subito dopo, lo svezzamento in individui giovani che non abbiano ottenuto un corretto bilanciamento dei principi nutritivi. In particolare, è stata evidenziata in soggetti subadulti sottoposti ad esercizi giornalieri di volo, supportando l'ipotesi che lo stress possa avere un ruolo importante (Ferrari F. & Tomassini A. *oss. pers.*). Anche la somministrazione di antibiotici alla madre sembra poter rappresentare un fattore predisponente (Fig. 7.41) (Tomassini A. & Vico P. *oss. pers.*).

Diagnosi e cure

Il segno più evidente della MBD è la diminuzione della densità minerale ossea con conseguente riduzione della radiopacità visibile in sede radiografica (Rittle, 2009). Nelle specie frequentemente ricoverate nei CR, ad esempio in *Pipistrellus kuhlii*, il personale esperto riesce ad individuarla precocemente anche senza necessità di radiografia, osservando le ali attraverso una fonte luminosa (Tomassini A. *oss. pers.*). I pipistrelli affetti sviluppano ossa distorte e più corte, specialmente all'altezza dell'articolazione nei segmenti quali l'avambraccio, metafalangi e falangi. Nelle fasi iniziali della malattia si nota un ispessimento delle articolazioni, che appaiono gonfie, arrossate e infiammate, nonché doloranti al tatto (Rittle, 2009). Questa condizione di fragilità dell'osso determina anche una maggior frequenza di fratture (Rittle, 2009).

In generale, la terapia per la MBD si basa sulla correzione della dieta verso un'alimentazione corretta e bilanciata che è risolutiva solo nelle fasi iniziali della patologia (Rittle 2009; Lollar 2018). La somministrazione giornaliera di integratori di calcio è comunemente raccomandata come trattamento, ma è efficace solo se un animale ha sviluppato l'MBD a causa della mancanza di calcio e non per altre cause descritte in precedenza (Rittle 2009).

Fig. 6.1 Giovane di *Pipistrellus kuhlii* con evidente MDB (Metabolic Bone Disease). Sono visibili le distorsioni delle parti distali dei metacarpali e delle falangi (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Nei neonati bisogna somministrare un latte adeguato alle loro esigenze nutrizionali con le dovute integrazioni, per poi procedere con lo svezzamento nel momento corretto della crescita (vedi capitolo 7.5).

La MBD non è curabile nelle fasi avanzate quando, cioè, è già visibile la deformazione ossea (Rittle, 2009; Lollar 2018) (Fig. 6.1, Fig. 7.12). Per i cuccioli che manifestano sintomi come sopra descritto, è necessario seguire le indicazioni riportate nel cap. 5.

La cura proposta da Rittle (2009) consiste nel somministrare Calsorb® (miscelandolo con il miele dato il sapore molto amaro) per via orale una volta al giorno fino alla scomparsa dei sintomi. Per i lattanti è necessario aggiungere 1 grammo (1/4 cucchiaino) di carbonato di calcio ogni 100 grammi di latte. Per i giovani che necessitano di alimentazione assistita senza prede vive, sarà necessario aggiungerne 1 grammo (1/4 cucchiaino) ad ogni 3 ml di dieta di Carnivore care (vedi capitolo 4.4). La patologia è dolorosa per l'animale per cui potrebbe essere necessario integrare la dieta con il Metacam® al fine di ridurre la componente algica. In Rittle (2009) è riportato anche l'uso della calcitonina-salmone come trattamento efficace per il MBD in molte specie di animali esotici.

Prevenzione

La soluzione più efficace per questa malattia è la prevenzione; pertanto, è indispensabile fornire agli individui in accrescimento una corretta alimentazione con i relativi integratori (Rittle, 2009; Lollar, 2018). Le diete dovrebbero essere adattate ad ogni fase della vita dell'animale supportando gli individui ricoverati in qualsiasi cambiamento delle esigenze metaboliche, come malattie, lesioni, gravidanza o allattamento (Rittle, 2009). Si raccomanda anche un'attenta valutazione nella somministrazione dei farmaci nel caso di femmine gravide o in allattamento (Tomassini A. oss. pers.). Inoltre, i contenitori dove sono ospitati gli animali dovrebbero essere ben attrezzati, puliti, con temperature ottimali, corretta esposizione alla luce solare naturale e con dimensioni che rendano possibile il movimento individuale (Rittle, 2009) e la scelta di quale posto occupare (Tomassini oss. pers.).

6.2 Ortopedia

Tommaso Collarile, Alessandra Tomassini

La gestione delle fratture degli arti nei microchirotteri non ha ancora soluzioni adatte al ripristino della capacità di volo (Molnàr 2009), la letteratura è limitata (Lollar & Schmidt-French, 2002; James et al. 2001; Landess J., 2009; Molnàr, 2009; Lollar ,2018) e sono riportati successi solo a livello aneddotico, ma non si hanno riscontri oggettivi di tali risultati. Infatti, in letteratura vengono riportati casi in cui sono state trattate fratture delle ossa lunghe nei chirotteri e per i quali si è ottenuta una osteosintesi, ma i soggetti non sono comunque stati mai rilasciati in natura (Couper, 2017). La motivazione di questo dato potrebbe essere attribuibile al fatto che, dopo una corretta calcificazione, il movimento dell'ala rimane limitato, rendendo così il pipistrello incapace di un volo sostenuto e con adeguate capacità di manovra (Lollar 2018). Inoltre, essendo animali eterotermi volontari la guarigione è ostacolata dal torpore diurno e dalla osteolisi fisiologica durante l'ibernazione (Molnàr 2009), per questo gli autori consigliano la stabulazione in ambiente caldo intorno ai 30°/35° C per tutto il periodo della convalescenza.

Le fratture delle ali possono riguardare o le ossa portanti come omero e radio, e sono le più frequenti (Landess, 2009) oppure le ossa metacarpali e delle falangi.

Se si tratta di fratture composte, e comunque non esposte, la guarigione può essere ottenuta con il riposo (Couper, 2017; Lollar, 2018); pochi sono i dati in letteratura, ma sembrerebbe che solitamente guariscano entro 4-6 settimane (Lollar, 2018). Questo tipo di lesioni solitamente non richiede alcun trattamento se non quello di impedire la lacerazione della pelle e conseguentemente l'esposizione dei monconi ossei (Tomassini oss. pers.).

In questi casi si consiglia la gestione in scatole di piccole dimensioni (ad esempio 20x30 cm per le specie di piccole dimensioni come *Pipistrellus sp.* o *Hypsugo sp.*, mentre 40x40 cm per le specie di maggiori dimensioni come *Tadarida teniotis*) che limitano il movimento. Vanno quindi evitati i terrari in rete dove il movimento di arrampicata potrebbe comportare la torsione dell'arto e il rischio di un peggioramento della frattura (Tomassini oss. pers.). Lollar (2018) consiglia di incollare il pollice all'ala per evitare che si possa agganciare da qualche parte. D'altra parte in natura è capitato di incontrare Chirotteri con fratture saldate, o in via di guarigione e in grado di volare (Bogdanowicz & Urbańczyk, 1986; Jung & Slough, 2011) (Fig. 6.2).

Le fratture esposte comportano maggiori problematiche, dato che, in questi casi, i monconi ossei iniziano a necrotizzare molto rapidamente (Landess, 2009). Pertanto, le fratture esposte devono essere trattate immediatamente, disinfeettando e mantenendo umide le estremità (Landess, 2009). La riduzione delle fratture deve essere eseguita il prima possibile anche per evitare contratture di muscoli e tendini nonché la formazione di falsi calli ossei (Landess, 2009). Se la lesione è esposta allora è opportuno eseguire una adeguata copertura antibiotica, meglio se dopo l'esame colturale (vedi cap. 5) (Landess, 2009). Le fratture che coinvolgono le articolazioni possono sviluppare processi artrosici, è consigliato pertanto di utilizzare glucosamine e condroitin solfato (Landess, 2009).

Nel decorso post-operatorio è bene non usare fasciature o nastri per la stabilizzazione, in quanto molto spesso i soggetti si provocano ulteriori lesioni fino anche ad automutilarsi (Ruempler, 1982; Lollar& Schmidt-French, 1998; Wellehan et. al.,2001; Heard, 2014; Couper, 2017; Lollar, 2018).

Nella decisione di operare è bene tenere presente che in generale, più il danno è vicino al tronco del pipistrello, più è importante dal punto di vista aerodinamico e più è probabile che il pipistrello non riacquisti la piena capacità di volo (Lollar, 2018).

Nei paragrafi successivi si approfondiscono i tre principali metodi per trattare la frattura delle ossa lunghe

Fig. 6.2 *Rhinolophus hipposideros* libero e in salute anche se presenta una lacerazione al patagio che riguarda anche il metacarpo del IV dito, dell'ala sinistra (foto a. Tomassini).



Fig. 6.3 Posizionamento del chiodo endomidollare nell'omero destro in un giovane *Tadarida teniotis*. (Foto a. Tomassini).



Chiudi endomidollari

Secondo studi non pubblicati, sembrerebbe che nei Chiroteri insettivori, i vasi sanguigni delle ossa lunghe decorrano all'interno del canale midollare, lungo l'endostio e il periostio (Molnàr 2009). Questo pone un dubbio circa l'uso di chiodi endomidollari (Molnàr 2009), tanto più che alcuni individui con chiodo intramidollare, hanno sviluppato nel lungo periodo, frequenti necrosi all'estremità delle ali così da dover intervenire con cicli periodici di antibiotici (Tomassini oss. pers.).

In base alla dimensione del pipistrello si possono usare, come chiodi centromidollari, aghi ipodermici oppure aghi-mandrini di cateteri endovenosi (ago cannula da 24 G o 22 G) (Collarile T. oss. pers.). Si utilizzano due tecniche: quella *a cielo chiuso* e quella *retrograda - anterograda*. Nella tecnica retrograda anterograda il pin centromidollare viene inserito nel canale endomidollare attraverso la rima di frattura e viene fatto fuoriuscire dall'estremità di uno dei monconi; dopo l'allineamento viene spinto nel canale del secondo moncone (Landess, 2009). Nella tecnica *a cielo chiuso*, invece, il chiodo viene sospinto attraverso il canale endomidollare di entrambi i monconi facendolo entrare da una estremità dell'osso e aiutandosi con le dita ad allineare i monconi (Landess, 2009). Nelle fratture dell'omero il chiodo endomidollare viene inserito (cielo chiuso) o fatto fuoriuscire (retrograda-anterograda) dall'epifisi prossimale (Landess, 2009). L'articolazione della spalla sopporta molto bene la fuoriuscita del pin. Si suggerisce di fletterla durante la procedura (Fig. 6.3) (Collarile oss. pers.). L'obiettivo di restituire al soggetto la possibilità di tornare a volare è legato ad una perfetta posizione ed angolazione delle ossa alari dopo guarigione. Per facilitare la valutazione del posizionamento delle ossa alari si consiglia di far riferimento all'ala controlaterale e al posizionamento dei pollici (Lollar & Schmidt-French, 2002).

Nelle fratture di radio, il chiodo viene fatto passare attraverso l'estremità distale del radio stesso, sia nei casi di tecnica a cielo aperto sia a cielo chiuso. In questo caso il chiodo viene inserito dall'articolazione del polso iperflessa e poi sospinto verso il radio prossimale (Landess, 2009). Quando il chiodo centro-midollare non viene ripiegato per unirsi agli altri nelle tecniche tie-in sarà tagliato (Landess, 2009). Per evitare che l'estremità libera possa ledere altri tessuti si consiglia di ripiegarla e/o ricoprirla di una piccola quantità di resina (Lollar & Schmidt-French, 2002; Landess, 2009) (Fig. 6.4). Nell'uso di questa tecnica una delle problematiche è legata alla possibile rotazione dei due frammenti ossei (Fig. 6.4).

In questo caso se il callo osseo non si forma correttamente è pensabile di non rimuovere il chiodo centro midollare, tenendo in considerazione i rischi in caso di liberazione (Collarile & Tomassini oss. pers.).

Fig. 6.4 Myotis emarginatus infibulato per frattura esposta del radio dell'ala sinistra; nonostante l'operazione sia andata bene, è visibile, nell'ultimo riquadro, la torsione dell'arto: il primo dito non è in una posizione naturale. (foto A. Tomassini).



Fissatori esterni

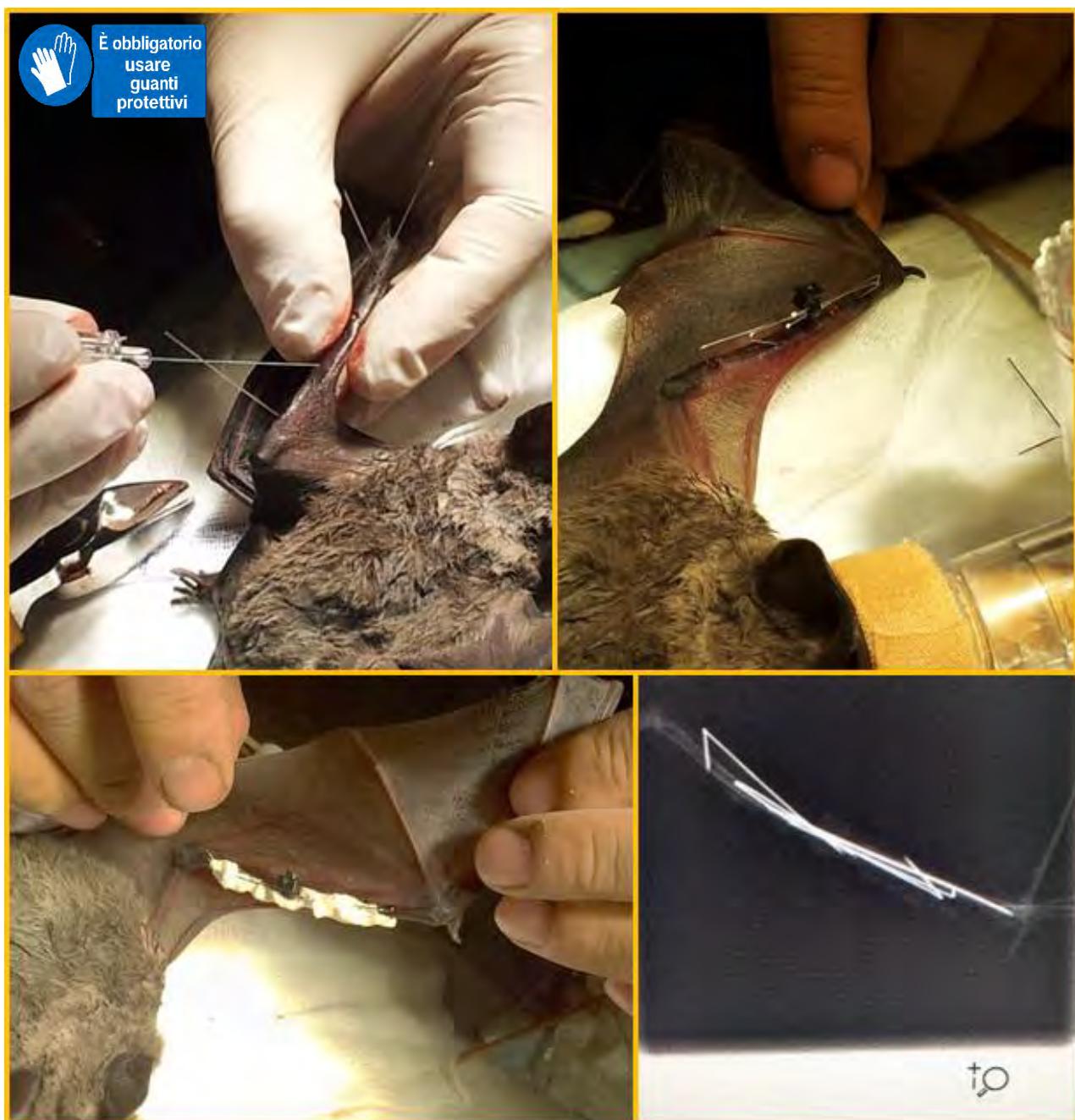
Questa tecnica mininvasiva non è di facile applicazione e la scelta di utilizzare o meno tale approccio deve tenere conto della taglia del soggetto e della manualità dell'operatore. Ovviamente l'impianto esterno è facilitato nelle specie di maggiori dimensioni: gli autori hanno provato questa metodologia solo su *Tadarida teniotis* (Fig. 6.5). La fissazione esterna assicura una buona stabilità e minimizza i rischi di rotazione. Per gli stessi motivi sopra riportati l'utilizzo di resina polimerica deve essere ridotto al minimo considerando l'effetto del peso dell'impianto rispetto alla struttura muscolare del soggetto.

La tecnica può essere laboriosa, ed è da valutare l'applicabilità su specie di piccola taglia come *Pipistrellus spp.* e *Hypsugo spp.* (Collarile oss. pers.).

La procedura chirurgica deve garantire che il posizionamento del fissatore esterno interferisca il meno possibile con le attività motorie del paziente (Molnàr 2009).

Fig. 6.5 Applicazione di fissatori esterni ad un *Tadarida teniotis* (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Nelle fratture di radio i chiodi sono inseriti dorsalmente. Per ottenere una stabilizzazione efficace è ideale applicare due fissatori per monconi, con gli stessi principi conosciuti per la fissazione esterna nelle altre specie (Molnàr 2009). Lo svantaggio sarà quello delle piccole dimensioni ma il vantaggio quello del carico limitato sugli impianti. I chiodi vanno inseriti manualmente applicando una giusta forza e con una corretta inclinazione, onde evitare la rottura dell'osso (Molnàr 2009).

Colla chirurgica

Questa è la metodologia chirurgica meno invasiva in assoluto e, se la frattura è recente, questa tecnica è, secondo gli autori, quella che promette i maggiori vantaggi per la possibilità di un involo. Inoltre, è sicuramente la metodologia più veloce, in cui l'animale sarà sotto anestesia un tempo molto limitato rispetto alle altre due tecniche fino ad ora presentate (Collarile & Tomassini, *oss. pers.*). Questa metodologia consiste nel riallineare attentamente le estremità dell'osso fratturato il più vicino possibile al corpo e posizionare l'ala in modo che si trovi chiusa naturalmente (Fig. 6.6). Dopo il riposizionamento dell'osso è fondamentale incollare l'ala in una posizione naturale per evitare rotazioni (Lollar, 2018).

Questa metodologia sembra avere buoni risultato sul trattamento di fratture riguardanti il radio: la colla deve essere posizionata in due punti tra l'articolazione della metafalange e della falange del terzo dito ed il gomito (Fig. 6.6). Molta attenzione va posta per non incollare la membrana alare ma solo la parte che riguarda l'articolazione, e all'altezza del polso, in modo da bloccare le articolazioni delle metafalangi con il polso stesso (Lollar, 2018) (Fig. 6.6).

Se la frattura riguarda l'omero i punti di applicazione della colla chirurgica si trovano sulla superficie dorsale dell'ala sopra il gomito sul propatago (la plica di pelle che si trova nella parte superiore del gomito tra omero e radio) e tra il tronco del paziente e l'omero (Lollar, 2018). Bisogna sottolineare che nel caso della frattura dell'omero il trattamento con la colla risulta molto meno stabile (Tomassini *oss. pers.*).

È fondamentale non incollare la membrana alare e non usare la colla direttamente sui tronconi ossei da saldare e neppure nella ferita aperta (Lollar, 2018).

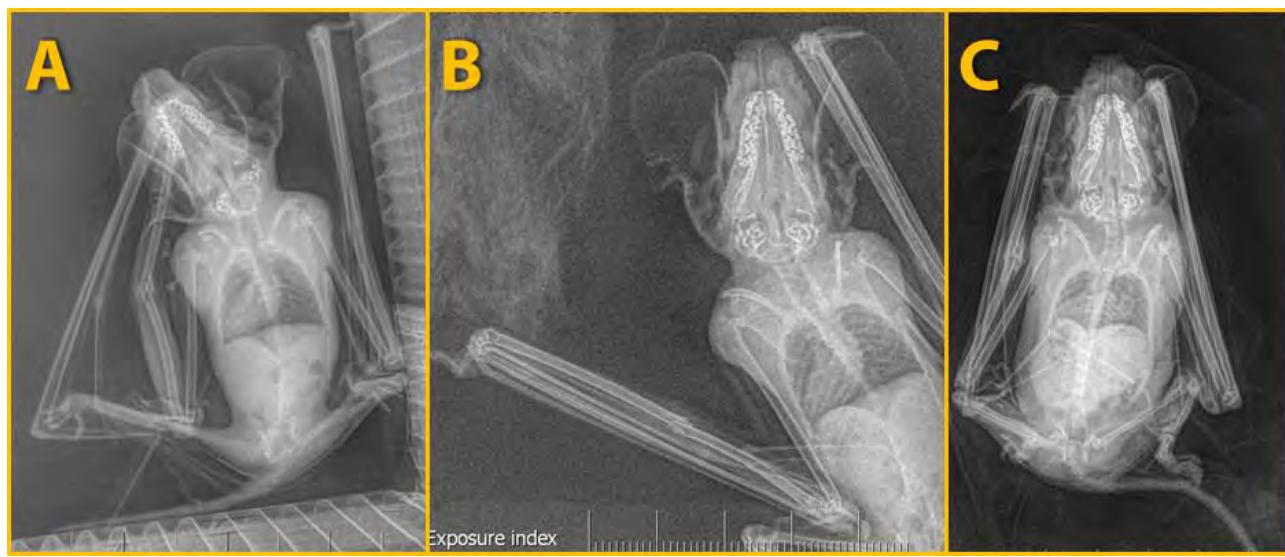
L'arto deve rimanere nella stessa posizione per circa 4 settimane, anche se non si esclude di dover prolungare il tempo di fissazione; quindi, è bene controllare spesso che non vi sia un allentamento ed in caso è necessario applicare nuovamente la colla.

Un altro indubbio vantaggio di questa tecnica è il fatto che non richiede l'uso di bende o fasciature e il pipistrello è impossibilitato a muoversi ma non ha nessuna reazione di autolesionismo (Lollar, 2018). Per evitare possibili lesioni accidentali è, anche in questo caso, consigliata una stabulazione in un ambiente piccolo e senza appigli dove l'unghia del pollice potrebbe incastrarsi (Tomassini *oss. pers.*).

Fig. 6.6 *Tadarida teniotis* con una frattura esposta al radio, stabilizzato con la tecnica della colla posizionata all'altezza del gomito, a metà del radio e all'altezza del polso (foto A. Tomassini).



Fig. 6.7 Fasi di ossificazione in *Tadarida teniotis*. Immagine A all'arrivo (8 ottobre), B dopo la chirurgia, C il callo osseo (4 aprile); le radiografie sono state effettuate con l'individuo sveglio posizionato all'interno di una piccola scatola di cartone (foto M. Masi).



6.3 Lesioni del patagio

Alessandra Tomassini, Enrica Bellinello

Il patagio comprende circa l'85% della superficie corporea totale di un pipistrello ed è formato da una sottile membrana a sua volta costituita da due strati di epidermide (epitelio pluristratificato cheratinizzato) separati da un esile strato di collagene dove si trovano i vasi sanguigni, i nervi e le fibre muscolari (Makanya & Mortola, 2007).

L'epidermide e il derma sono approssimativamente uguali in spessore (Gupta, 1967), ma la particolarità, rispetto ad altri mammiferi, è la componente di fasce di collagene intrecciate e fibre elastiche (Holbrook, K. & Odland 1978). La particolare combinazione di elastina e collagene consente flessibilità ma allo stesso tempo resistenza alla trazione (Holbrook, K. & Odland 1978).

Animali con lesioni sul patagio, recenti o pregresse, lievi o gravi (anche con parti mancanti) sono stati osservati allo stato selvatico in buona salute e capaci di svolgere le normali attività di caccia; infatti, non sempre questi danni inficiano la capacità di volare (Cichocki et al. 2019) (Fig. 6.8, Fig. 6.9 e Fig. 6.10).

Fig. 6.8 Individuo di *Vespertilio murinus* in cui sono evidenti vecchie lesioni del patagio cicatrizzate. In particolare, nel dactilopatagio, tra le metafalangi e le falangi del 4° e 5° dito, e nel plagiopatagio tra il 5° dito e il radio. È da notare che il recupero è avvenuto quando le lesioni erano ormai guarite; pertanto, l'individuo ha volato e ha compiuto probabilmente parte della sua migrazione nonostante la lesione all'ala (foto S. Osele).



Fig. 6.9 Giovane individuo *Myotis blythii* in cui sono visibili le cicatrizzazioni presenti sulla membrana alare (foto A. Tomassini).



Il patagio può subire:

- lesioni meccaniche casuali, come collisioni con la vegetazione, arbusti spinosi (Davis, 1968), filo spinato (Mühldorfer et al. 2011a), oggetti appuntiti nei nascondigli come chiodi, lamiere taglienti in soffitte o pericoli all'entrata dei roost (Cichocki et al. 2019). Si ipotizza che l'ambiente urbano, a causa di una maggiore probabilità di collisioni con strutture artificiali, favorisca questo tipo di eventi traumatici (Khayat et al. 2019) che possono portare anche alla morte (Fig. 6.11). Queste lesioni potrebbero essere molto frequenti a livello fisiologico in alcune specie, quali *Myotis myotis* e *Myotis blythii*, che cacciano anche planando sul terreno (Fig. 6.9);
- lesioni meccaniche dovute a predazione: tra i predatori più comuni dei pipistrelli citiamo l'Alocco (*Strix aluco*) (Lesiński et al 2009), il barbagianni (*Tyto alba*) (Sommer et al. 2009), e, meno frequentemente, uccelli diurni appartenenti alle famiglie *Corvidae* e *Paridae* (Mikula et al. 2015) ed infine roditori come anche il piccolo *Apodemus sylvaticus* (Haarsma & Kaal 2016). In ambiente urbano sono frequenti anche le predazioni da parte di gatti domestici (Ancillotto et al. 2013; Khayat et al. 2019) (vedere § 4.1);
- lesioni dovute da agenti patogeni come funghi (Reichard & Kunz, 2009; Fuller et al. 2011) (Fig. 6.17);
- Lesioni di natura sconosciuta (Tomassini oss. pers.) (Fig. 6.18).

Fig. 6.10 *Miniopterus schreibersii* con lesione al patagio trovato in buona salute. La cattura è stata effettuata durante il monitoraggio delle popolazioni nel Lazio (CHIRONET_Lazio) (foto M. Scalisi).



Fig. 6.11 *Tadarida teniotis* deceduto a causa dei dissuasori posizionati per allontanare i piccioni (foto L. Murabito).



Lesioni meccaniche

Nonostante le lesioni al patagio siano abbastanza frequenti (Davis 1968), pochi sono stati gli studi sperimentali sulla loro guarigione (Faure et al., 2009; Weaver et al., 2009). Presumibilmente, il processo di rigenerazione del tessuto della membrana alare richiede ai pipistrelli di mobilitare e/o riallocare le proprie risorse energetiche e,

per sostenere questa tesi, è stato eseguito uno studio sulle differenze di guarigione nelle varie stagioni in cui gli animali presentano un diverso livello di attività (Ceballos–Vasquez *et al.* 2015). Ceballos–Vasquez *et al.* (2015) hanno osservato tempi di ripresa diversi a seconda del periodo dell'anno in cui avviene il danno, più lenta in inverno (bloccata per le prime 5 settimane), più rapida in tarda primavera/estate in accordo con le altre attività metaboliche. Gli stessi autori ipotizzano una forte influenza delle temperature, il che potrebbe far presupporre che, innalzando le temperature di stabulazione, i tempi di guarigione possano essere più brevi. Nella ricerca attuata da Ceballos–Vasquez *et al.* 2015, non è stata presa in considerazione l'età degli individui, mentre gli autori ritengono questo un fattore importante; infatti, è stato possibile osservare che la riparazione del danno è più veloce negli individui giovani, mentre più lenta e con la formazione di una membrana meno elastica negli individui più anziani (Tomassini *oss. pers.*) (Fig. 6.14).

Nei mammiferi che solitamente svolgono il letargo (come, ad esempio, l'orso nero americano (*Ursus americanus*)), il processo di guarigione non subisce un rallentamento così evidente come avviene nei Chiroterri e questo potrebbe essere dovuto al fatto che i mammiferi ibernanti non abbassano la loro temperatura metabolica come invece avviene nei pipistrelli (Ceballos–Vasquez *et al.* 2015). Anche in questa occasione, i Chiroterri confermano di avere una fisiologia del tutto peculiare.

Quindi se la lacerazione del patagio è conseguenza di un evento traumatico, non è necessario utilizzare prodotti specifici; infatti, se non sono coinvolte le ossa metacarpali o le dita, la ferita si rimargina facilmente da sola (Tomassini *oss. pers.*) (Fig. 6.12, Fig. 6.13). Tuttavia, in individui anziani (Brunet-Rossini & Wilkinson 2009) si potrebbe tentare di usare un olio emolliente come Hypermix®, supportato dalla somministrazione per via orale di una goccia al giorno di omega-3 (olio di pesce purificato) per cercare di mantenere l'elasticità della membrana (Berti *oss. pers.*).

In questi tipi di trauma è sempre importante somministrare una copertura antibiotica, soprattutto nel caso di predazione da gatto, in quanto l'eventuale infezione batterica si può instaurare molto più facilmente (Mühldorfer *et al.* 2011a).

I batteri che possono essere trasmessi tramite morsi di gatto sono una grande varietà (Talan *et al.* 1999); questi possono provocare mortalità nonostante la presenza di lesioni non mortali. La relazione tra il morso e la conseguente sepsi è stata dimostrata per *Pasteurella multocida* nelle specie di pipistrelli europei (Simpson 2000).

Fig. 6.12 Rimarginazione del patagio in un individuo adulto di *Hypsugo savii*: non è stato applicato nessun tipo di prodotto. I tempi del recupero sono però molto variabili (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 6.13 *Pipistrellus kuhlii* con lesione sul patagio e successiva guarigione (foto A. Tomassini).
Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 6.14 *Pipistrellus kuhlii* con lesione al plagiopatagio. La guarigione è avvenuta in circa 8 settimane ma la membrana ha perso di elasticità, probabilmente a causa dell'età del chirottero che, dall'osservazione dell'usura dei denti, risultava essere avanzata (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Riportiamo un caso molto interessante successo nell'estate del 2025 presso il CRAS di Mantova. Nella Fig. 6.15 è visibile, in una femmina di *Pipistrellus kuhlii*, come la profonda lesione tra il terzo e il quarto dito si sia rimarginata. L'individuo è stato ricoverato il 22 maggio del 2025, ha partorito due cuccioli il 7 giugno ed è stata liberata con i cuccioli il 20 agosto dopo accurate prove di volo (Giaccone oss. pers.).

Fig. 6.15 *Pipistrellus kuhlii* con una profonda lesione nel patagio tra il terzo e il quarto dito (freccia nell'immagine a sinistra); a destra è visibile il patagio completamente rimarginato anche se sono state perse le ultime falangi del secondo e del terzo dito. L'individuo è stato liberato dopo accurate prove di volo (foto S. Giaccone).



Lesioni da agenti patogeni

Ancora meno studiati sono gli agenti patogeni che possono colpire direttamente la membrana alare. La maggior parte degli studi sono legati alla WNS (white-nose syndrome) (Reichard & Kunz, 2009; Fuller et al., 2011), patologia causata dal fungo *Pseudogymnoascus destructans*. In alcuni casi, le stesse lesioni meccaniche possono essere cause predisponenti ad infezioni secondarie: batteriche, virali o fungine (Mühldorfer et al. 2011a). Nel caso di un ricovero con lesioni alla membrana di natura sconosciuta non è facile capire quale sia l'agente eziologico primario. Per indagare correttamente la causa, ci si raccomanda quindi di effettuare dei tamponi specifici in modo che da impostare le terapie veterinarie più opportune. In caso di infezione batterica, un antibiotico ad ampio spettro può portare a guarigione (Fig. 6.16) ma a volte può non bastare e arrivare addirittura al decesso dell'individuo (Tomassini oss. pers.) (Fig. 6.17). È ancor più importante eseguire un antibiogramma per poter identificare l'antibiotico di elezione evitando così l'insorgere di resistenze. In questo contesto è opportuno sottolineare il rinvenimento di *Staphylococcus aureus* in corso di infezione virale predisponente (non pubblicato). Poiché questo batterio è commensale nell'uomo, si raccomanda sempre l'utilizzo dei guanti per proteggere i soggetti debilitati ed evitare cross-contaminazioni.

Fig. 6.16 *Hypsugo savii* con una infezione di natura sconosciuta sull'ala: nella figura in alto quando si è manifestata e a seguire l'inizio della guarigione ottenuta con un antibiotico di largo spettro e la successiva e completa guarigione (foto G. De Intinis).



Fig. 6.17 Membrana alare di *Vespertilio murinus* lesionata a causa di un'infezione di natura sconosciuta (foto S. Osele).



Lesioni di natura sconosciuta.

Talvolta sono state osservate delle lesioni che sembrano causate da particolari sostanze con cui gli animali sono venuti a contatto. In questi casi ad eziologia sconosciuta non si è potuta impostare una terapia efficace: in un caso si è avuta una guarigione molto lenta e spontanea in cui parte della membrana è andata in necrosi (Fig. 6.18).

Fig. 6.18 Individuo di *Plecotus austriacus* con lesioni di origine sconosciuta, presumibilmente da contatto. Le lesioni sono guarite ma la membrana ha perso elasticità (foto L. Oliva L. e A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



6.4 Alopecia

Gianna Dondini, Alessandra Tomassini,

Soprattutto durante lo svezzamento può accadere, con una certa frequenza, che alcuni individui manifestino alopecia parziale, perdendo il pelo sotto il mento e la pancia, e/o alla nuca e sulle spalle (Fig. 6.19). Questo inconveniente non inficia l'accrescimento dei giovani, ma certamente occorre fare il possibile per prevenirlo, per non allungare i tempi di reimmissione in natura (Dondini & Vergari *oss. pers.*, Tomassini, *oss. pers.*).

Le ragioni possono essere varie, spesso non facilmente determinabili.

Gli autori hanno individuato che le cause più frequenti sono dovute ai resti di cibo sul corpo (in particolare i liquidi delle camole, che possono essere irritanti), e in questo caso l'alopecia si localizza su mento e ventre; anche gli sfregamenti ripetuti sulle stesse aree durante il maneggiamento del pipistrello possono causare il diradamento del pelo, in particolare sulla nuca e dorso; altre cause, o concuse con le due precedenti, possono essere imputabili a squilibri alimentari, micosi (soprattutto candidosi) (Fig. 6.20, Fig. 6.21), e parassitosi.

La diagnosi di micosi e parassitosi deve essere formulata dal medico veterinario.

Per la candidosi, gli autori consigliano di disinfezione la cute con un bastoncino ovattato inumidito con amuchina (soluzione al 2%) diluita in 10 parti di acqua, una volta al giorno; solitamente basta un'applicazione a giorni alterni per tre volte (Dondini & Vergari, *oss. pers.*; Tomassini *oss. pers.*). Si può usare anche iodopovidone in soluzione acquosa (diluizione 1:10), allo stesso modo dell'ipoclorito di sodio.

Per stimolare poi la ricrescita del pelo gli autori consigliano di applicare, con bastoncino ovattato, poche gocce di olio di fegato di merluzzo, due volte al dì (mattina e sera), finché non si vede la ricrescita, e comunque al massimo una settimana (Dondini & Vergari *oss. pers.*) Occorre stare attenti a non darne troppo per non ungere eccessivamente il resto della pelliccia. Questo è molto utile soprattutto in caso di sfregamenti o carenze vitameriche (Dondini & Vergari *oss. pers.*), mentre gli squilibri alimentari vanno corretti basandosi sulla dieta descritta, a meno che non ci siano carenze particolari che devono essere valutate dai veterinari nei casi specifici.

Se le applicazioni esterne non agiscono per la stimolazione della ricrescita, allora si può ricorrere all'integrazione della dieta con un prodotto specifico (vedi prontuario), una goccia o un pizzico di polvere su una polpa di camola, una volta al giorno per non più di una settimana (Dondini & Vergari, *oss. pers.*; Tomassini *oss. pers.*).

Fig. 6.19 Giovane di *Pipistrellus kuhlii*. Presenta alopecia parziale senza patologie della pelle, che appare rosea. In questo caso le cause possono essere dovute a una dieta non bilanciata o più probabilmente a sfregamento meccanico (foto L. Mingione).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 6.20 Giovane *Pipistrellus kuhlii* svezzato che presenta alopecia completa. In questi casi se il pelo non ricresce entro un paio di giorni può essere utilizzato olio di fegato di merluzzo da mettere direttamente sulla pelle o se il metodo risulta inefficace, può essere utilizzato un integratore alimentare specifico per il pelo, a base di acidi grassi. La liberazione può avvenire solo ad avvenuta ricrescita della pelliccia (foto A. Tomassini).



Fig. 6.21 Giovane *Pipistrellus kuhlii* che presenta alopecia solo su metà corpo; inoltre è evidente la pelle molto arrossata, tipica da infezioni micotiche. (foto A. Tomassini).



7 ALLEVAMENTO ARTIFICIALE DEI NEONATI

7.1 Conoscenze su nascite, latte e accrescimento in natura

Alessandra Tomassini

I Chirotteri, quando nascono, sono completamente privi di pelo e, in alcune specie, con occhi e orecchie chiusi (Fig. 7.1, Fig. 7.2) (Lanza, 2012). In altre specie, come ad esempio *Tadarida brasiliensis* (specie americana), e in Italia *Tadarida teniotis* (Tomassini, oss. pers.), i neonati possono nascere già con gli occhi aperti (Lollar, 2002) (Fig. 7.4). In generale, date le ridotte dimensioni dei neonati (Fig. 7.3), gli occhi sono così piccoli che non sono facilmente visibili (Tomassini oss. pers.).

Gli artigli degli arti posteriori e il primo dito dell'ala permettono ai neonati di aggrapparsi al pelo della madre per raggiungere il capezzolo posizionato nella zona ascellare (Lanza, 2012) (Fig. 7.5). A seconda della specie, il neonato può rimanere assieme alla madre per diversi giorni mentre in altre capita che le femmine, già da subito, lascino la prole per andare a cacciare (Kunz et al. 2010) (Fig. 7.1).

Le colonie riproduttive in natura si localizzano in rifugi con temperature elevate, ad esempio le cavità ipogee calde e le porzioni vicine al tetto, come le soffitte o le intercapedini dietro alle grondaie per quanto riguarda gli edifici. Le femmine partoriscono con una certa sincronia, da imputare probabilmente all'aumento delle temperature (Dietz & Kiefer, 2014).

Fig. 7.1 Neonati di *Rhinolophus euryale* nella nursery dopo che le madri sono andate a caccia. In secondo piano (a destra in alto e in basso) sono visibili due piccoli di *Myotis emarginatus*. La foto è stata effettuata nell'ambito del monitoraggio delle colonie riproduttive di CHIROnet_Lazio. (foto A. Tomassini).



Fig. 7.2 Neonato di *Eptesicus serotinus* in allattamento in cattività con la tecnica del ciuccio: gli occhi rimarranno chiusi per qualche giorno (foto A. Tomassini).



Fig. 7.3 Femmina di *Tadarida teniotis* con il cucciolo di poche ore in cui sono ben visibili gli occhi già aperti (foto L. Veriani).



Fig. 7.4 Neonato di *Pipistrellus kuhlii* su un dito indice. Notare le piccole dimensioni (foto A. Tomassini).



Fig. 7.5 *Pipistrellus kuhlii* in cui, a causa della mancanza di pelo per lo sfregamento dovuto alla frattura dell'omero, è ben evidente la ghiandola mammaria rigonfia di latte e il capezzolo posizionato in zona ascellare (foto A. Tomassini).



La prole, durante il giorno, solitamente si trova a stretto contatto con il corpo della madre, e la notte, quando questa va a cacciare, rimane in una sorta di *nursery*, in gruppo con gli altri neonati della colonia e con alcune femmine che solitamente rimangono insieme ai giovani (Kunz & Hood, 2000; Lanza, 2012). Al nord e in alcune specie dei generi *Plecotus* e *Rhinolophus* possono essere presenti diversi maschi adulti, presumibilmente per favorire una maggiore produzione di calore alla *nursery* (Dietz & Kiefer, 2014). È stato dimostrato che i tassi di crescita postnatale dei giovani pipistrelli insettivori, possono essere ridotti durante i prolungati periodi di pioggia o temperature insolitamente basse (Hoying & Kunz, 1998; Hood et al. 2002), per questo raccomandiamo di mantenere gli animali in allattamento, in ambienti caldi (vedi 7.2).

7.1.1 Latte e accrescimento

Diverse sono le variabili che influenzano la composizione del latte nei mammiferi come, ad esempio, la frequenza dell'allattamento (Ben Shaul, 1962), la taglia materna (Tardiff et al. 2001), la taglia del neonato (Blaxter 1961), la grandezza della cuccioluta (Tardiff et al. 2001), la dieta della specie (Jenness & Studier 1976), la durata dell'allattamento (Skibiel et al. 2013), l'alimentazione della madre (Skibiel et al., 2013). Anche se un recente studio, che ha analizzato il latte di 130 diverse specie di mammiferi (tra cui 10 specie di pipistrelli), sembrerebbe dimostrare che la composizione del latte sia maggiormente legata alla filogenesi, alla dieta materna e alla durata dell'allattamento (Skibiel et al. 2013).

Nei pipistrelli la fenologia riproduttiva, le dimensioni alla nascita e la crescita postnatale sono state studiate solo nel 5% (Kunz et al., 2009; Fenton & Simmons, 2015) delle oltre 1400 specie conosciute nel mondo; e solo in meno dell'1% ne è stata studiata la composizione del latte materno (Kunz, et al. 2010). Fino ad oggi, la maggior parte delle poche ricerche effettuate, sono state condotte all'interno delle famiglie *Pyllostomidae* e *Pteropodidae* (Jenness & Studier 1976; Stern et al. 1997; Messer & Parry-Jones 1997; Korine & Arad 1999; Hood et al. 2001) mentre, purtroppo, quasi per nulla è stata indagata la composizione del latte nella famiglia *Vespertilionidae* (Perry M, 2020), la più grande famiglia nell'ordine dei Chiroterri e la più presente in Italia. La maggior problematicità nello studio della composizione del latte materno nei Chiroterri vespertilionidi è la difficoltà di riuscire a procurarsi adeguati campioni di materia prima, date le piccole dimensioni della maggior parte delle specie (Hood et al. 2009).

Gli studi sul latte dei Chiroterri hanno trattato principalmente la composizione approssimativa di proteine, grassi, carboidrati, ceneri, sostanza secca e la percentuale di acqua che lo compongono (Huibregtse 1966; Jenness 1974; Jenness e Studier 1976; Kunz et al. 1983; Messer e Parry-Jones 1997; Stern et al. 1997; Korine & Arad 1999; Hood et al. 2001), altri si sono concentrati principalmente sull'analisi dei minerali presenti (Studier & Kunz 1995; Studier et al. 1995; Stern et al. 1997; Hood et al. 2001; Kwiecinski et al. 2003). A volte le ricerche sembrano mostrare dati incoerenti, probabilmente perché nei campionamenti fatti in natura non si riesce a controllare in quale fase di allattamento (vedi più avanti) si trova la femmina catturata (Kunz et al. 1995).

In generale nel latte dei Chiroterri, rispetto agli altri mammiferi, è emersa una bassa percentuale di acqua (Kunz et al. 1995). Kunz et al. (1995) hanno anche suggerito che le specie che si nutrono a grandi distanze e per periodi prolungati, come *Tadarida brasiliensis*, producono latte più concentrato per ridurre al minimo il carico alare. Mentre, i pipistrelli con un alto contenuto di zucchero nel loro latte, generalmente presentano basse quantità di grassi e proteine. Questo perché il lattosio, essendo uno zucchero, ha un forte potere osmotico che richiama acqua dal circolo attraverso l'epitelio mammario e contribuisce così alla diluizione ed alla composizione del latte (Hurley, 2009). Riteniamo interessante l'osservazione riportata da Barnard 2010 che descrive che due specie di pipistrelli, una con un alto contenuto di grassi e proteine nel latte (*Tadarida brasiliensis*) e una con uno basso (*Pteropus poliocephalus*), lasciano entrambe il posatoio di notte per cercare cibo, tuttavia, *Tadarida brasiliensis* lascia i piccoli per molte ore nella *nursery*, mentre *Pteropus poliocephalus* trasporta il proprio piccolo nelle aree di caccia e lo fa per le prime tre settimane di vita della prole.

Come per i mammiferi carnivori rispetto alle specie erbivore (Skibiel et al., 2013) e onnivore, anche i pipistrelli insettivori producono latte con una maggiore concentrazione di lipidi, proteine e sostanza secca, rispetto ai pipistrelli frugivori (Huibregtse, 1966; Kunz & Stern, 1995; Messer & Parry Jones 1997), in quest'ultimi infatti c'è una maggior quantità di carboidrati (Jenness & Studier 1976).

In generale nei mammiferi la composizione del latte cambia durante la crescita della prole: esistono tre periodi diversi di allattamento. Le tre fasi sono suddivise in: fase iniziale, di mezzo e tardo allattamento (Davis et al., 1994); sembra che questo andamento sia confermato anche nei pipistrelli (Kunz et al. 1995). Questi cambiamenti

sono presumibilmente correlati alle mutevoli esigenze della prole in crescita (Hood, et al. 2009). Sebbene ci siano delle tendenze comuni, il tipo di variazione nelle percentuali relative dei nutrienti differisce nelle varie specie di mammiferi (Hood, et al. 2009). Nei pipistrelli il quantitativo relativo di proteine e carboidrati rimane relativamente stabile durante tutto il periodo dell'allattamento, mentre le quantità di grasso, di sostanza secca e di energia variano nelle loro relative proporzioni, in particolare, queste variazioni, sembrano essere più evidenti nelle specie di microchiroteri (Kunz et al. 1995).

L'allattamento iniziale avviene dalle prime ore fino a qualche giorno dopo il parto; in questa fase le ghiandole mammarie producono il colostro, latte particolarmente ricco di anticorpi materni (Oftedal 1984), ed è proprio questo periodo in cui i Chiroteri neonati presentano il più alto tasso di crescita (Kunz et al. 1995).

Dopo questa prima fase la composizione del latte diventa relativamente stabile (Oftedal 1984), nei Chiroteri il tasso di crescita inizia a diminuire (Kunz et al. 1995).

L'ultima fase è quella dell'allattamento tardivo che interviene quando i giovani iniziano lo svezzamento e, in questo periodo, avviene un declino nella produzione perché la prole inizia a nutrirsi autonomamente (Oftedal, 1984). In questa fase si riscontra un aumento di concentrazione di grasso probabilmente dovuto alla richiesta metabolica dei giovani che stanno imparando a volare e necessitano quindi di una maggior apporto energetico mentre apprendono a foraggiare da soli (Kunz et al. 1995).

In natura i Chiroteri neonati, a seconda della specie, impiegano dalle tre settimane ai due mesi per raggiungere l'indipendenza (Barclay & Harder, 2003), anche se i primi voli possono avvenire già a 14-15 giorni di età (Tuttle & Stevenson, 1982; Lanza 2012). Lo svezzamento, che nella maggior parte dei mammiferi inizia prima che i piccoli raggiungano il 40% della massa corporea che avrebbero da adulti, nei pipistrelli avviene quando i giovani hanno raggiunto circa il 70% della massa adulta e almeno il 90% delle dimensioni delle ali degli adulti (Barclay 1994, 1995) questo comporta, rispetto ad altri mammiferi, uno stretto vincolo con il quantitativo di calcio che deve essere fornito al lattante per poter essere metabolizzato per la crescita delle ossa (Kunz et al., 1995).

7.2 Alloggiamento degli orfani e necessità sociali

Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Gianna Dondini, Marco Scalisi

Durante tutto il periodo di allattamento e fino all'indipendenza alimentare, in ragione delle condizioni microclimatiche delle colonie riproduttive in natura (Fig. 7.6), della nudità neonatale e del contatto stretto con la madre (Fig. 7.7) (condizioni che comprovano esigenze di calore da parte dei cuccioli), quando si intraprende l'allevamento artificiale di un cucciolo ritrovato, è fondamentale mantenere l'alloggio ad una temperatura di circa 38 °C (Lollar & Schmidt-French, 2002), anche se in estate le temperature ambientali sono elevate.

Fig. 7.6 Colonia riproduttiva di *Myotis spp.* e *Rhinolophus sp.* in cui è evidente l'aggregazione dei piccoli anche se di specie differenti. Foto effettuata nell'ambito del monitoraggio delle colonie riproduttive di CHIROnet_Lazio (foto M. Scalisi).



L'esperienza degli autori fa propendere per una temperatura non uniforme dell'alloggio; pertanto, si raccomanda di creare un gradiente tra una zona riscaldata intorno ai 38-40° e una zona più fresca, pur con temperature ambientali elevate (Dondini & Vergari oss. pers.; Tomassini oss. pers.); i pipistrelli sono particolarmente sensibili ai fattori ambientali come illuminazione, temperatura, areazione e umidità e fornire loro più microclimi è un vantaggio perché consente agli animali di scegliere il posto che preferiscono (Fascione 1995, Le Blanc 2011a).

Le necessità termiche dei pipistrelli variano durante la giornata e in base alla fase del ciclo biologico (Altringham, 2011), quindi per ottenere le condizioni microclimatiche più adatte, come descritto anche per gli adulti, si consiglia di utilizzare la serpentina riscaldante per i rettilari, il termoforo (cuscino elettrico), o il tappetino elettrico (dotato di termostato), posizionati su metà contenitore in modo tale che i piccoli possano scegliere di volta in volta la gradazione di calore necessaria (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini, oss. pers.) (Fig. 7.8).

Si possono inoltre utilizzare borse dell'acqua calda, anche quelle elettriche, ma in questo caso vanno sostituite ogni tre ore circa, o quando subentra la necessità, in quanto si raffreddano rapidamente.

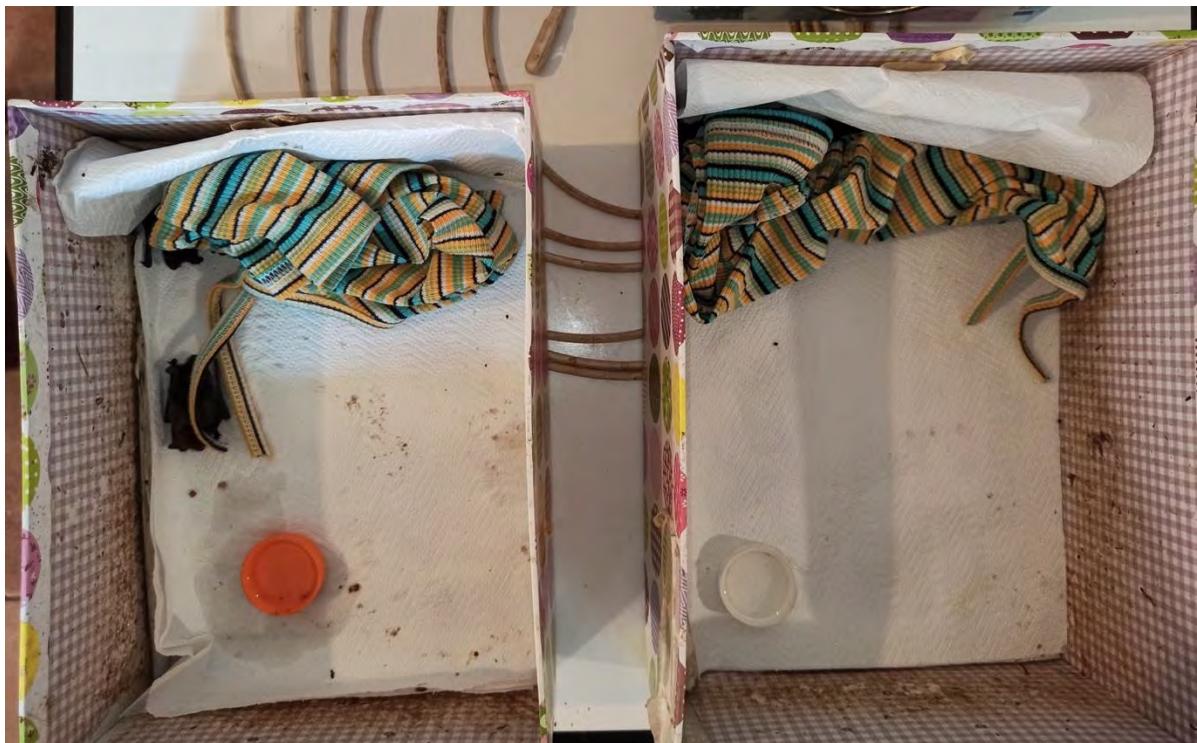
Come già espresso nella sezione specifica, non devono essere usate le lampade riscaldanti ad infrarosso: sono difficilmente da posizionare alla giusta distanza, necessitano di un contenitore aperto (assolutamente da evitare),

seccano troppo l'ambiente e non permettono agli individui di scegliere di volta in volta la temperatura più idonea all'esigenza contingente (Dondini oss. pers.)

Fig. 7.7 Madri di *Rhinolophus hipposideros* con i propri cuccioli aggrappati a testa in su; la posizione dei cuccioli è dovuta alla presenza di protuberanze, peculiari del genere *Rhinolophus*, chiamate pseudo capezzoli (o capezzoli accessori), posizionate nel basso ventre, dove i cuccioli possono aggrapparsi con la bocca. Foto effettuata nell'ambito del monitoraggio delle colonie riproduttive di CHIROnet_Lazio (foto M. Scalisi).



Fig. 7.8 Contenitori in cui sono stati alloggiati diversi gruppi di pipistrelli in svezzamento. È visibile la serpentina sottostante, il panno messo dalla parte della serpentina, il contenitore d'acqua dalla parte opposta a dove si trova il calore (foto A. Tomassini).



L'alloggio dei pipistrelli, a seconda dell'umidità esterna e da situazioni contingenti che possono variare, va umidificato (Tomassini oss. pers.). Per umidificare l'ambiente di stabulazione è possibile, per esempio, apporre un piccolo contenitore d'acqua basso e largo (tipo tappo dei barattoli di vetro). Per evitare cadute accidentali

nell'acqua, si può inserire della carta assorbente direttamente dentro il tappo così da non avere ristagni (Tomassini oss. pers.).

Una volta che i cuccioli sono svezzati è consigliabile inserirli in terrari di rete più grandi, questo permette ai giovani presenti all'interno di sgranchirsi e svolazzare, anche se in ambienti ristretti, in totale sicurezza (vedi §8.2). Inoltre, gli animali prendono confidenza con le mangiatoie e il loro posizionamento, tanto che è auspicabile utilizzare proprio le stesse mangiatoie anche all'interno dell'area di volo (Tomassini oss. pers.).

I Chirotteri sono animali estremamente sociali (Kerth, 2008), e i giovani necessitano di interazioni con soggetti della stessa età: è di fondamentale importanza la presenza di altri individui della stessa specie o con caratteristiche simili (Tomassini oss. pers.). Il rispetto delle necessità sociali è indispensabile per poter compiere un iterriabilitativo mirato a massimizzare le possibilità di sopravvivenza dopo il rilascio, permettendo altresì un naturale inserimento degli individui rilasciati in colonie già presenti nel territorio dove avverrà la liberazione.

Isolare un giovane pipistrello impedisce anche la possibilità di giocare con i propri pari, questo significa quasi invariabilmente influenzare negativamente altri aspetti del comportamento oltre al gioco stesso, come le interazioni sociali o oggettuali di tipo non giocoso (Burghardt 2005, 2010).

Per esperienze degli autori i piccoli tenuti in isolamento nei due mesi iniziali di vita hanno notevoli difficoltà ad adattarsi a nuovi ambienti e a relazionarsi con i propri simili e l'iter di rilascio è spesso definitivamente invalidato (Tomassini oss. pers.). Ricordiamo che la questione della depravazione comportamentale è strettamente legata al benessere degli animali che, privati degli opportuni stimoli, viene compromesso (Hughes & Duncan, 1988). Le specie di Chirotteri presenti in Italia sono animali estremamente sociali: come descritto sopra, le femmine si riuniscono in nursery anche molto numerose dove danno alla luce i piccoli che, quando la madre non c'è, rimangono insieme (Fig. 7.9) e già nei primi giorni di vita si sviluppano le prime relazioni con gli altri individui della stessa specie o di altre specie di Chirotteri che poi verranno mantenute anche in età adulta (Ancillotto et al 2012): in natura, spesso i roost sono formati da specie diverse e la sorveglianza di cuccioli durante l'alimentazione delle madri è demandata a balie anche di specie diverse da quella dei piccoli stessi, ad esempio a specie che, nel roost, hanno partorito in precedenza e i cui giovani sono già affrancati (Scalisi & Tomassini oss. pers.).

Fig. 7.9 Gruppo di giovani di *Pipistrellus kuhlii*. Quando gli individui sono in salute, tendono a stare in gruppo anche ammassati (foto A. Tomassini).



SCHEMA RIASSUNTIVO ALLOGGI PER LA RIABILITAZIONE DEGLI ORFANI

Dalla nascita fino all'autonomia dentro contenitori di varia tipologia come scatole di cartone, trasportini di plastica opportunamente oscurati, (deve essere comunque garantita la percezione della luce esterna per mantenere i ritmi circadiani), piccoli terrari in rete.

È necessario fornire adeguate temperature ambientali, umidità e rifugi in stoffa morbida, senza fili penduli all'interno.

Dopo l'autonomia alimentare è possibile inserire i giovani in terrari in rete via via sempre più grandi in modo tale da permettere piccoli voli interni senza ferirsi e nel contempo gli individui apprendono a nutrirsi dalle mangiatoie appese.

7.3 Allattamento in cattività

Alessandra Tomassini

Molti cuccioli di mammiferi sono allevati correttamente a mano grazie a sostituti del latte opportunamente formulati (vedi ad esempio Mohapatra et al., 2019). Tali formule dovrebbero riflettere la normale concentrazione del latte della specie e le proporzioni relative di grassi, proteine e zuccheri; infatti, la formulazione del sostituto del latte è particolarmente cruciale per la sopravvivenza, la crescita e lo sviluppo dei cuccioli quando si utilizzano metodi di allevamento manuale.

Trovare un sostituto del latte materno disponibile in commercio che sia ottimale anche solo per le specie antropofile più comuni non è facile, e tra le tipologie di latte utilizzate al mondo, in Europa una sola marca sembra essere adeguata a svolgere questo compito (Barnard, 2010). È bene ricordare che oltretutto l'allattamento artificiale non replica cambiamenti nutrizionali dovuti allo stato di crescita, perché mantiene una composizione costante nel tempo. Inoltre, un grande svantaggio nell'uso di prodotti industriali in polvere è dovuto al fatto che esiste la possibilità che, negli anni, anche uno stesso prodotto commerciale possa subire variazioni della composizione senza che sia evidenziato in etichetta (Barnard, 2010).

Fig. 7.10 Giovane *Pipistrellus kuhlii* alimentato con prodotti non adeguati. Gli occhi non sono visibili, le orecchie indicano disidratazione, la pelle è rossa e sporca, le ghiandole del muso sono completamente chiuse e infiammate (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



La scelta di un tipo di latte non adeguato compromette lo sviluppo armonico del cucciolo, con malformazioni che non permetteranno il ritorno in natura o che possono provocare addirittura il decesso dei giovani (Barnard, 2010; 2010d; Lollar 2018) (Fig. 7.10, Fig. 7.11). Tra i sintomi più evidenti di uno squilibrio alimentare possono esserci gonfiori articolari, alle dita, ai margini del patagio, agli occhi e alle ghiandole del muso con ascessi (Barnard, 2010; Lollar 2018) (Fig. 7.10, Fig. 7.11, Fig. 7.12). La crescita può essere disarmonica (Fig. 7.12), con deformazioni delle ossa metacarpali, delle falangi e dell'avambraccio (*MDB Metabolic Bone Disease*) (Barnard, 2010) che rendono permanentemente inabile al volo l'animale. *MDB*, infatti, è un termine che raggruppa numerose malattie che influenzano il normale sviluppo e la funzione del sistema scheletrico (Rittle, 2009) (vedi 6.1).

Se un neonato viene ricoverato nel CR ma è già stato alimentato con un tipo di latte inadatto, il passaggio al nuovo tipo di latte va sempre fatto in modo graduale (Barnard 2010). Quindi, sia quando arriva il neonato (allattato dalla madre), sia che si cambi tipo di latte durante l'allevamento, questo passaggio va curato con attenzione. Solitamente è sufficiente usare formule più diluite del normale per il primo giorno, se il piccolo non presenta particolari problemi. Ad esempio, se la diluizione usuale del latte è 1:3 (un cucchiaino raso di latte con tre di acqua calda), sarà necessario diluirlo 1:4.

Se il soggetto è molto disidratato, ha problemi digestivi o gonfiori intestinali, la diluizione maggiore va proseguita per più giorni (Tomassini, oss. pers.)

Riportiamo da bibliografia le informazioni legate ad alcuni nutrienti presenti nel latte, agli effetti dovuti a squilibri nella dieta ed eventuali integrazioni proposte, **il tutto sempre da valutare in concerto con il veterinario di riferimento.**

Fig. 7.11 Due giovani di *Pipistrellus kuhlii*. A sinistra il giovane, appena ricoverato (poi deceduto), è stato allattato, antecedentemente al ricovero, con una tipologia di latte in polvere inadeguata; a destra uno, di età paragonabile, allevato da almeno 10 giorni con dieta corretta (foto A. Tomassini).



Grassi

I grassi alimentari forniscono acidi grassi essenziali (ad esempio, acido linoleico e linolenico) che sono particolarmente importanti per una crescita corretta dei pipistrelli (Barnard 2010).

Le conseguenze di un inadeguato contenuto di grassi nella dieta possono causare danni più o meno marcati come ritardi nella crescita, dermatiti, ulcere cutanee, perdita di pelo, fino anche a poter provocare la morte (Reid & Martin, 1959). Negli USA per aumentare il grasso nei sostituti del latte è usato l'olio di canola (estratto dall'olio di balza) (Barnard, 2010). Barnard predilige l'uso di grassi di origine vegetale perché più digeribili rispetto a quelli animali (Hoagland & Snider, 1943), e anche gli autori sconsigliano l'uso di grassi animali come la panna: le osservazioni fatte sugli animali alimentati con questo tipo di integrazioni hanno presentato difficoltà nella digestione fino, a volte, ad arrivare al decesso dell'individuo trattato (Barnard, 1995). Secondo Barnard (2010) invece, l'olio di canola è un'ottima fonte di vitamine E e K, e sono necessarie poche gocce per aumentare il contenuto di grassi.

Per completezza di informazione gli autori riportano i valori nutrizionali dell'olio di canola e dell'olio extravergine di oliva e suggeriscono la possibilità di usare il secondo piuttosto del primo (Tab. 7.1).

Tab. 7.1 Valori nutrizionali riferiti a 100 grammi di prodotto ripresi dal sito <https://magazine.x115.it/x115/olio-di-colza/>.

| | Olio di Canola | Olio Extravergine di Oliva |
|------------------------------|----------------|----------------------------|
| Calorie | 884 kcal | 884 kcal |
| Grassi | 100 g | 100 g |
| di cui Saturi | 7,4 g | 13,8 g |
| di cui Monoinsaturi | 63,3 g | 73 g |
| di cui Polinsaturi | 28,1 g | 10,5 g |
| di cui Acido Linoleico | 19 g | 9,76 g |
| di cui acido alfa-linolenico | 9,14 g | 0,76g |
| Vitamina E | 17,46 mg | 14,35 mg |
| Vitamina K | 71,3 µg | 60,2 µg |

Proteine e amminoacidi

Le proteine che solitamente si trovano nei sostituti commerciali del latte solitamente sono di origine sia animale sia vegetale (Barnard, 2010).

Spesso nei sostituti del latte viene utilizzata la caseina, proteina che viene digerita con maggiore difficoltà rispetto a quelle del siero (Boirie et al., 1997). Dalle osservazioni fatte da Barnard (2010) un sostituto del latte con caseina può rimanere più a lungo nello stomaco di un cucciolo di pipistrello, aumentando la probabilità di gonfiore.

Un elemento condizionatamente essenziale e coinvolto in molti processi metabolici è la taurina (Gaull 1986; Huxtable, 1992). Alcune specie riescono a sintetizzare la taurina partendo dalla cisteina, altre specie come i felini, carnivori obbligati, non riescono a farlo e la richiedono nella dieta (Huxtable, 2000). Nei pipistrelli ancora non è stato indagato se siano, e quali specie siano, in grado di sintetizzare questo tipo di amminoacido, Barnard (2010) afferma che i Chiroterri insettivori in allattamento trarrebbero beneficio se inserito nella dieta, tanto più che la taurina è l'aminoacido libero più abbondante nel latte di molte specie come gerbilli, topi, gatti, cani, e il secondo amminoacido più abbondante nel latte di ratti, babbuini, scimpanzé, pecore, e uomini (Rassin et al., 1978).

L'unico prodotto che si può raccomandare in Europa non ha tra i suoi ingredienti nominali la taurina²¹ la casa madre Royal Canine ha comunicato che per il *Baby Dog* la percentuale di taurina è indicativamente dello 0,22% (Consolo M. oss. pers.).

Carboidrati

Tra i carboidrati, presenti nell'alimentazione animale, il glucosio (o destrosio) è il più importante carboidrato semplice. Esso viene assorbito dall'intestino tenue in quantità maggiori rispetto a qualsiasi altro monosaccaride e viene utilizzato nei tessuti del corpo per produrre energia (vedi ad esempio BeMiller, 2018).

La presenza di carboidrati nella dieta dei pipistrelli varia tantissimo in base alle specie (Altringham, 2011), addirittura sembrerebbe che, nonostante geneticamente sia i frugivori sia gli insettivori presentano la presenza geni codificatori di recettori specifici per il gusto degli zuccheri, nei pipistrelli insettivori questi recettori non sono in grado di attivarsi al contrario di quel che accade nei pipistrelli frugivori che prediligono nella dieta saccarosio e fruttosio (Jiao et al. 2021)

Data l'esperienza degli autori non crediamo che siano necessarie integrazioni da dover fare nel latte, se però, dopo aver consultato un veterinario specializzato in alimentazione, si rendessero necessarie Barnard (2010) consiglia di usare la polvere di destrosio derivata da mais.

Calcio

L'ipotesi che il calcio sia fondamentale per il successo riproduttivo nei pipistrelli insettivori è supportata dal fatto che, ad esempio, nelle due specie americane *Tadarida brasiliensis* e *Myotis lucifugus* è stato riscontrato per la prima che il calcio è un minerale limitante nel latte (Studier & Kunz, 1995), nella seconda che le femmine subiscono una osteoporosi temporanea durante l'allattamento (Kwiecinski, Krook & Wimsatt, 1987). Ad aggravare questo vincolo, bisogna considerare che i Chiroterri qui considerati, si nutrono di insetti che sono organismi tipicamente a basso contenuto di calcio (Studier & Sevick, 1992), e i pipistrelli insettivori non sono in grado di utilizzare fonti inanimate di calcio (ossà e guscii) (Barclay, 1994; 1995).

Il calcio è fondamentale anche per permettere l'assorbimento del fosforo (vedi ad esempio Goff, 2000; Peacock, 2010), nel caso che il calcio assunto con l'alimentazione sia insufficiente l'organismo lo estrae dalle aree in cui è immagazzinato: le ossa (vedi ad esempio Theobald, 2005)

Nei lattanti, una prolungata carenza di calcio può causare rachitismo o malattie metaboliche delle ossa (Rittle, 2009). Generalmente vengono raccomandate diete con rapporto calcio/fosforo che varia da 2:1 a 1:1. Questo tipo di rapporto viene mantenuto anche nei latte in polvere che si trovano in commercio tra cui quello presente in Europa (vedi nota 21). Barnard (2010) sconsiglia di integrare il latte con il calcio dato che, quando questo

21 Composizione nominale del latte Royal Canine Baby Dog

latte retentato, materie grasse del latte, olio di palma raffinato (da fonti sostenibili), proteina di siero di latte, olio di soia raffinato, olio di copra raffinato, sali minerali, frutto-oligosaccaridi (0,51%), olio di pesce (fonte di DHA), olio fungino

Additivi nutrizionali: Vitamina A: 25000 UI, Vitamina D3: 1500 UI, Ferro (3b103): 100 mg, Iodio (3b201, 3b202): 4 mg, Rame (3b405, 3b406):

15 mg, Manganese (3b502, 3b504): 80 mg, Zinco (3b603, 3b605, 3b606): 180 mg, Selenio (3b801, 3b811, 3b812): 0,43 mg.

Componenti analitici: Proteina grezza: 33,0% - Oli e grassi grezzi: 39,0% - Fibra grezza: 0,0% - Ceneri grezze: 5,0% - DHA: 0,05%.

elemento viene aggiunto ad una formula, in quest'ultima si modificano i rapporti tra diversi nutrienti. Per esperienza degli autori (Tomassini *oss. pers.*) la carenza di calcio si manifesta più facilmente durante lo svezzamento ed è per questo che è importante durante, questa fase, l'integrazione anche attraverso la somministrazione di vitamina D essenziale per l'omeostasi del calcio e del fosfato.

Raccomandiamo, nella scelta del latte adeguato, di cercare prodotti che rispettino nella composizione i rapporti relativi tra proteine/lipidi/carboidrati e, casomai prevedere delle integrazioni di vitamine e minerali. Nella nota 21 è riportata la composizione nominale di un prodotto in polvere, commercializzato in Europa, adeguato (ben diverso dall'*optimum*) alla crescita dei piccoli pipistrelli.

Gli autori si associano a Barnard (2010) e sconsigliano vivamente le formule "fai da te", che si trovano sul web, o che vari recuperatori sperimentano (in America, secondo Barnard 2010, in molti usano formulazioni '*hand made*', sconsigliati dalla stessa autrice perché assai difficili da dosare e da mantenere costanti nelle loro componenti).

Fig. 7.12 Giovane di *Pipistrellus kuhlii* alimentato in modo scorretto. Oltre alle deformazioni delle ossa delle ali, sono evidenti anche la pelle molto arrossata e alopecia (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



BOX 7.1 Accrescimento in cattività di *Pipistrellus kuhlii*: dati preliminari e confronto tra allevamento artificiale e naturale (dati inediti)

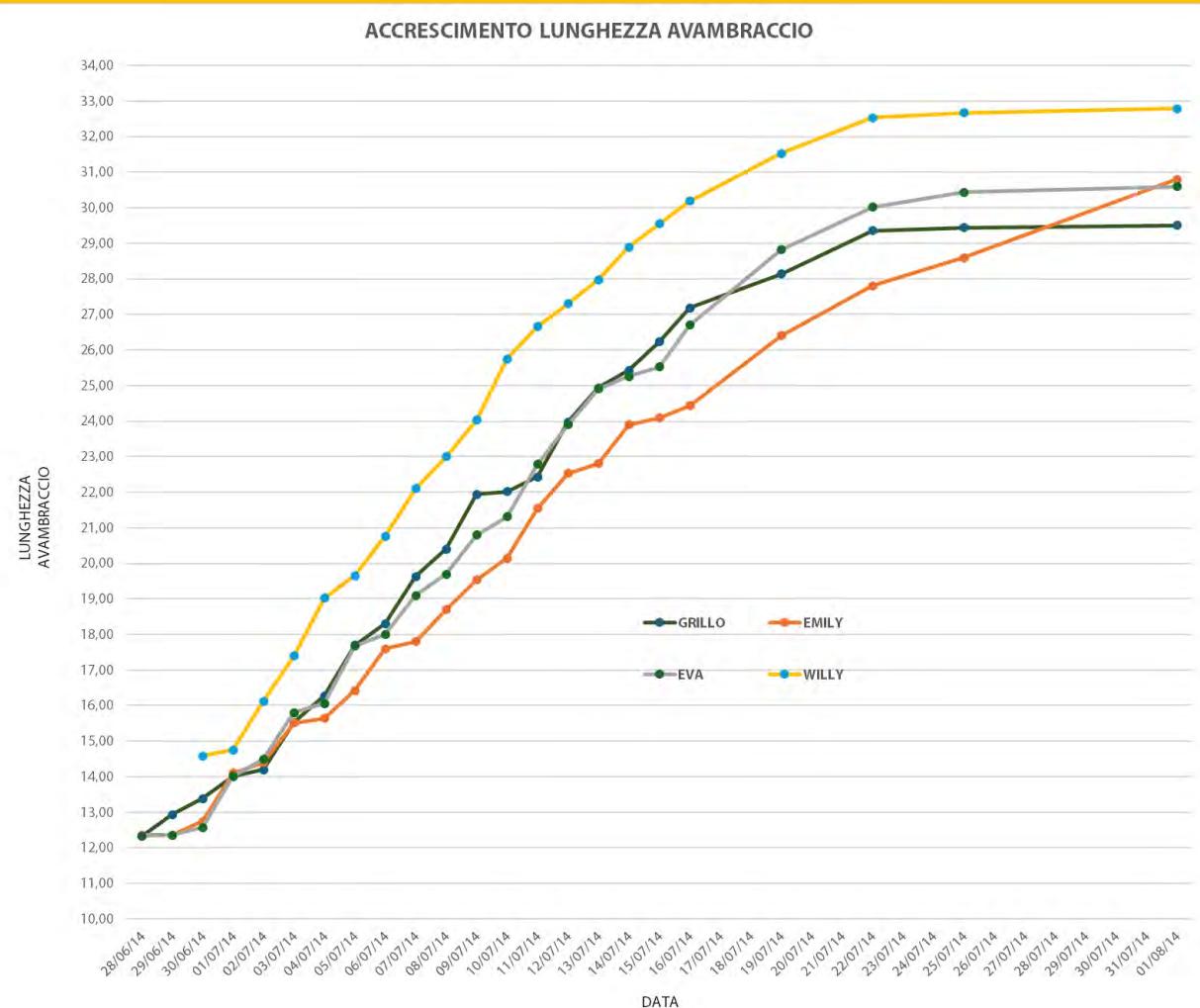
Alessandra Tomassini

Nel 2014 sono stati raccolti dati sull'accrescimento in cattività di 4 individui di *Pipistrellus kuhlii* (2 maschi e 2 femmine) arrivati neonati. I cuccioli sono stati svezzati utilizzando il latte con la composizione nominale riportata nella nota 21 pagina 139 e allattati con la metodologia del ciuccio. In particolare, i parametri presi in considerazione per il monitoraggio dell'accrescimento sono stati: la crescita dell'avambraccio (Fig. 7.13) e l'incremento della massa corporea dei lattanti e questi dati sono stati confrontati con quelli di una ricerca effettuata dalla Razi University of Kermashah (Iran), sull'accrescimento postnatale in cattività di individui della stessa specie (*Pipistrellus kuhlii*), allattati dalle madri (Sharifi & Vaissi 2013).

Il confronto dei dati ottenuti, con quelli dello studio condotto da Sharifi & Vaissi (2013), ha mostrato similitudini nelle tempistiche di sviluppo delle caratteristiche fisiche dei cuccioli (crescita del pelo, apertura degli occhi, svezzamento). Ma mentre la curva di tasso di crescita dell'avambraccio degli individui allattati artificialmente incrementa rapidamente fino al ventesimo giorno, nell'allattamento naturale avviene al 10 giorno, anche se i valori medi ottenuti dai due studi sono in accordo con stabilizzazione intorno al 30° giorno, dimostrando una sostanziale similitudine.

Invece l'incremento della massa corporea, che comunque, generalmente non viene considerato un parametro affidabile per monitorare l'accrescimento, si è dimostrato variabile sia nell'allattamento artificiale sia in quello materno. Nei piccoli allattati artificialmente questo parametro ha raggiunto valori prossimi a quelli della taglia adulta dopo il 30° giorno, ben 30 giorni in anticipo rispetto allo studio della Razi University. Probabilmente la causa è da ricercare nella differente composizione tra latte materno e artificiale. Altri fattori che potrebbero aver determinato differenze sono: l'apporto energetico degli integratori vitaminici somministrati agli individui allattati artificialmente, la differente condizione di cattività, la mancanza di cure parentali. Alla fine dello studio, dopo 44 giorni, gli individui sono sati inseriti nella voliera ed hanno iniziato il protocollo per l'allenamento al volo per il rilascio in natura.

Fig. 7.13 Grafico in cui vengono riportati la lunghezza dell'avambraccio (mm) di 4 *Pipistrellus kuhlii* monitorati.



7.4 Allattamento: Frequenza e modalità di somministrazione dei pasti

Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Gianna Dondini

I neonati devono essere allattati circa 6 volte al giorno (Barnard 2010d, Lollar 2018), opportunamente distanziate tra loro e quindi anche durante la notte, soprattutto se appena nati o se arrivati molto magri e debilitati; in quest'ultimo caso si può arrivare a somministrare il latte anche 8 volte al giorno (Tomassini oss. pers.) (Fig. 7.14). La somministrazione del latte, se effettuata con l'ago cannula, deve essere fatta a testa in giù mentre può essere fatta orizzontalmente o nella posizione che preferisce il lattante se con il ciuccio (Fig. 7.15). Bisogna evitare, durante la poppata, la posizione verticale a testa in su, in quanto il latte potrebbe essere aspirato nelle vie respiratorie, con possibile sviluppo di polmonite *ab ingestis* (Dondini & Vergari oss. pers.), o anche scivolare dentro le orecchie provocando un'otite spesso mortale (Tomassini oss. pers.).

Qualsiasi modalità di somministrazione si utilizzi, grandissima attenzione va posta alla quantità di latte fornita al piccolo. È possibile monitorare la quantità somministrata osservando la pancia del soggetto, che risulta trasparente, ed è quindi facile vedere il latte presente nello stomaco e nell'intestino dopo il pasto (Fig. 7.17). Inoltre, osservando il piccolo dalla parte dorsale, i rigonfiamenti laterali a livello addominale non devono eccedere la linea delle spalle (Barnard 2010d).

Dopo circa due settimane, il numero di pasti va gradualmente diminuito, poiché crescendo il piccolo diventa capace di ingerire quantità maggiori per singolo pasto.

Fig. 7.14 Individuo di *Hypsugo savii* di circa una settimana di vita: A appena arrivato al centro, B dopo aver effettuato ripristino dei fluidi con una sottocutanea, C a 24 ore e D 36 ore dal ricovero durante il quale è stato alimentato circa 8 volte al giorno (foto A. Tomassini).



Tecniche di allattamento

Per l'allattamento possono essere utilizzati principalmente due strumenti:

- "ciuccio" in spugna (Fig. 7.15, Fig. 7.17, Fig. 7.20, Fig. 7.23)
- ago cannula (Fig. 7.25)

Una delle tecniche che si suggerisce è quella di utilizzare un "ciuccio" di spugna, che permette ai piccoli di assumere il latte in modo simile ad un biberon (Lollar, 2018).

Nei giovani mammiferi la sopravvivenza dipende anche dal successo della suzione, si presume quindi che la motivazione alla suzione debba essere forte nei neonati e che la privazione di questo atto, così importante nei cuccioli, provocherebbe frustrazione che potrebbe avere un impatto negativo sul loro benessere (De Passillé, 2001; Nowak, 2006) tanto più che nei giovani chiroterri il capezzolo viene utilizzato anche come appiglio per rimanere attaccato alla madre anche durante il volo (Lanza, 2012) (Fig. 7.16) per questo il ciuccio viene mantenuto in bocca anche senza la necessità di compiere la suzione. Nel caso dei Chiroterri è facile osservare i lattanti in cattività utilizzare parti del corpo per soddisfare il bisogno della suzione (Fig. 7.18), questo fenomeno viene molto mitigato nel caso dell'uso del ciuccio (Tomassini oss. pers.).

Fig. 7.15 Pipistrello neonato allattato con la tecnica del ciuccio (foto M. Scalisi).



Fig. 7.16 *Myotis myotis* in volo con il lattante aggrappato al capezzolo in posizione ascellare; foto effettuata nell'ambito del monitoraggio delle colonie riproduttive di CHIROnet_Lazio (foto A. Tomassini).



Fig. 7.17 Due giovani di *Pipistrellus kuhlii* (2-4 giorni di età) mentre sono allattati con il metodo del ciuccio. Nell'individuo maschio in posizione supina è ben evidente, all'interno dell'ovale, il latte presente nello stomaco. Dalla carta millimetrata sono intuibili le dimensioni (foto A. Tomassini).



Il ciuccio deve essere di materiale spugnoso naturale, bianco e privo di impurità (Lollar, 2018); è assolutamente necessario evitare l'uso di spugnette di silicone (Tomassini oss. pers.). Solitamente vengono utilizzate le spugnette degli applicatori cosmetici (Fig. 7.21), opportunamente tagliate, a seconda della specie, infatti, devono variare anche le dimensioni delle spugnette e, a seconda dello stadio di sviluppo, si devono utilizzare spugnette adeguate (Lollar 2018) (Fig. 7.20).

Con questa tecnica va prestata grande attenzione all'igiene, in quanto le spugnette, in particolare con le alte temperature estive e dell'alloggio, possono facilmente diventare ricettacolo di batteri. Si raccomanda pertanto di lavarle non appena il cucciolo le abbandona e di cambiarle molto frequentemente, anche ogni volta o, se non fosse possibile, ogni due giorni o ogni qual volta si renda necessario.

I vantaggi della tecnica del ciuccio di spugna sono una più graduale somministrazione del latte, e il soddisfacimento del bisogno fisiologico della suzione. Quest'azione tranquillizza il piccolo ed allevia le problematiche connesse alla suzione di parti del proprio corpo o degli altri neonati (parti del patagio delle ali, coda, orecchie e pene) (Fig. 7.18). Inoltre, utilizzando le spugnette si possono alimentare più animali contemporaneamente riducendo i tempi per un singolo operatore che può nello stesso periodo di tempo somministrare pasti a più animali contemporaneamente (Fig. 7.17, Fig. 7.20, Fig. 7.24).

Fig. 7.18 Due giovani di *Pipistrellus kuhlii* mentre tentano di poppare il proprio patagio. Il riflesso di suzione è spesso spiccato nei cuccioli, e le zone preferite sono la punta delle ali e della coda, le orecchie e il pene, attività che viene svolta anche sui compagni che alloggiano nello stesso contenitore. Questo può provocare gravi danni se reiterato (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 7.19 Individuo di *Plecotus* sp a sinistra mentre si ciuccia l'orecchio situazione che viene mitigata dall'uso del ciuccio foto a destra (foto A. Tomassini).



Fig. 7.20 Un giovane di qualche giorno di *Tadarida teniotis* a sinistra, mentre a destra un giovane *Hypsugo savii* di alcuni giorni più grande. Notevoli sono le differenze di dimensioni tra le due specie; pertanto, il ciuccio deve essere porzionato diversamente (foto A. Tomassini).



È obbligatorio
usare
guanti
protettivi

di applicatori cosmetici, sia intere che tagliate, che possono essere utilizzate come mezzo di
veicolazione del latte o come ciucci in quei soggetti con forte riflesso di suzione (foto A. Tomassini).



Fig. 7.22 A sinistra le spugnette che possono essere utilizzate come ciuccio nell'alimentazione dei giovani chiroterri, a destra alcuni esempi di applicatore cosmetico non è idoneo all'alimentazione poiché con struttura non spugnosa. I giovani chiroterri possono andare incontro a morte se alimentati con le spugnette sbagliate (Tomassini oss. pers.) (foto A.Tomassini).



A fine pasto il ciuccio **non** va tolto dalla bocca del cucciolo, perché si potrebbero creare gravi danni alla bocca e parti della spugnetta potrebbero essere ingerite. Se il cucciolo ha ingerito l'adeguata quantità di latte e la spugnetta è ancora piena, basta utilizzare della carta assorbente per togliere il latte residuo dal ciuccio ed evitare una sovralimentazione del cucciolo (Tomassini oss. pers.). Il ciuccio va quindi sempre lasciato a disposizione del pipistrello, che lo sputerà quando vorrà (Lollar, 2018). Ricordiamo che i neonati nascono con la dentatura decidua, che essendo di minuscole dimensioni, spesso non si nota, ma comunque permette al piccolo di avere un forte potere aggrappante (Lanza, 2012). È successo che alcuni individui tenessero il ciuccio anche per 24 ore di seguito (Tomassini oss. pers.); in questi casi, per somministrare il pasto nei tempi consoni, basta inumidire nuovamente con il latte la spugnetta, che andrà sostituita con una nuova appena espulsa dalla bocca.

Fig. 7.23 Gruppo di giovani *Tadarida teniotis* subito dopo il pasto, con ancora il ciuccio in bocca. Si consiglia di somministrare il latte coprendo con della stoffa gli individui e lasciando scoperta solo la testa, come mostrato nel riquadro (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 7.24 Giovane di *Pipistrellus kuhlii* mentre viene allattato con ago cannula. Occorre prestare attenzione ed evitare la somministrazione frontale, posizione potenzialmente pericolosa, perciò fortemente sconsigliata (foto G).

Dondini e S. Vergari).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Con l'utilizzo dell'ago cannula si dosa bene la quantità durante la somministrazione del pasto, inoltre l'ago cannula riduce i rischi dovuti all'accumulo di patogeni, in quanto non costituita di materiali porosi, dato che è nata appositamente per usi in ambito medico. La sua pulizia può avvenire con apposite soluzioni di ipoclorito di sodio, seguendo le diluizioni indicate in etichetta, o in acqua bollente, e quindi va rinnovata con minore frequenza rispetto alle spugnette.

Questa modalità richiede una mano esperta per dosare con costanza la somministrazione del latte, perché il rischio è di provocare aspirazioni nell'apparato respiratorio o la fuoriuscita sul muso e nelle orecchie con possibili infezioni e conseguenze molto gravi, è quindi sconsigliato presentare l'ago cannula frontalmente (Fig. 7.23), più opportuna è invece la somministrazione laterale (Fig. 7.25).

La somministrazione tramite ago cannula, che priva il cucciolo di poter compiere l'atto della suzione, favorisce comportamenti di "ciucciamento" di parti del proprio corpo (Fig. 7.18) o di compagni di alloggio (Tomassini oss. pers.). Considerando che la questione della depravazione comportamentale è centrale per il benessere degli animali (Hughes & Duncan, 1988), si consiglia di utilizzare questa tecnica nei casi in cui sia proprio il cucciolo a rifiutare il ciuccio (Tomassini oss pers.)

Fig. 7.25 *Pipistrellus kuhlii* alimentato con l'ausilio dell'ago-cannula in posizione laterale, che garantisce sicurezza (foto G. Dondini e S. Vergari).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Se al pasto successivo sussiste ancora del latte nello stomaco e nell'intestino del cucciolo, si consiglia di aspettare con la nuova somministrazione. La sua presenza, un triangolo biancastro, si nota bene nei pipistrelli

ancora nudi o con poca peluria, se si guarda nella porzione di sinistra dell'addome dalla parte dorsale o, meglio ancora, nella parte ventrale, dove l'area chiara è più estesa (Fig. 7.17). Può capitare che un individuo fatichi a digerire, se si osserva che la digestione non è completa anche dopo 3/4 ore allora consigliamo di diminuire la quantità di latte a pasto ed eventualmente diluire maggiormente il latte e aumentare la frequenza di somministrazione. Se i problemi digestivi sussistono, e se associati a meteorismo, allora occorre ricorrere ad integratori e farmaci adeguati (vedi § 5.2).

7.4.1 Pulizia

Almeno per i primi giorni di vita, è utile stimolare il neonato all'espletamento dei bisogni fisiologici. Questo tipo di stimolazione può essere effettuato delicatamente sfregando con un bastoncino ovattato (*cotton fioc*) umido la zona anale (Fig. 7.26). È necessario anche controllare periodicamente che le feci non rimangano adese alla pelle o al patagio, in tal caso bisogna rimuoverle utilizzando sempre un bastoncino ovattato umido e prestando grande attenzione a non tirarle se secche, ma solo se ben inumidite, per non provocare lesioni alla pelle.

Un bastoncino pulito e umido va utilizzato anche per pulire la bocca e il muso dai residui di latte dopo il pasto (ovviamente va cambiato ogni volta e mai usato lo stesso per il muso e la zona anale). Occorre stare molto attenti a non far scivolare il latte nelle orecchie, nel naso e negli occhi. In tal caso pulire immediatamente con delicatezza e far assorbire, con carta assorbente, il latte in eccesso.

7.4.2 Integratori alimentari

La formulazione del latte commerciale che si utilizza pur essendo, a conoscenza degli autori, il migliore tra quelli disponibili, è abbastanza lontano dall'essere completo dal punto di vista nutrizionale, anche in considerazione del fatto che viene somministrato a specie diverse e a individui, ritrovati a terra in fasi diverse di crescita e che, oltretutto, possono avere delle problematiche nello sviluppo. Pertanto, da esperienza degli autori, è bene integrare l'alimentazione con pappa reale fresca, meglio se biologica. Va somministrata una sola volta al giorno, mettendone una puntina sull'apposita palettina o sull'ago cannula, facendola leccare direttamente al piccolo al momento del pasto. In genere il sapore acidulo è molto gradito, e il dosaggio non pone problemi (Dondini & Vergari *oss. pers.*; Tomassini, *oss. pers.*).

Si raccomanda di non dare mai pappa reale liofilizzata in quanto addizionata con zuccheri che possono dare seri problemi di fermentazioni intestinali con conseguente morte (Dondini & Vergari *oss. pers.*).

Fig. 7.26 Neonato di *Hypsugo savii* mentre viene pulito con il cotton fioc umido nella zona anale, azione che serve anche allo stimolo della defecazione. L'individuo ha una colorazione molto chiara perché presenta una forma di albinismo incompleto (leucismo) (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Si ribadisce l'importanza di non fornire mai sostanze zuccherine ai cuccioli (e neanche agli adulti), come acqua zuccherata o miele (Dondini & Vergari *oss. pers.*; Tomassini, *oss. pers.*).

In alcuni casi, come ad esempio una rallentata crescita, scarso appetito o stentato impelamento, si può rendere necessaria, oltre alla pappa reale, l'integrazione di complessi polivitaminici in gocce, ma va valutata accuratamente con un veterinario, onde evitare eccessive dosi di vitamine liposolubili (Barnard *et al.*, 2011b).

Quando i giovani non digeriscono adeguatamente il latte e se le feci non sono scure, ma sono morbide e gialle o se si osserva la parte bassa del ventre (l'intestino) particolarmente scuro, allora è necessario somministrare fermenti lattici (bastano un paio di gocce per bocca al giorno) (Tomassini *oss. pers.*). Il tipo di prodotto indicato è quello che contiene il *Lactobacillus acidophilus* (Lollar 2002), è consigliabile scegliere un prodotto contenente, oltre al *Lactobacillus acidophilus*, la maggiore quantità di ceppi batterici possibili come, ad esempio, VLS#3 (Tomassini *oss. pers.*) (vedi § 5.1)

Nel caso si evidensi presenza di aria nell'apparato digerente, con evidente gonfiore e difficoltà digestiva, si può ricorrere al simeticone in gocce (una goccia somministrata con ago cannula G22 tre volte al dì fino alla scomparsa dei sintomi) (Lollar, 2018), oppure a tisane di erbe con riconosciuta azione specifica, ottenute da semi di finocchio, malva, camomilla, melissa, che hanno azione carminativa, in forma singola o associata, somministrato in gocce ad intervalli di un'ora, tiepido o a temperatura ambiente (Dondini *oss. pers.*)

Molto utile risulta anche la somministrazione di acqua di argilla verde ventilata, ottenuta mettendo in un bicchiere di vetro un cucchiaino (di plastica) di argilla, riempiendo poi con acqua e lasciandola riposare per almeno 10 minuti (Dondini *oss. pers.*). Si preleva con una siringa senza ago e se ne dà una goccia due volte al dì (Dondini *oss. pers.*). Questa risulta anche essere un ottimo integratore di sali minerali (Dondini *oss. pers.*).

7.5 Svezzamento

Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Gianna Dondini

In condizioni di sviluppo normale, lo svezzamento in cattività delle specie più frequentemente ricoverate e di piccole dimensioni, come quelle dei generi *Pipistrellus* e *Hypsugo*, può avvenire già intorno ai 15-20 giorni di età (Dondini & Vergari oss. pers., Tomassini oss. pers.). Questo se lo sviluppo avviene senza problemi di nessun tipo.

Il cucciolo a questa età ha già la pelliccia, anche se corta, e sta iniziando a cambiare la dentatura decidua da latte.

Spesso in questa fase iniziano a manifestarsi comportamenti diversi, come il mordicchiare l'ago cannula durante il pasto, e/o una maggiore diffidenza tanto che alcuni possono spaventarsi più facilmente per rumori improvvisi, oppure aprire la bocca per timore all'apertura dell'alloggio (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.).

Inoltre, soprattutto alcune specie come *H. savii* (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.), aprono più frequentemente le ali e le sbattono leggermente tenendole aperte quando sono appesi nel loro alloggio, e il pasto a latte sembra non soddisfarli più (Fig. 7.27).

Fig. 7.27 Giovani di *Pipistrellus kuhlii* e *Hypsugo savii* ad inizio svezzamento. Notare in particolare un giovane di *H. savii* mentre distende l'ala. L'apertura frequente delle ali con leggero battito è uno dei segnali per l'inizio dello svezzamento (foto A. Tomassini).



7.5.1 Tecniche

Essendo specie insettivore, lo svezzamento e la nutrizione di mantenimento devono essere il più possibile simile alle loro prede naturali. Pertanto, si utilizzano le larve delle camole della farina (*Tenebrio molitor*) opportunamente detenute. Le camole devono essere vive (non surgelate) e adeguatamente alimentate, cosicché possano essere sane e nutrienti per i pipistrelli (vedi § 4.4).

È utile cominciare lo svezzamento individualmente e manualmente, anche nel caso di animali autonomi nella somministrazione del latte: le camole della farina devono essere decapitate e posizionate davanti al muso del pipistrello premendo un po' per far fuoriuscire la polpa interna. Solitamente i giovani mangiano volentieri le prime polpe, spesso con voracità, ma comunque bisogna essere estremamente cauti nelle quantità, monitorando il processo nei primi giorni, e qualora si presentino anomalie nelle feci, meteorismo o eventuali rigurgiti è necessario diminuire la quantità di camole somministrata e reintegrare con il latte, senza però abbandonare l'alimentazione con le camole.

Dall'esperienza degli autori, se non si è verificato nessun cambiamento nella consistenza e nel colore delle feci, si può proseguire lo svezzamento, che consiste nel somministrare per i primi giorni la polpa di un paio di camole della farina insieme ad uno dei pasti di latte (che ormai sono ridotti circa a 4: mattina, mezzodì, pomeriggio e sera).

Gradualmente si sostituisce un pasto di latte con uno solo di camole. Per un certo periodo si forniscono solo polpe, poi si propone la larva decapitata, scegliendola di piccole dimensioni, tentando di farla addentare con la cuticola, sostenendola con un paio di pinzette. Da esperienza degli autori per lo svezzamento si consiglia di avere larve di differenti età, in modo da privilegiare quelle più grandi quando si usano le polpe, quelle più piccole quando bisogna insegnare a mangiarne anche l'esoscheletro (la cuticola esterna).

Le difficoltà maggiori si incontrano nell'abituare il pipistrello a mangiare la camola intera, con l'esoscheletro, perché i giovani preferiscono le polpe (Dondini oss. pers.). Questa fase richiede pazienza e tempo, ma non bisogna demordere in quanto essenziale per stimolare il comportamento predatorio del pipistrello, e per il benessere intestinale.

Naturalmente la condizione di base per la masticazione della chitina dell'esoscheletro è che la dentatura definitiva sia sviluppata, cosa della quale ci si rende conto perché comincia ad essere bene visibile, con i canini che cominciano a differenziarsi dagli altri denti.

Per facilitare il passaggio alla masticazione della larva intera si tiene questa decapitata con un paio di pinzette vicino alla bocca, sorreggendola quando il giovane finisce di mangiare la polpa, in modo da incoraggiarlo a masticare tutto. Si possono anche usare le larve che abbiano compiuto la muta da poco, riconoscibili dal colore bianco, che agevolano la masticazione perché morbide (Fig. 4.24).

Può capitare che il giovane addenti la camola e rimanga fermo senza masticare (Fig. 7.28), in questo caso gli autori consigliano, tenendo delicatamente fermo il pipistrello, di smuovere leggermente la camola, ma se anche questo non basta per stimolare la masticazione allora è necessario 'strappare' la camola dalla bocca del giovane, in questo modo si incoraggia il pipistrello a iniziare la tritazione (Dondini & Vergari oss. pers., Tomassini oss. pers.). Tuttavia, anche con questi stratagemmi ci saranno giovani che per alcuni giorni si "bloccheranno" con la camola in bocca, o che addirittura, nella foga di manovre istintive di gestione della preda, la spingeranno sotto la pancia, verso l'uropatagio, perdendola (Dondini & Vergari oss. pers.; Tomassini oss. pers.).

Se la quantità di animali da gestire è molto elevata è possibile somministrare camole appena frullate in modo da poter velocizzare i tempi (Fig. 7.33) (vedi § 7.6), se non consumate al momento il trito va gettato (Tomassini oss. pers.)

Dopo aver somministrato manualmente per qualche giorno le camole decapitate assicurandosi della capacità masticatoria verso la cuticola, sarà possibile stimolare gli individui a nutrirsi da soli. Si può posizionare poco cibo in un recipiente basso (5-8 mm di altezza) tenendo chiuso l'alloggio. In questo modo i giovani si sentiranno più sicuri e più facilmente prenderanno iniziative.

In questa fase è importante il fenomeno imitativo perché i pipistrelli imparano da coloro che già sono indipendenti (Tomassini oss. pers.). Questo aspetto vale anche per gli adulti in condizioni di cattività (Dondini & Vergari oss. pers., Tomassini oss. pers.).

Secondo l'esperienza degli autori è necessario controllare accuratamente che tutti gli individui presenti nell'alloggio mangino, non solo perché ne sono capaci, ma anche per questioni di accesso al cibo. Può infatti accadere che alcuni più timorosi non si facciano avanti (Dondini & Vergari, oss. pers.; Tomassini oss. pers.).

Per esperienza degli autori è importante lasciare gli individui nella stessa aggregazione di crescita dando quotidianamente loro la possibilità di accesso al cibo e di apprendere per imitazione.

Fig. 7.28 Individuo di *Plecotus austriacus* svezzato presentando le camole (*Tenebrio molitor*) con una pinzetta (foto A. Tomassini).



Frequenza

Una volta avvenuto lo svezzamento (con masticazione della cuticola della larva), bisogna ridurre gradualmente i pasti, nel giro di 4-6 giorni, fino a due giornalieri.

Questi possono essere due serali, distanziati di minimo 3 ore (ad esempio, alle 20 e alle 23) (Dondini & Vergari oss. pers.), o uno serale e uno al mattino (ad esempio, alle 21 e alle 8) (Tomassini oss. pers.).

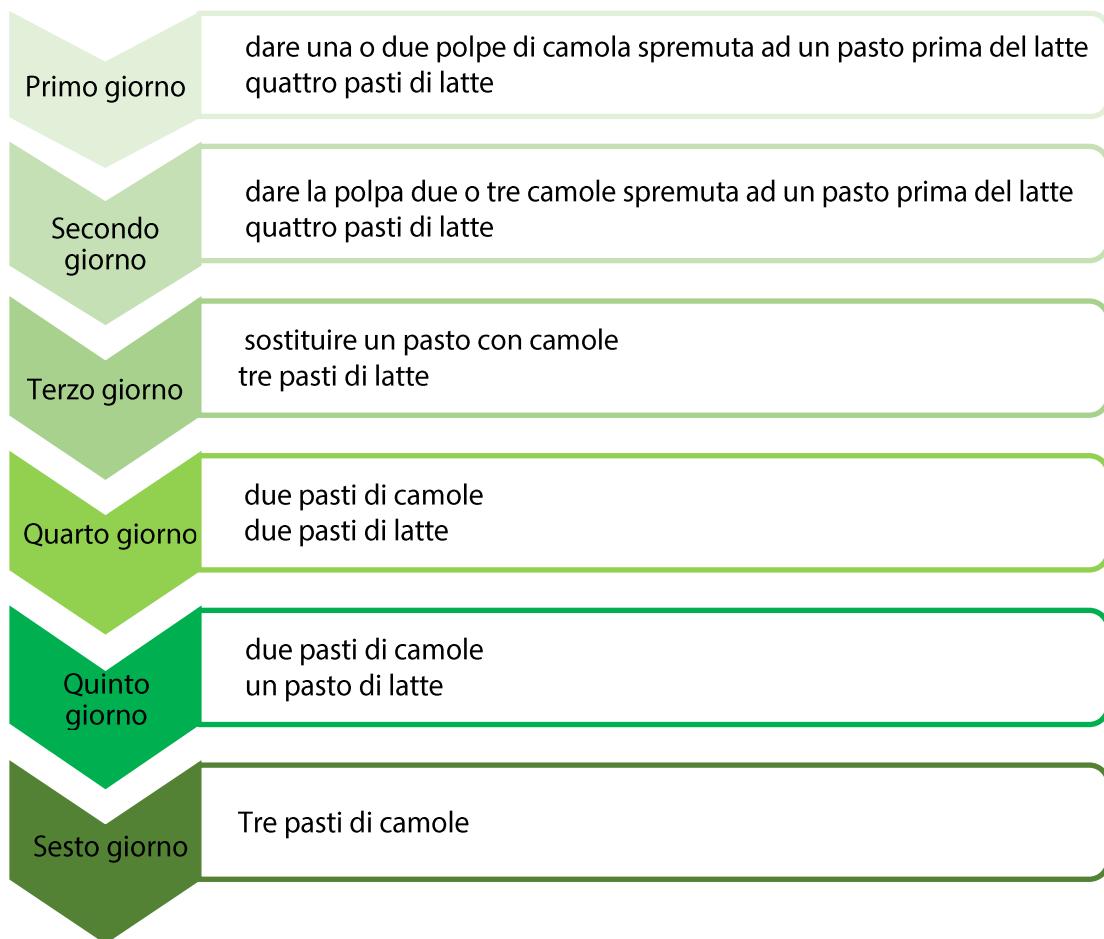
Una volta che hanno imparato a mangiare l'esoscheletro, il passo per mangiare la camola con la testa è breve, per cui con la riduzione del numero di pasti si forniscono le camole intere, con la testa.

Inserendo le camole intere nei recipienti all'interno dell'alloggio ci sono due scelte, in base alle caratteristiche della mangiatoia: se è bassa tipo "piattino" le camole vanno soppresse, schiacciando loro la testa; se si utilizza una mangiatoia più profonda, allora, si possono inserire vive in un contenitore che non permetta di raggiungere il bordo dello stesso (altezza di circa 4 cm).

Se tutto procede bene, l'iter dello svezzamento e dell'indipendenza nell'alimentazione dura circa 7-10 giorni. A questo punto il latte è completamente abbandonato, e si inizia l'integrazione di vitamine e calcio nell'acqua fornita al pipistrello.

Riportiamo a titolo di esempio le tempistiche che possono essere attuate per lo svezzamento. Ricordiamo che questo è solo un esempio perché ogni individuo va osservato e bisogna capire se tutto sta procedendo senza creare alterazioni al bioma intestinale e bisogna assecondare le necessità del cucciolo, e quindi a volte sarà necessario allungare le tempistiche, o viceversa è possibile accorciarle di un giorno.

Fig. 7.29 Esempio di tempistiche di svezzamento attuato dalla volontaria di Tutela Pipistrelli Elisa Babbini.



7.5.2 Quantità di alimento

Anche e soprattutto durante lo svezzamento è il caso di stare ben attenti alla gradualità e alla quantità di cibo somministrato, poiché la possibilità di un blocco intestinale è alta (Fig. 7.36). Solamente quando il percorso dello svezzamento è completato non ci sono grossi problemi nel fornire la quantità *ad libitum*.

Come specificato sopra, le mangiatoie vanno inserite nei terrari in rete, che essendo più spaziosi rispetto alle scatole, sono da privilegiare in quanto i giovani hanno la possibilità di saltare e compiere maggiore attività fisica (vedi § 8.2). Le mangiatoie (meglio usare proprio le stesse) potranno poi essere inserite, nella stanza del volo, dove saranno riconosciute, con meno difficoltà, come punti alimentari soprattutto per l'odore (Tomassini *oss. pers.*)

7.5.3 Integratori alimentari

Quando si abbandona l'alimentazione lattea, è estremamente utile (Dondini & Vergari, *oss. pers.*; Tomassini *oss. pers.*) utilizzare un prodotto polivitaminico²² in gocce due volte a settimana e un integratore di calcio in gocce per due volte a settimana, da dare in maniera alternata (una goccia di prodotto in 5cc di acqua, dare una goccia della soluzione a fine pasto una sola volta al giorno). Se non ci sono particolari problemi la pappa reale si può sospendere, mentre si può accompagnare lo svezzamento con il succo puro di aloe, che facilita la digestione e i meccanismi depurativi durante la transizione alimentare (Dondini & Vergari, *oss. pers.*).

22 Composizione di riferimento di integratore polivitaminico

Acido ascorbico, agente di carica lattosio, vit. A, D3, antiagglomerante silice, vit. B2, B1, K1, B12, acqua, stabilizzante sorbitolo, fruttosio, zinco gluconato, miele, vit. B5, acidificante acido citrico, stabilizzante polisorbato, conservante potassio sorbato, vit. B6, sodio fluoruro.

Apporto di componenti nutrizionali per 30 gocce:

Vit. A (0,4 mg), vit. B2 (0,9 mg), Vit. B5 (6 mg), Vit. B6 (0,6 mg), vit. B12 (0,7 mcg), Vit. C (12 mg), Vit. D (0,01 mg), Vit. K (0,005 mg), fluoruro (0,25 mg), zinco (4 mg).

7.6 Autonomia

Alessandra Tomassini

Laddove sono ricoverati molti animali è difficile riuscire a somministrare la giusta quantità di pasti giornalieri a tutti gli individui, in questi casi è bene stimolare gli animali a nutrirsi da soli.

Fig. 7.30 Contenitori bassi per facilitare l'alimentazione a terra (foto A. Tomassini).



Già nei primi giorni di vita, se correttamente spronati, i giovani pipistrelli possono imparare a mangiare il latte in modo indipendente (Tomassini oss. pers.).

Un modo per invogliarli ad essere autonomi è quello di posizionare i piccoli vicino ad un contenitore molto basso e piatto (ad esempio i tappi in plastica utilizzati per chiudere barattoli in vetro o metallo vedi Fig. 7.30) in cui sia stato versato un po' di latte, e richiudere la scatola di contenimento (Fig. 7.31). Dopo circa 5 minuti sarà necessario riaprire il contenitore e controllare lo stomaco di ogni individuo per verificare chi è riuscito ad alimentarsi e chi invece ancora non è in grado di farlo in autonomia.

Fig. 7.31 Giovani individui di *Pipistrellus kuhlii* mentre si apprestano a bere in modo autonomo dal contenitore basso posto a terra (foto A. Tomassini).



Gli individui che non si sono alimentati in modo autonomo devono essere nutriti manualmente.

Questo tipo di tecnica non è privo di **controindicazioni**:

- Bisogna prestare la massima attenzione alla quantità di cibo ingerito
- Gli animali si sporcano molto e quindi necessitano di pulizie supplementari: pulizia del pelo e della pelle che va attuata dopo ogni pasto.

Durante lo svezzamento, anche se i giovani hanno imparato in precedenza a lambire il latte dal contenitore a terra, non è automatico che riescano ad alimentarsi autonomamente con le camole della farina poiché il nuovo gusto può essere ignorato per diverso tempo (Tomassini oss. pers.).

È quindi importante fare in modo che i giovani pipistrelli assaggino le camole nutriti ad uno ad uno, almeno per una volta.

Le volte successive si può procedere nel modo descritto di seguito.

- Catalogare contenitori con gli animali, ad esempio con le lettere dell'alfabeto (Fig. 7.32 B) e su ogni contenitore segnare quanti animali sono presenti all'interno.
- Posizionare i contenitori per metà sulla serpentina riscaldante (Fig. 7.32 B e C)
- Tritare le camole (*Tenebrio mollitor*), preferibilmente utilizzando un macina caffè, in questo modo si riesce a mantenere una parte di cuticola intera (Fig. 7.34) e questo facilita l'apprendimento dell'assunzione delle camole intere non rendendo necessaria la loro somministrazione uccise, ma possono essere somministrate direttamente nei contenitori alti (Tomassini oss. pers.)
- Togliere da ogni contenitore i panni dove i pipistrelli sono soliti rifugiarsi e inserire un recipiente basso dove è posizionato parte del trito di camola (Fig. 7.32 D).
- Richiudere il coperchio e aspettare pochi minuti (circa 4/5), riaprire il coperchio e osservare gli animali: molto probabilmente si ritroveranno alcuni individui in fase di alimentazione (Tomassini oss. pers.) (Fig. 7.34).
- Richiudere nuovamente il coperchio ed eseguire la stessa procedura descritta precedentemente controllando dopo altri 2/3 minuti, se si trovano gli stessi animali in fase di nutrimento si tolgono e si mettono in un contenitore di riserva provvisorio. È comunque necessario fare il controllo per tutti gli individui anche quelli che sono nascosti e lontani dal cibo. Il controllo consiste nel tastare con le dita, indice e medio, lo stato dello stomaco e se lo stomaco è pieno si può rimettere il chiroterro nel contenitore con gli altri stando attenti a togliere il cibo residuo, se invece lo stomaco è vuoto allora è necessario procedere con l'alimentazione a mano (Fig. 7.35).
- Solo dopo aver controllato ogni singolo animale è possibile reinserire i panni di protezione e si procede allo stesso modo al pasto successivo

Fig. 7.32 A) posizionamento della serpentina. B) posizionamento dei contenitori numerati e con le informazioni sulla quantità di animali presenti e sulla specie. C) interno di uno dei contenitori. D) Posizionamento dell'alimentazione, nella parte non riscaldata del contenitore (foto A. Tomassini).

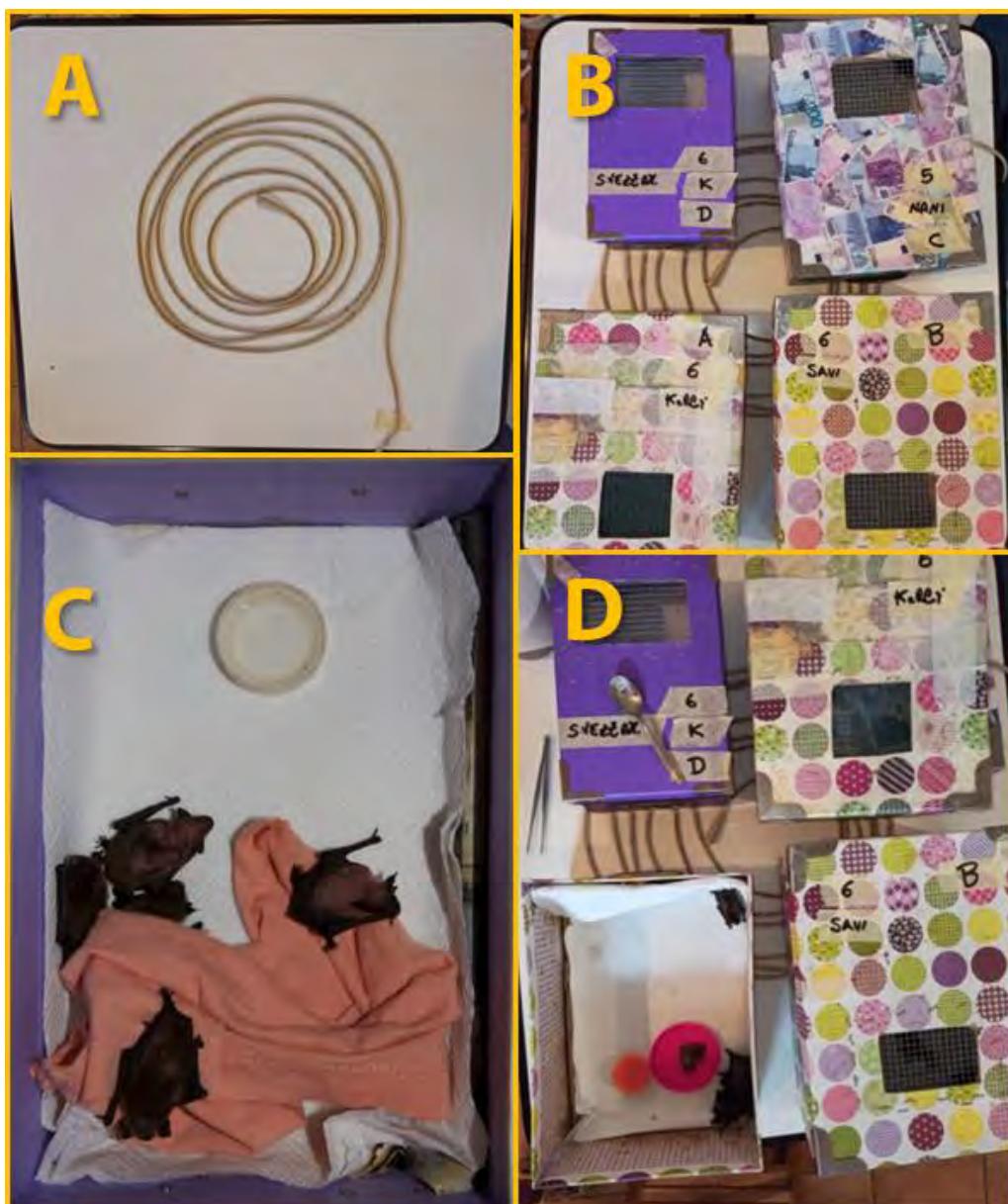


Fig. 7.33 Larve di *Tenebrio molitor* tritate nel macinacaffè (foto A. Tomassini).



Fig. 7.34 Individui di *Pipistrellus kluhii* in fase di autoalimentazione (foto A.Tomassini).



Fig. 7.35 Attività di controllo dello stomaco per capire se il pipistrello (*Hypsugo savii*) si è alimentato in modo autonomo (foto A. Tomassini).



Fig. 7.36 Giovane *Hypsugo savii* morto per indigestione. Da notare l'addome enorme, pieno di gas da fermentazione (foto A. Tomassini).



7.7 Gestione di casi particolari: gravidanze e nascite in cattività

Alessandra Tomassini

Nonostante siano assolutamente da evitare riproduzioni in cattività, può capitare di ricoverare femmine già gravide. Questo paragrafo descrive alcune precauzioni da attuare e le strategie più opportune utilizzate dagli autori nei casi a loro capitati.

I ricoveri autunnali e inverNALI rimangono in degenza per periodi abbastanza lunghi, poiché solitamente per la liberazione è necessario attendere condizioni meteo stabili e, in generale, si attende almeno il mese di marzo. Questo in linea generale, perché in caso di disturbo diretto nel *roost*, condizioni fisiche ottimali e finestre metereologiche buone, si può liberare anche in inverno (Tomassini *oss. pers.*). Quindi se in autunno/inverno viene ricoverata una femmina che non può essere immediatamente rilasciata è necessario, dopo le cure del caso e il ripristino della normale fisiologia dell'individuo ricoverato, non fornire calore suppletivo con tappetini o termofori. Infatti, in inverno è alta la probabilità che la gravidanza si attivi, tanto più se la temperatura di stabulazione rimane costantemente alta, bastano anche 20 gradi di stabulazione (Tomassini *oss. pers.*), e il cibo è abbondante (Racey 1969; Altringham 2011). Infatti, in queste condizioni sono stati osservati partì avvenuti molto precocemente, già a partire dalla fine di gennaio (Tomassini *oss. pers.*)

Solo nei casi di ricoveri in prossimità dell'epoca dei partì, è importante fornire una fonte di calore diretto che possa supportare la femmina nel mantenere alto il metabolismo e quindi sostenerla nello sviluppo del feto. Il calore deve essere fornito anche dopo la nascita, dato che l'allattamento aumenta la richiesta energetica delle madri (Kunz, 1974; Kunz *et al.* 2010).

Pertanto, in caso di ricoveri di femmine, devono essere tenute con una fonte di calore finché non si risolvono i vari aspetti critici (debilitazione, ferite, fratture), e poi di stabularle a temperatura ambiente fino alla liberazione. Il peso deve essere monitorato.

In questi casi la familiarità del personale con gli animali può essere altro fattore fondamentale per superare eventuali emergenze di carattere sanitario (Gippoliti 2014) e diminuire lo stress che una femmina gravida in cattività può avere, si consiglia quindi per i casi più delicati di far accudire gli animali ricoverati sempre dallo stesso personale (Tomassini *oss. pers.*).

Se una femmina viene ricoverata nel periodo dei partì è bene, soprattutto se non presenta gravidanza, controllare la zona inguinale per scongiurare problemi legati al parto (Fig. 7.37), se invece non presenta problematiche evidenti è bene liberarla il prima possibile nel luogo del ritrovamento, ma se non può essere liberata in tempi brevi, occorre metterla in grado di affrontare il parto nelle migliori condizioni psico-fisiche.

Fig. 7.37 Femmina di *Hypsugo savi* ricoverata probabilmente dopo un parto difficoltoso, subito dopo la rimozione della placenta che le era rimasta attaccata (foto A. Tomassini).



Le femmine non devono essere disturbate: devono stare in un alloggio confortevole e possibilmente da sole o, al più, con uno o due individui, preferibilmente femmine, della stessa specie e con cui sia stato accertato un buon rapporto interazionale tra loro stessi (osservare se sono individui che sono sempre vicini e il loro reciproco comportamento).

I pipistrelli sono animali fortemente gregari e quindi non è sempre necessario isolare una femmina gravida, la stabulazione va decisa a seconda della motivazione e della durata del ricovero, e se la femmina è già inserita in un contesto, questo tipo di valutazione dipende dalla socio-ecologia della specie ed anche dal carattere individuale degli animali (Gippoliti, 2014).

Si consiglia di maneggiare il meno possibile la femmina gravida per evitare lo stress, facendola nutrire in maniera autonoma, in caso contrario occorre fornire le camole con una pinzetta in modo tale da lasciarla nel suo rifugio e disturbarla il meno possibile (Tomassini, oss. pers.) (Fig. 7.39). Come per tutti i pipistrelli in cattività, l'acqua deve essere sempre a disposizione.

Gli autori hanno trovato utile fornire come integratore alimentare la pappa reale fresca, che può essere somministrata seguendo le inclinazioni della femmina che va lasciata libera di scegliere se mangiarla. In alcuni

casi la femmina ne mangia fino al parto, lo stesso giorno o il giorno prima si rifiuta di mangiarla (Tomassini, oss. pers.).

Solitamente, per i primi giorni dopo il parto, i piccoli non sono visibili ma sono ben protetti dalla madre (Fig. 7.39, Fig. 7.40).

Fig. 7.38 Due gemelli di *Pipistrellus pipistrellus* nati in cattività con un giorno di differenza: 4° giorno di vita per l'individuo a sinistra e 5° giorno per quello a destra (foto A. Tomassini).

Foto di archivio: gli animali devono essere manipolati da specialisti che hanno eseguito la profilassi antirabbica e con i necessari DPI.



Fig. 7.39 Femmina di *Pipistrellus kuhlii*. È visibile una protuberanza sul lato sinistro dell'animale dovuta al cucciolo appena partorito. L'arto destro è allungato rispetto al sinistro perché presenta una frattura (foto P. Di Vico).



Fino a quando i piccoli non cominciano a riposare separati dal corpo materno, non devono essere maneggiati. Questo perché le prime fasi di sviluppo sono assai delicate e uno stress della madre potrebbe far interrompere l'allattamento con l'abbandono dei cuccioli da parte della mamma (Tomassini oss. pers.). Crescendo quando già si intravede una leggera peluria (Fig. 7.38), i neonati trascorrono brevi periodi non attaccati ai capezzoli.

Anche la pulizia dell'alloggio è subordinata alla tranquillità della femmina, quindi va svolto con grande cautela nei primi giorni dopo il parto: meglio procrastinarlo fino a quando non si vede la madre staccata dai piccoli.

Sono stati osservati (Tomassini oss. pers.) casi in cui una femmina stressata può:

- abortire
- partorire precocemente
- abbandonare i piccoli
- smettere di allattare

Naturalmente, ancora molti sono gli aspetti gestionali da studiare per le fasi più delicate del ciclo biologico come il parto. Di seguito vogliamo comunque riportare esperienze, seppur puntiformi, degli autori, in quanto riteniamo possano essere utili tracce per l'adozione di principi precauzionali.

Fig. 7.40 Femmina di *Tadarida teniotis* con la neonata (data alla luce circa 4 ore prima) che viene protetta sotto l'ala (foto L. Veriani).



CASO 1: se la madre dovesse perdere il latte, sarebbe importante non separarla dai piccoli facendo così cessare il loro rapporto.

Nell'estate 2019 c'è stato il primo parto in cattività conosciuto in Italia di *Tadarida teniotis* (Fig. 7.40). La madre aveva una doppia frattura esposta del radio che ha richiesto 3 chirurgie, l'ultima delle quali ha comportato la perdita di latte e la necessità di allattare artificialmente l'unica cucciola.

L'allattamento artificiale è cominciato ma lasciando sempre la cucciola vicina alla madre. Dopo 12 giorni alla madre è tornato il latte e la lattante ha proseguito con un'alimentazione mista latte materno e artificiale fino all'inizio dello svezzamento.

Un fattore che forse può differenziare il Molosso dai piccoli antropofili è che i tempi di svezzamento e di involo sono più lunghi tanto che, l'inizio dello svezzamento in cattività, avviene intorno al mese di vita, rispetto a *P. kuhlii* e *H. savii*, per i quali si può iniziare il cambio alimentare già intorno al 15/18esimo giorno di età.

CASO 2: durante l'estate 2019 dopo una settimana di somministrazione della terapia antibiotica (amoxicillina e acido clavulanico) ad una femmina di *Pipistrellus kuhlii* durante l'allattamento (intorno al settimo giorno dopo il parto), entrambi i piccoli hanno mostrato (in uno era molto più evidente che nell'altro), la sindrome metabolica legata ad uno sviluppo non armonico delle ossa (vedi 6.1) (Fig. 7.41). Questo potrebbe essere imputato anche

ad altri fattori; comunque, si ritiene utile segnalarlo per prestare maggiore prudenza nella somministrazione di antibiotici durante questa fase.

Fig. 7.41 Femmina di *Pipistrellus kuhlii* con i due piccoli (ormai di 19 giorni). Sono visibili, nel giovane a sinistra, le deformazioni alle ossa dovute alla MBD (foto A. Tomassini).



7.7.1 Adozioni di cuccioli non propri

Negli Stati Uniti, in particolare in due centri recupero, il *Bat World Santuary* e l'*Austin Bat Refuge*, hanno avuto due casi di adozione di cuccioli non propri da parte di femmine in lattazione (ritrovate senza cuccioli) ricoverate.

In letteratura (Lanza 2012) casi documentati di questo tipo sono assai pochi, ma comunque danno adito alla possibilità che questo accada. Inoltre, pochi sono gli studi sulle interazioni madri-figli all'interno di colonie di microchiroteri, ma l'intensificarsi di approfondimenti etologici, sia in natura che in cattività, delle specie europee potrebbe evidenziare una frequenza più alta di quella registrata fino ad oggi.

Sono state osservate femmine di *Pipistrellus pipistrellus* tenute in cattività, mentre allattavano cuccioli estranei (Kunz & Hood, 2000), mentre Lanza (2012) riporta un caso in natura accaduto in una colonia di *Miniopterus schreibersii*, e, inoltre, descrive che occasionalmente i piccoli di nottola comune, *Nyctalus noctula*, sottraggono il latte a madri estranee, fenomeno che l'autore esprime con il neologismo “cleptolattia”; sempre Lanza racconta di un caso eccezionale di allattamento di un lattante di *Vespertilio murinus* da parte di una femmina di *Pipistrellus nathusii* (Lanza, 2012).

8 STRATEGIE DI VOLO E AMBIENTI PER L'ALLENAMENTO

8.1 Il volo nei pipistrelli

Alessandra Tomassini

Non tutti i Chiroteri hanno le stesse capacità di volo, molte infatti sono le differenze all'interno dell'ordine, fino anche nello stesso genere, nelle capacità di manovra e nella velocità (Norberg & Rainer, 1987; Dietz et al. 2009; Altringham 2011).

La capacità di volare è data dalla portanza delle ali, mentre le modalità di volo dalla loro morfologia. Quindi non solo le dimensioni, ma anche la superficie e la forma delle ali, influiscono sullo stile di volo del pipistrello. In generale, si può prevedere che pipistrelli di grandi dimensioni avranno meno capacità di manovra rispetto a quelli di piccola taglia, che essendo leggeri, avranno maggior manovrabilità e agilità (Norberg & Rainer 1987).

La manovrabilità è l'abilità di cambiare la direzione del volo, ma all'interno di questa caratteristica è possibile distinguere due aspetti diversi: la capacità di manovra, cioè la possibilità di girare in un piccolo spazio, e l'agilità, cioè la capacità di girare senza perdita di velocità (Norberg & Rainer 1987).

Alcune specie hanno grandi capacità di manovra, ma perdono in agilità poiché più è la curva stretta più il volo rallenta e risulta quindi più difficile eseguire uno spostamento veloce con un raggio di sterzata ridotto (Norberg & Rainer 1987).

La manovrabilità, inteso come lo spazio richiesto da un pipistrello per modificare la traiettoria di volo mentre vola a velocità costante, è inversamente proporzionale al raggio di sterzata minimo che può raggiungere il pipistrello e il carico delle ali (Norberg & Rainer 1987). Più basso è il raggio di sterzata (maggior è la manovrabilità), minore è lo spazio in cui un pipistrello può volare efficacemente.

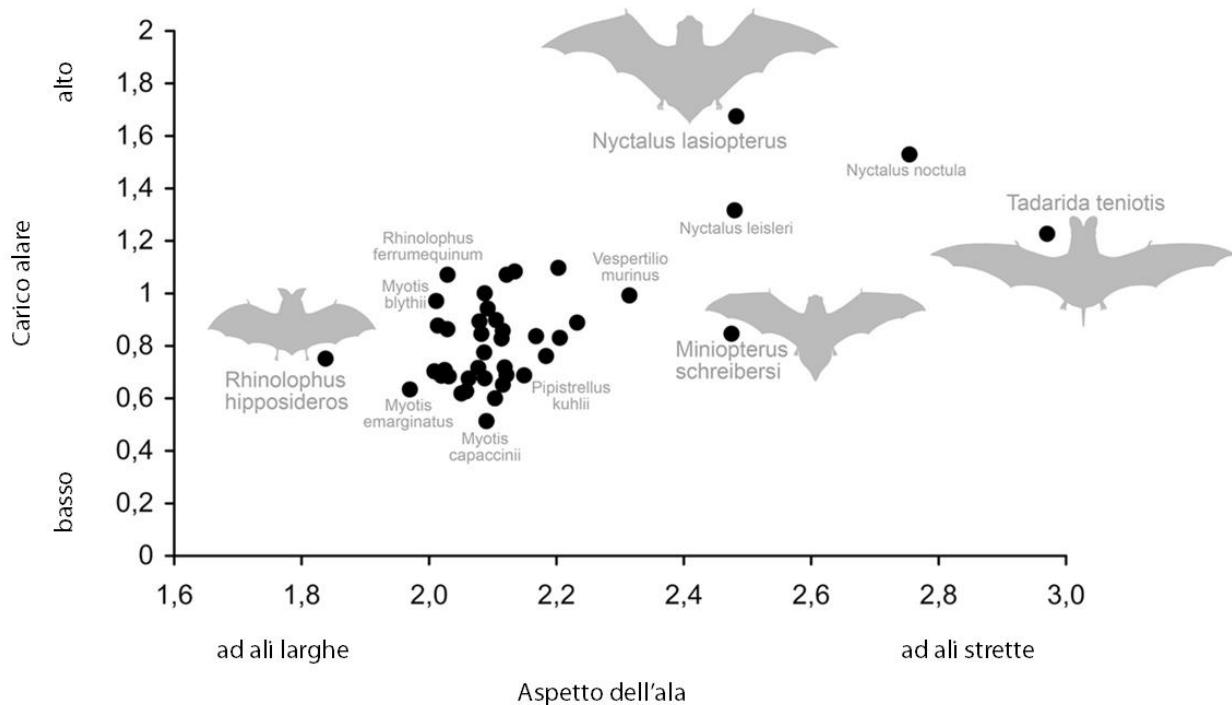
Secondo Norberg e Rainer (1987) i pipistrelli più agili dovrebbero avere ali relativamente piccole, questo perché animali che pesano meno hanno bisogno di ali con minore portanza e quindi queste possono usufruire di maggiore inerzia nel volo, garantendo così maggiore agilità.

Analizzando le specie target emerge che la maggior parte delle specie europee ha selezionato un compromesso: sia la lunghezza sia il carico delle ali è medio, questo però non impedisce differenze sostanziali nel volo a seconda della specie. Ad esempio, *R. hipposideros* è sicuramente la specie che presenta la maggior capacità di manovra mostrando ali larghe e un peso leggero, mentre altre come *Miniopterus schreibersii*, le *Nyctalus* spp. e soprattutto *Tadarida teniotis* (quest'ultima specie frequentemente ricoverata nei CR) hanno maggior difficoltà di manovra (Dietz et al. 2009). In particolare, il *Tadarida teniotis* che presenta ali molto allungate e coda parzialmente esterna all'uropatagio, ha basse capacità di manovra e ha bisogno di ampi spazi all'uscita del rifugio, evitando, anche nelle aree di caccia, spazi complessi e prediligendo aree aperte (Dietz et al. 2009).

In Fig. 8.1 sono riportate le relazioni tra la portanza delle ali e la morfologia delle specie europee: è evidente che *Rhinolophus hipposideros* è un eccezionale manovratore ma buone capacità di manovra, con un buon compromesso tra portanza e la larghezza delle ali, lo hanno anche specie come ad esempio *Pipistrellus kuhlii* e diversi *Myotis* spp., mentre *Tadarida teniotis*, *Nyctalus* spp e *Miniopterus schreibersii* si trovano più a destra nel grafico mostrando minori capacità di manovrabilità.

In base a queste premesse è necessario pensare, a seconda delle specie ricoverate, a spazi diversi per la riabilitazione al volo.

Fig. 8.1 Diagramma che mostra la relazione tra carico alare (espresso come rapporto tra peso e superficie) e morfologia (rapporto tra la lunghezza e la larghezza dell'ala) per alcuni pipistrelli europei. La maggior parte delle specie si trova nella stessa area, condividono cioè relazioni simili. Le nottole (genere *Nyctalus*) e il molosso di cestoni (*Tadarida teniotis*) sono all'estremo destro del grafico, evidenziando la caratteristica di possedere ali particolarmente lunghe e strette. Dalla parte opposta il ferro di cavallo minore (*Rhinolophus hipposideros*), che presenta ali particolarmente larghe. Da Dietz et al 2009, modif.



8.2 L'inserimento negli ambienti di volo

Alessandra Tomassini

Le indicazioni seguenti sono derivate dalla diretta gestione da parte degli autori di diversi ambienti di volo, dall'esperienza accumulata in questi anni in Italia e all'estero.

Non appena gli individui sono indipendenti nell'alimentazione, è possibile inserirli in un ambiente nuovo per la preparazione al volo e, nello stesso tempo, adeguato ad accoglierli, senza possibilità di fuga o di farsi male.

È consigliato procedere gradualmente nella fase di addestramento. Ad esempio, per pochi animali è possibile utilizzare inizialmente spazi ridotti per l'allenamento (Lollar, 2018).

8.2.1 Stabulazione in terrario (fase I)

Dall'esperienza maturata si è visto che i pipistrelli impiegano del tempo ad abituarsi agli ambienti di grandi dimensioni, quindi, è bene inserire gli animali prima in terrari di rete di medie dimensioni (ad esempio Fig. 8.2) per un breve periodo, ad esempio una sola settimana, e solo successivamente inserire gli animali nell'ambiente di ampie dimensioni come una voliera (Tomassini, oss. pers.). Così facendo si procede in modo progressivo e gli individui possono abituarsi a muoversi in ambienti più vasti, trovando, con meno difficoltà, cibo e rifugi.

Le strutture di medie dimensioni che possono essere utilizzate all'interno di stanze sono varie: dai terrari in rete per rettili o animali domestici, alla costruzione "fai da te", come ad esempio box in rete con scheletro di tubolari (Barnard 2011b) (Fig. 8.12) o zanzariere da letto, con il pavimento interno in continuità con le pareti laterali (Fig. 8.3 e Fig. 8.4) (in questo caso si consiglia di posizionare un telo nella parte centrale che possa far risalire gli animali da terra). Quest'ultimo metodo è usato, ad esempio, in Germania (Fichera, oss. pers.).

Qualsiasi box si utilizzi in spazi interni, deve avere una "pavimentazione" e un "soffitto" ben chiusi, e in continuità con le pareti in modo da non offrire vie di fuga. Si ricorda infatti che tutte le specie, ma in particolare le fissuricole e di piccole dimensioni, come i generi *Pipistrellus* e *Hypsugo*, sono capaci di passare attraverso fessure anche di pochi millimetri.

Si raccomanda di utilizzare reti o stoffe che possano essere pulite bene e disinfecciate.

Fig. 8.2 Modello di box che può essere usato per i giovani prima dell'inserimento nelle voliere. Il diametro è di circa 70 cm (foto F. Sciurba).



Fig. 8.3 Tenda utilizzabile in ambiente interno per l’allenamento al volo. La caratteristica di questa struttura è quella di essere completamente chiusa su tutti i lati, fondo compreso (foto S. Merlini).



Fig. 8.4 Ampia tenda utilizzabile in ambiente interno. Le grandi dimensioni e le pareti in continuità con il fondo, le consentono di essere utilizzata come una piccola voliera dove poter allenare diversi individui contemporaneamente e per tutta la notte (foto A. Cella).



8.2.2 Strutture per l'allenamento (fase II)

Dopo la fase I, quando gli animali hanno cominciato ad esercitarsi in box di medie dimensioni, si può passare ad ambienti più grandi, che offrono spazi adeguati a completare l'acquisizione della capacità di volo, in termini di manovrabilità, guadagno dell'altezza, e resistenza.

Secondo l'AZA bat TAG (America Zoo and Aquarium Association Bat Taxon Advisory Group) (AA.VV., 1995; Fascione, 1996, LeBlanc D 2000; Lyons & Wimberley, 2014) le strutture che meglio consentono il volo nei chiroteri sono rotondeggianti o a forma di U, un buon compromesso si ottiene con le strutture esagonali o ottagonali; si possono impiegare anche locali con pianta quadrata o rettangolare utilizzando misure superiori alle minime consigliate. È importante sottolineare che è stato osservato che i pipistrelli imparano a volare più velocemente in proporzione allo spazio a loro disposizione (Tomassini oss. pers.); quindi spazi maggiori diminuiscono il tempo necessario ad acquisire buone capacità di volo ma, di contro, i pipistrelli hanno difficoltà trovare le mangiatoie (Tomassini oss. pers.).

Per i CR che vogliono specializzarsi nel recupero dei pipistrelli è auspicabile poter avere spazi maggiori di quelli minimi consigliati di seguito.

Secondo Lollar (2018) i più piccoli spazi per il vero e proprio allenamento al volo devono essere almeno 12 volte l'apertura alare per i pipistrelli di piccola dimensione, va però sottolineato che le specie americane ricoverate sono diverse da quelle europee e pertanto si reputa più opportuna una dimensione pari a 14 volte l'aperura alare.

Lo spazio minimo di un'ambiente di volo, consigliato per le specie di piccole dimensioni più frequentemente ricoverate come *Hypsugo savii* e *Pipistrellus spp.*, è di 3,5 x 3,5 m mentre l'altezza può variare tra 1,8 m fino a 2,5 m. Questa superficie minima di allenamento è sufficiente per far volare fino a 15 pipistrelli contemporaneamente (da Lollar, 2018 modificato).

In generale considerando le specie europee, volendo mantenere un approccio minimalista, possiamo ritenere che gli spazi di volo per le specie di piccole dimensioni devono essere, secondo il parere degli autori, almeno 14 volte l'apertura alare (Tab. 8.1). Nel caso si aggiungano altri individui Lollar (2018) suggerisce per ogni 10 individui aggiunti aumentare le dimensioni degli spazi di volo di 75 centimetri per la lunghezza e lo stesso per la larghezza, mentre l'altezza può rimanere invariata (da Lollar, 2018 modificato) (quindi, ad esempio per 40 individui è sufficiente uno spazio di 4,5x4,5 m).

Le specie che manovrano con più difficoltà, come *Miniopterus schreibersii*, *Nyctalus spp.* e *Tadarida teniotis*, necessitano di ambienti notevolmente maggiori: per queste specie, nell'esperienza degli autori, si ritiene adeguato uno spazio minimo che misuri circa 16 volte la lunghezza alare; ad esempio, per *Tadarida teniotis*, è necessaria una stanza con misure minime di 7x7 m, mentre l'altezza può essere leggermente superiore a quella utilizzata per le specie di piccole dimensioni.

Tab. 8.1 Spazi minimi richiesti per l'allenamento al volo.

| SPECIE | misura in metri del raggio nelle strutture rotondeggianti o con numero di lati ≥ 6 | misure in metri per strutture a forma quadrata | altezza minima in metri |
|---|--|---|-------------------------|
| <i>Pipistrellus spp.</i> , <i>Hypsugo spp.</i> | 3 | 3,5 x 3,5 | 1,8 |
| <i>Miniopterus schreibersii</i> , <i>Nyctalus spp.</i> , <i>Tadarida teniotis</i> . | 6 | 7x7 | 2 |

8.3 Allestimento aree e prove di volo

Alessandra Tomassini

Le aree adibite al volo possono essere principalmente di due tipi: un ambiente chiuso (una stanza o una casetta prefabbricata) (Fig. 8.5) o una voliera esterna (Fig. 8.6).

Fig. 8.5 Esempio di casetta prefabbricata adibita a stanza del volo (foto A. Tomassini).



Fig. 8.6 Esempio di voliera esterna con struttura esterna in lastre di policarbonato, rete metallica come intramezzo e internamente con rete tipo zanzariera per il volo dei Chirotteri (foto A. Tomassini).



La voliera in spazi esterni, a differenza della stanza attrezzata interna ad un edificio, o la casetta prefabbricata, deve essere costruita con particolari accortezze riguardo la protezione contro l'ingresso di predatori. Si deve infatti prevenire l'entrata di animali come roditori, carnivori, mustelidi e rapaci.

A prescindere che sia in ambiente chiuso o all'aperto l'area di volo deve essere strutturata per consentire anche agli individui meno capaci di volare, che quindi atterrano sul pavimento e non sulle pareti, di potersi facilmente arrampicare in tutta sicurezza, in rifugi appositamente pensati (ad esempio *bat boxes* esplorabili, tasche di tessuto idoneo, ecc.)

Le pareti interne devono essere ricoperte, tutte o in parte, di reti morbide ma ben tese, tipo zanzariera o reti plastificate con dimensioni delle maglie $\leq (0,5 \times 0,5)$ cm, che permettano ai pipistrelli di arrampicarsi e prendere il volo da punti più alti.

Si raccomanda di non avere pareti interne di rete di zinco, perché facilmente ossidabile dall'urina dei pipistrelli, producendo così sostanze tossiche per gli stessi (Hoeltge Elmer J., 1961).

Sul lato esterno della voliera può essere utilizzata la rete di zinco in quanto presenta una buona resistenza, con dimensioni delle maglie di $\leq (1 \times 1)$ cm. e le sostanze tossiche eventualmente emesse non entrano in contatto con gli animali.

La porta d'ingresso alla voliera deve essere doppia (Barnard & Schmidt, 2011; Lollar, 2018) così da impedire l'uscita dei Chiroterri durante le fasi di apertura (un esempio in Fig. 8.7).

Fig. 8.7 Porta doppia della voliera. Le prime due foto da sinistra sono dall'interno della voliera: si può notare la rete morbida, più lunga dell'altezza della porta per consentire il ripiegamento verso l'interno. Nella foto a destra si nota la parte aperta esterna alla voliera, con la seconda porta in rete ancora a chiusura (foto A. Tomassini).



Rifugi

Le *bat box* (Fig. 8.9) esplorabili devono essere posizionate ad un'altezza minima di 1,8/2 metri, meglio se maggiore. Ovviamente per un controllo interno delle *bat box* non sono altezze raggiungibili se non con l'ausilio di una scaletta apposita, da tenere fuori dalla voliera ed usare all'occorrenza. Anche in aree di volo di piccole dimensioni è bene installare un minimo di due *bat box* esplorabili. Le *bat box* è bene posizionarle in punti distanti, sia per offrire microclimi diversi che gli animali potranno scegliere in base alle proprie esigenze, sia per garantire maggiori distanze tra rifugi occupati da animali diversi.

Fig. 8.8 Una mensolina posta al di sotto della *bat box* può essere un pericolo per gli animali che stanno imparando a volare ed è un ostacolo per il rientro in volo. Pertanto, questi modelli non devono essere utilizzati (immagine creata con l'AI sulla base di un video pubblicato su Facebook).



Oltre alle *bat box* è bene offrire altri tipi di rifugio in modo tale da consentire ad ogni animale un'ampia scelta di ripari sia per tipologia sia per dimensione che vanno posizionati in modo tale da garantire un distanziamento adeguato anche ad individui più solitari o di specie diverse. Tra i vari rifugi è possibile usare tasche di cotone con l'apertura verso il basso, tessuti morbidi piegati per creare fessure, zanzariera ripiegata; l'importante è che questi rifugi siano fatti di materiali sicuri (no fili) e lavabili.

Non è indispensabile che tutte le *bat box* siano accessibili da terra; l'importante è dare la possibilità anche a quei pipistrelli, che sono ancora incapaci di volare adeguatamente, di trovare un rifugio sicuro.

È necessario lasciare libero lo spazio sottostante le *bat box*, senza posizionare strutture come piattaforme o mensoline (Fig. 8.8), per permettere l'entrata e l'uscita dal rifugio in tutta libertà. Le mangiatoie devono essere posizionate appena sotto e lateralmente alla *bat box* (Fig. 8.9).

Fig. 8.9 Bat box esplorabile. Le mangiatoie sono posizionate più in basso ma non sulla stessa verticale. In secondo piano è visibile un'altra area di volo (separata da una doppia zanzariera), con i terrari in rete posizionati su un tavolo e due contenitori a terra per consentire la possibilità dell'abbeveraggio in volo (foto L. Veriani).



Criticità: punti di alimentazione e acqua

Nel nuovo ambiente i giovani solitamente incontrano molte difficoltà nel trovare i punti per nutrirsi ed abbeverarsi, soprattutto se la stanza è stata poco utilizzata da altri pipistrelli. Infatti, se le mangiatoie e le *bat box* hanno un odore ‘familiare’, sarà più facile per i neo immessi trovare l’area dove mangiare e dove riposare; per questo si consiglia di utilizzare, senza lavarle, le stesse mangiatoie precedentemente utilizzate nei terrari in rete per lo svezzamento (Tomassini oss. pers). Ovviamente questo è per facilitare i nuovi giovani, ma appena possibile le mangiatoie, come tutti gli oggetti utilizzati per cibo e acqua, vanno lavate con regolarità.

Si raccomanda di posizionare dei contenitori con acqua accanto alle mangiatoie, anche se deve essere sempre presente l’abbeveratoio ampio a terra, per consentire di bere in fase di volo, proprio come avviene in natura. Come abbeveratoi si possono semplicemente utilizzare i sottovasi in plastica per giardinaggio, del tipo rettangolare, come dimensioni minime 90x45 cm (Fig. 8.11) anche se sarebbe meglio usare abbeveratoi di dimensioni di 250x100 cm se la voliera lo consente (Fig. 8.10). Per evitare pericoli durante eventuali cadute nella vasca, si raccomanda di scegliere abbeveratoi poco profondi (come appunto i sottovasi), e per maggiore sicurezza, di ricoprire l’interno con una rete fitta e morbida, tipo zanzariera, in modo da offrire buoni appigli per uscire arrampicandosi (Fig. 8.10, Fig. 8.11).

Fig. 8.10 Esempio di piscina artificiale per consentire l'abbeveraggio durante il volo dei pipistrelli. Da notare la rete interna che conduce oltre i bordi esterni per facilitare l'arrampicata in caso di caduta nella vasca. Le dimensioni sono di 250 cm di lunghezza e 100 cm di larghezza (foto A. Tomassini).



Fig. 8.11 Abbeveratoio di dimensioni minime da posizionare a terra (foto A. Tomassini).



Dopo il primo anno di impiego della voliera/stanza del volo sarà più facile per i nuovi individui orientarsi all'interno, perché gli oggetti presenti avranno acquisito gli odori degli animali presenti, che fungeranno da guida per i nuovi immessi (Tomassini, oss. pers.).

Un altro modo per facilitare l'ingresso dei novizi è lasciare in voliera dei soggetti irrecuperabili che abbiano già la conoscenza degli ambienti e delle zone di accesso al cibo, funzionando da *trainer* (Tomassini oss. pers.)

Nonostante questi accorgimenti, gli operatori devono monitorare con continuità tutti gli animali immessi, verificando l'accesso alle mangiatoie, i *roost*, sia attraverso l'osservazione diretta, sia con verifiche puntuali del peso. È anche possibile osservare con telecamere ad infrarosso le dinamiche notturne fra i pipistrelli e l'accesso al cibo e ai rifugi.

8.3.1 Accorgimenti

La transizione dal terrario in rete all'ambiente ampio della voliera va curato con attenzione, oltre che con gli accorgimenti descritti e gli arredi specifici, accompagnando i pipistrelli con ciò che è a loro familiare, inserendo quindi nella voliera il loro ultimo rifugio consueto.

Per far questo si posizionano su un tavolo i terrari in rete utilizzati per lo svezzamento (Fig. 8.12), lasciandoli aperti, con acqua e cibo, a disposizione dei giovani per almeno la prima settimana di permanenza.

Specialmente all'inizio, i pipistrelli rientrano spontaneamente molto spesso, anche volando, nel terrario in rete per mangiare, essendo abituati a trovare il cibo nel *roost* originario (Tomassini, oss. pers.). Questo periodo di transizione faciliterà l'adattamento al nuovo ambiente.

I primi giorni occorre effettuare regolari monitoraggi durante le ore diurne, poiché solitamente saranno ritrovati individui a terra; dopo la seconda o la terza notte di permanenza questo fenomeno tenderà ad attenuarsi (Tomassini, oss. pers.).

Quando si ritrova un giovane a terra, è necessario raccoglierlo e controllare il suo stato di salute rimetterlo nel terrario di provenienza lasciato aperto per permettere l'involo serale, con acqua e cibo sempre a disposizione (Fig. 8.12).

Se dopo i primi due o tre giorni di ambientamento si continua a trovare un pipistrello a terra è necessario raccoglierlo, idratarlo e portarlo alla valutazione di un veterinario, che potrà stabilire l'eventuale necessità di idratazione forzata sottocutanea e la sua stabulazione in un contenitore più piccolo per monitorare il suo stato, anche in relazione al peso. Il pipistrello potrà essere nuovamente reinserito in voliera solo dopo essere rientrato nei parametri fisici ottimali per proseguire con l'allenamento al volo.

In ogni caso è necessario eseguire un controllo generale di ogni individuo della voliera ogni 2 giorni, per i primi 10 giorni dall'inserimento. Ogni animale deve essere preso anche dal rifugio e, una volta controllato se si trova in uno stato ottimale, si potrà rimettere nel terrario in rete (o nel rifugio posizionato sul tavolo) del rilascio, da dove, presumibilmente la sera stessa, riprenderà l'allenamento al volo. Questo monitoraggio è indispensabile e serve a verificare la capacità di alimentarsi in un ambiente nuovo.

Fig. 8.12 Terrari in rete posizionati su un tavolo. I terrari in rete vengono lasciati aperti con acqua e cibo a disposizione e saranno i pipistrelli a decidere quando provare a spiccare il primo volo (foto L. Veriani).



Ci sono alcune specie, come ad esempio *Tadarida teniotis*, che faticano particolarmente a nutrirsi negli ambienti di volo (Tomassini oss. pers.), in queste situazioni si consiglia di rimettere ogni giorno gli animali nei contenitori, lasciati in voliera, dove sono abituati a nutrirsi e da cui usciranno la sera.

L'alimentazione verso prede non volanti nelle mangiatoie appese è un comportamento inusuale per le specie ricoverate più di frequente (Genere *Pipistrellus*, *Hypsugo savii*, e *Tadarida teniotis*) che solitamente predano durante il volo. Per questo spesso è possibile osservare i giovani pipistrelli di queste specie prendere una camola dalla mangiatoia per poi consumarla in volo.

Altre specie invece, come ad esempio il genere *Plecotus*, e *Eptesicus* si alimentano normalmente di insetti catturati a riposo sulla vegetazione, a terra o sulle pareti verticali (Dietz & Kiefer, 2014), per cui imparano più velocemente a nutrirsi dalle mangiatoie in cattività. Anche il carattere del singolo individuo, come l'imitazione dei compagni stabulati nello stesso periodo, influisce sull'apprendimento alimentare (Tomassini oss. pers.).

La pulizia degli ambienti dipende dalla quantità di animali presenti e dagli spazi a disposizione, ogni anno prima di rimettere gli animali nell'area di volo è bene controllare che non ci siano nuove fessure e lo stato dei materiali che, ove necessario, vanno sostituiti con dei nuovi. La pulizia deve prevedere anche il controllo e la rimozione, ad esempio, di ragnatele, nidi di vespe o formiche; in questi casi è consigliabile l'utilizzo di prodotti naturali non pericolosi per i mammiferi (caffè, aceto, ecc.).

Per favorire l'apprendimento alla caccia (Fig. 8.15) è possibile inserire delle lampade che attirano gli insetti, non ci sono dati scientifici che confermano la loro utilità ma viene consigliato da alcuni autori.

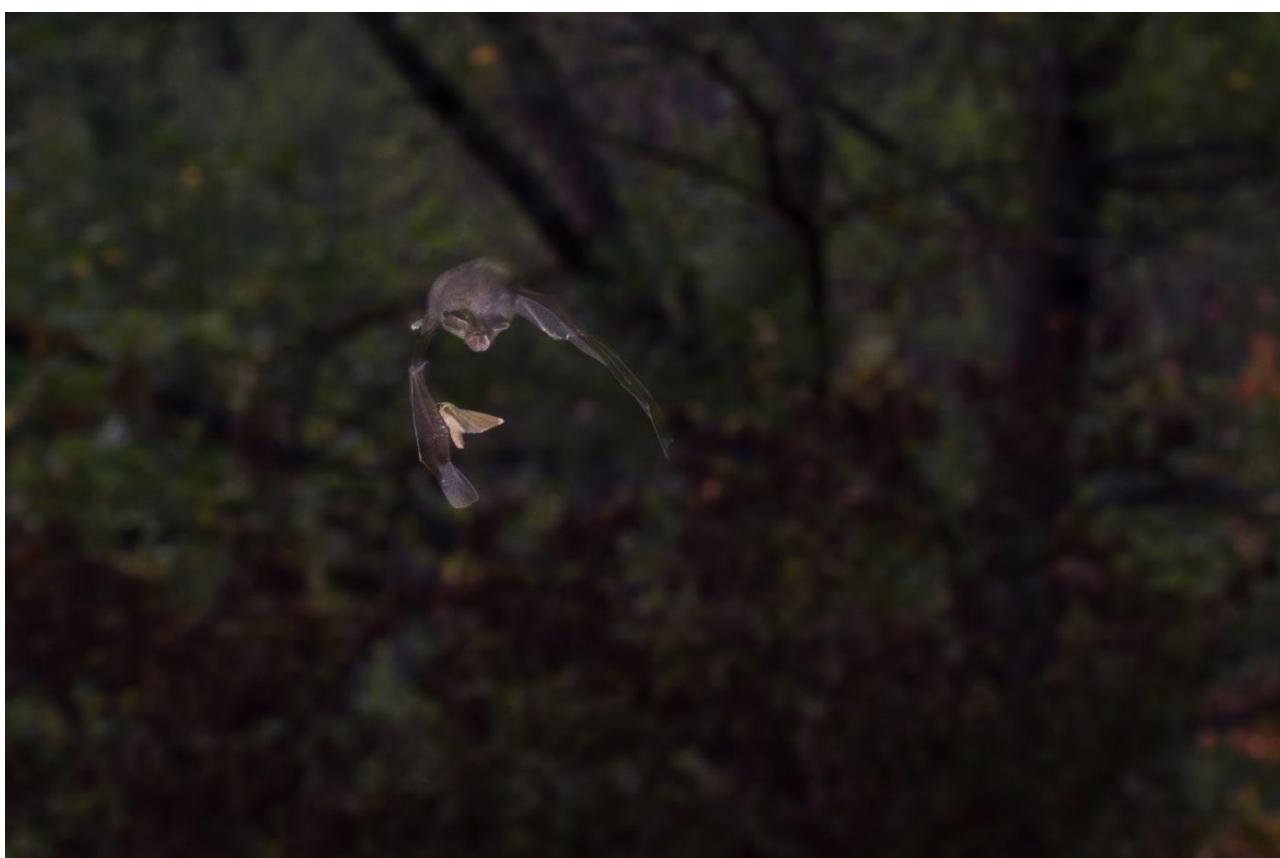
Fig. 8.13 *Pipistrellus kuhlii* appena reinserito nel terrario in rete va a nutrirsi nelle mangiatoie a lui note (foto L. Veriani).



Fig. 8.14 Pipistrelli subito dopo aver superato i test di volo vengono inseriti nel terrario in rete per rifocillarsi con acqua e camole a volontà (foto L. Veriani).



Fig. 8.15 *Rhinolophus hipposideros* durante l'atto della caccia, mentre si aiuta con il patagio alare a indirizzare la preda verso la bocca (foto P. Taranto).



Riassumendo:

- le strutture utilizzate per l'allenamento al volo dei Chiroteri sono da preferire di forma circolare, poligonale (con un minimo di 6 lati) o quadrata (LeBlanc D 2000; Lyons & Wimberley, 2014; Lollar 2018), mentre sono sconsigliati tunnel di volo che non garantiscono gli spazi necessari per manovrare, attività invece indispensabile nella caccia degli insetti (Norberg & Rayner 1987);
- per la riabilitazione al volo di specie di piccola taglia (ad es. *Pipistrellus* spp., *H. savii*) o che sappiano manovrare molto bene (ad es. *Plecotus* spp., *Rhinolophus* spp., alcuni del genere *Myotis*) (Fig. 8.16) è necessario utilizzare una stanza o voliera di dimensioni minime 14 volte l'apertura alare (3,5x3,5 m, in caso di strutture quadrate, 3m di diametro in caso di strutture rotondeggianti e una altezza variabile (preferibilmente compresa tra i 1,8 e i 2,5 m);
- per le specie di maggiori dimensioni o che abbiano meno capacità di manovra (ad es. *Tadarida teniotis*, *Nyctalus* spp., *Miniopterus schreibersii*) i requisiti minimi degli spazi di volo sono di 7x7 m in caso di strutture quadrate, 6m di diametro in caso di strutture rotondeggianti e una altezza variabile (preferibilmente compresa tra i 2 e i 2,5 m).

Ricordando che generale più gli spazi sono ampi, più si riducono i tempi di allenamento (Tomassini oss. pers.) è consigliabile usare voliere di dimensioni maggiori per anticipare il più possibile la liberazione. Questo rappresenta un indubbio vantaggio, perché gli individui avranno a disposizione più tempo prima dell'autunno per imparare a cacciare ed accumulare adeguate riserve di grasso per superare il letargo invernale, per conoscere il territorio e per poter trovare rifugi adeguati.

Fig. 8.16 *Plecotus auritus* in volo nella casetta del volo (foto A. Tomassini).



Elementi necessari

- rifugi di varia natura come tasche morbide e/o *bat box* esplorabili
- entrata con camera di contenimento, ottenuta con una doppia porta di ingresso entrambe con apertura verso l'esterno; in alternativa, l'apertura più interna alla voliera, può essere costituita da tessuto morbido, ad es. rete zanzariera, ancorata su tutti i lati, in maniera fissa o mobile, in modo tale che sia improbabile che gli individui possano trovare una via di fuga (Fig. 8.7)
- abbeveratoi a terra di dimensioni adeguate (minimo 0,9x0,45m), con bordi che consentano una facile uscita in caso di cadute
- abbeveratoi appesi alle pareti vicino alle mangiatoie
- tavolo di appoggio per il posizionamento iniziale dei rifugi mobili contenenti gli individui, al fine di consentire il decollo rialzato da terra e, nel contempo, agevolare la possibilità di nutrirsi
- pavimentazione compatta

Pericoli da attenzionare

- fessure che non permettano di recuperare gli individui ivi nascosti
- elementi pericolosi per il volo e lo stazionamento degli individui (ad es. rami secchi, parti acuminate, profili sporgenti)
- ghiaia (o materiale incoerente) nel substrato
- superfici viscose dove gli animali potrebbero rimanere attaccati o sporcarsi
- sostanze chimiche con solventi, odori forti.

8.3.2 Organizzazione delle prove di volo

Oltre al monitoraggio sul corretto inserimento degli individui e sulla capacità di alimentazione, dopo circa 7-10 giorni di permanenza in voliera si può procedere a controllare le capacità di volo di ogni singolo pipistrello, in modo da valutare esattamente i progressi compiuti e stimolare maggiormente coloro che sono meno attivi.

Per poter liberare i pipistrelli ricoverati è fondamentale appurare la loro resistenza in volo: devono essere in grado di volare ininterrottamente per almeno 15 minuti consecutivamente senza posarsi.

Gli animali che non volano bene, che si posano frequentemente e quelli non ancora pronti vanno ripresi velocemente e devono essere inseriti in un alloggio alternativo provvisorio (come, ad esempio, un terrario in rete chiuso), mentre gli individui liberabili vanno lasciati liberi in voliera e non devono essere effettuati tentativi di cattura durante il volo.

Il giorno dopo, meglio se in mattinata, o comunque nella fase diurna della giornata, si torna in voliera e si prendono gli animali liberabili che in quel momento si trovano a riposo e che quindi sono facilmente catturabili senza creare danni.

I giovani selezionati per la liberazione vanno posti in grandi contenitori chiusi (terrari in rete o similari) dotati di rifugi, cibo e acqua, e stabulati per almeno un giorno al fine di nutrirsi adeguatamente; questa fase può essere prolungata per non più di 5 giorni prima della liberazione.

Prima della liberazione è inoltre necessario controllare il peso, che, secondo l'esperienza personale dei recuperatori coinvolti, non deve essere minore ai 4 g per *Pipistrellus pipistrellus/pygmaeus*, 5 g per *Pipistrellus kuhlii* e *Hypsugo savii* e prendere la misura dell'avambraccio con un calibro, ci possono essere delle eccezioni che devono essere valutate con un chiroterologo esperto in recupero. Questi dati vanno inseriti in un'apposita scheda di uscita, da associare a quella di ingresso.

Quando negli ambienti di volo sono presenti molti individui è complesso testare le capacità di ogni singolo animale. L'esperienza degli autori suggerisce di seguire le modalità qui sotto riportate.

- le prove di volo devono essere sorvegliate da più persone contemporaneamente (minimo due, ma se si hanno più di 5 animali che volano contemporaneamente è bene essere in 3 o 4)
- le prove di volo vanno fatte preferibilmente nel pomeriggio, quando ancora c'è luce, a diverse ore di distanza dal tramonto.

-
- per poter osservare correttamente gli animali e il loro andamento in volo è necessario far volare solo piccoli gruppi (gruppi di 10, se si è in 4 persone si possono far volare anche 15 animali contemporaneamente, ma si sconsiglia di provare più di 15)
 - Durante le prove di volo bisogna rendere inaccessibili le bat box (gli animali di giorno tendono a voler rientrare subito). È possibile utilizzare anche della semplice carta assorbente arrotolata all'entrata delle bat box per impedirne l'accesso.
 - gli animali possono partire dalle mani degli operatori, posizionati ai due lati opposti della stanza/voliera, aspettando **l'involo spontaneo** di ogni singolo individuo, previa l'attivazione muscolare
 - una volta che tutti gli animali sono volati, far partire un conto alla rovescia di 15 minuti
 - osservarne il volo e vedere quali cadono o si posano frequentemente
 - gli animali che non volano correttamente devono essere ripresi e posizionati in un contenitore (un terrario in rete o una scatola). Questi saranno oggetto di valutazione futura: bisogna dare più possibilità prima di stabilire che un animale non è idoneo alla liberazione, questo è un aspetto assai critico, a volte è stato possibile liberare la primavera successiva all'inserimento in voliera.
 - trascorsi i 15 minuti di osservazione si rendono nuovamente accessibili le bat box e si aspetta che rientrino (a volte è necessario aspettare diversi minuti). Gli animali rientrati devono essere lasciati nei rifugi.
 - per fare le prove ad un secondo gruppo, si chiudono nuovamente gli accessi alle bat box con i pipistrelli liberabili all'interno (solitamente basta utilizzare della carta assorbente o della stoffa arrotolata, i pipistrelli non tenteranno di uscire, a meno che non sia l'ora del tramonto) e si procede con il gruppo successivo seguendo lo stesso iter.
 - finite le prove di volo si allontanano dall'area di volo i pipistrelli che non volano adeguatamente. Si liberano gli accessi delle bat box così che i liberabili presenti possano volare ancora per una notte.

Se i chiroterri rimasti in voliera sono ritenuti idonei alla liberazione, per capacità e resistenza di volo, si procede come descritto di seguito.

- il giorno dopo, possibilmente la mattina o comunque lontano dal tramonto, si recuperano i Chiroterri dalle bat box e si inseriscono nei terrari in rete.
- si consiglia di mantenerli almeno un paio di giorni nel terrario, in modo da assicurare un'abbondante alimentazione precedente la liberazione.
- gli individui liberabili devono essere pesati e misurati, e questi dati inseriti nella loro scheda personale.
- Il peso dei pipistrelli alla liberazione è molto importante, se gli animali vengono liberati in prossimità dell'autunno è necessario che abbiano riserve di grasso sufficienti. Per le specie più frequentemente ricoverate gli autori consigliano questi pesi minimi: 4,5/5 g per *Pipistrellus pipistrellus/pygmaeus*, 6/7 g per *Pipistrellus kuhlii* e *Hypsugo savii*

Si consiglia di fare tentativi una volta a settimana, e se comunque il volo non viene mantenuto per il tempo adeguato alla liberazione si può rimandare il rilascio anche dopo i mesi invernali, perché i tempi di apprendimento possono essere assai diversi, per variabilità intra ed interspecifica (Tomassini *oss. pers.*)

Attenzione: Gli animali **non** vanno mai catturati durante il volo, se è necessario prendere un pipistrello che sta volando in una stanza è indispensabile **non usare mai un retino** (per pesci o per farfalle) perché il rischio di ferire l'animale è elevatissimo (Colonnelli & Tomassini *oss. pers.*, Fichera & Tomassini *oss. pers.*), si può invece usare un lenzuolo morbido o un panno e provare a catturarlo gettandolo addosso al pipistrello mentre vola. In generale si consiglia di aspettare che i pipistrelli si posino spontaneamente.

9 LIBERAZIONI E MONITORAGGIO POST-RILASCIO

9.1 Principi generali e accertamenti propedeutici

Alessandra Tomassini, Gianna Dondini, Elisa Berti, Marco Scalisi

I rilasci in natura devono essere condotti tenendo conto delle linee guida in materia di immissioni faunistiche (AA.VV., 2007) e delle linee guida IUCN in materia (IUCN, 2013 e IUCN, 2012). In particolare, al fine di evitare rischi di inquinamento genetico con gli individui già presenti nel sito di rilascio, le liberazioni dovranno avvenire all'interno del territorio di ritrovamento dell'individuo stesso (AA. VV. 2007).

Come principio generale, la liberazione degli animali selvatici ricoverati nei CR deve avvenire appena l'individuo ha recuperato uno stato di salute che gli permetta la sopravvivenza in natura.

Tuttavia, nel caso dei Chiroteri è fondamentale considerare le particolarità del loro ciclo biologico, caratterizzato da fasi alterne di attività e letargo strettamente legate all'andamento stagionale.

Per gli adulti, che non necessitano di particolari prove di volo ma è importante valutare la loro capacità di manovra e non tanto la durata resistenza (Tomassini, oss. pers.), la liberazione è sconsigliata nel periodo più freddo (da novembre a febbraio), quando i conspecifici liberi si trovano nella fase di ibernazione. Anche nei mesi di ottobre e marzo, è necessario valutare attentamente l'andamento meteorologico e le temperature, privilegiando condizioni climatiche stabili nei giorni successivi alla liberazione. In particolare, la reintroduzione in natura è da evitare in presenza di pioggia o vento moderato/forte.

Per i giovani cresciuti in cattività, è consigliabile effettuare prove di volo nei 5–2 giorni precedenti alla prevista liberazione (Fig. 9.1), al fine di valutare l'idoneità dell'individuo. (Tomassini, oss. pers.).

Inoltre, particolare attenzione deve essere riservata alla gestione dei giovani nati durante l'estate. Le limitazioni strutturali e logistiche di molti CR possono rendere difficile un adeguato allenamento e una preparazione sufficiente prima dell'arrivo dei primi freddi. È pertanto fortemente sconsigliata la liberazione in ottobre: i giovani chiroteri inesperti devono avere il tempo necessario per adattarsi alla libertà, esplorare l'ambiente circostante, identificare rifugi idonei e selezionare microhabitat con caratteristiche termo-igrometriche adeguate alla fase di letargo. Per tali motivi, può rendersi necessario trattenere in cattività anche individui potenzialmente liberabili, al fine di reintrodurli in natura nella primavera successiva.

Il mantenimento in cattività durante il primo inverno non compromette la riuscita della liberazione, Tomassini, infatti, ha osservato che individui rilasciati nell'anno successivo alla nascita hanno utilizzato rifugi artificiali fino a 20 giorni dopo il loro reinserimento in natura.

Solo qualora, nonostante gli allenamenti primaverili, i giovani non raggiungano una capacità di volo funzionale alla vita in libertà, potranno essere considerati "irrecuperabili" e rientrare quindi nel circuito dei rifugi o delle collezioni faunistiche.

Altre valutazioni vanno effettuate in base alla biologia della specie, tenendo in considerazione che quelle migratrici, ad esempio le nottole (*Nyctalus sp.*), effettuano grandi spostamenti dai luoghi riproduttivi a quelli di svernamento, proprio in autunno e primavera,

In ogni caso, soprattutto in quelli in cui si riscontrano criticità relative alla biologia ed ecologia specie o ai periodi di rilascio, è indispensabile consultare un chiroterologo con specifica esperienza sul recupero e riabilitazione dei pipistrelli.

In generale è possibile liberare solo quegli animali che riescono a mantenere un volo sostenuto e con manovre per almeno 15 minuti.

REGISTRO RILASCI

Data _____ Ora _____

OPERATORE _____

SPECIE _____ SESSO F M

ID dell'individuo _____

Peso _____ Lunghezza Avambraccio _____

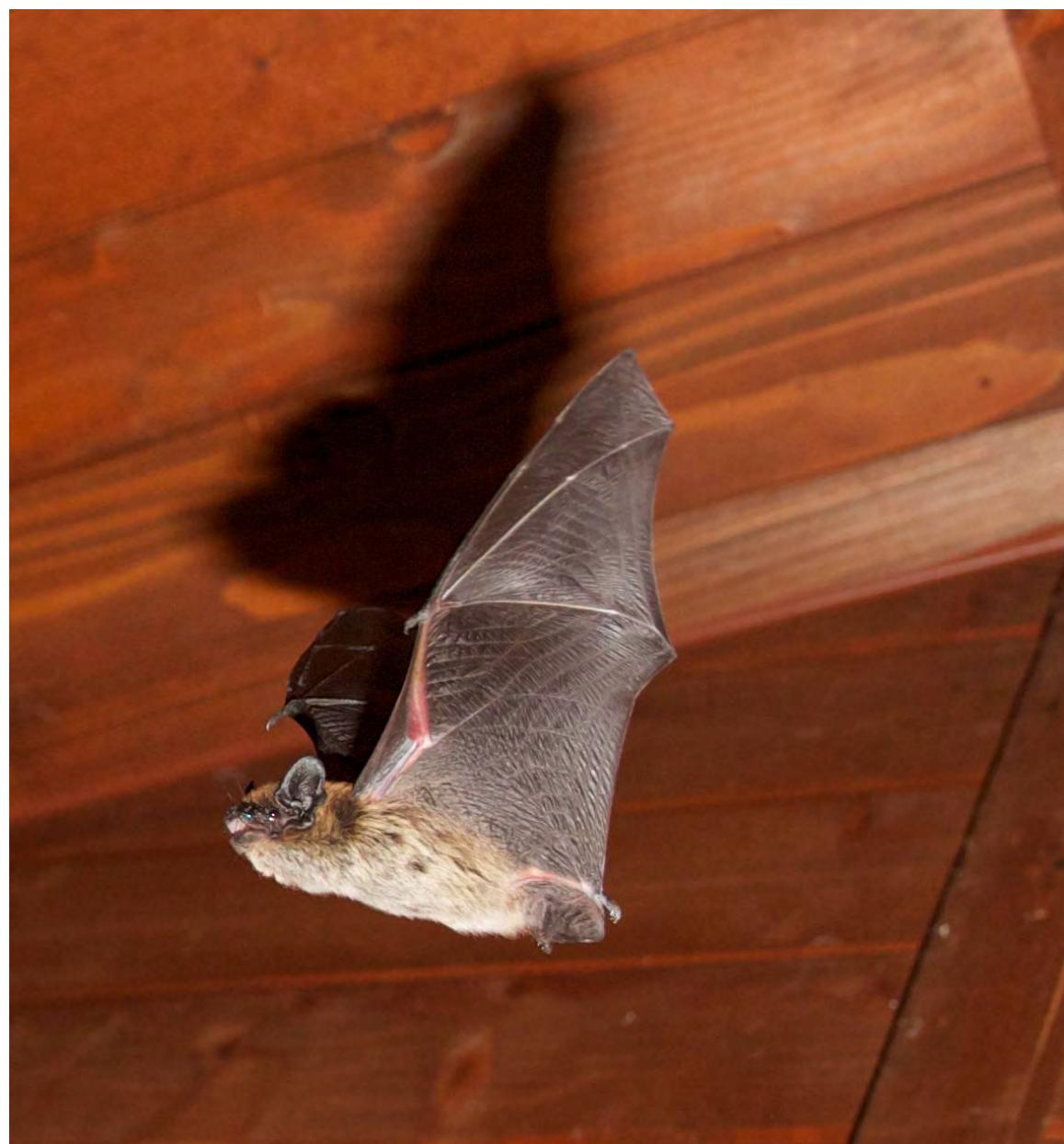
Luogo liberazione (indirizzo puntuale o punto georeferenziato) _____

Via _____ Località _____ Provincia _____

Modalità di liberazione

- Posizionamento in bat box
- Liberazione da contenitore
- Liberazione manuale

Fig. 9.1 Giovane di *Hypsugo savii* durante le prove di volo (foto A. Tomassini).



9.2 Liberazione in natura

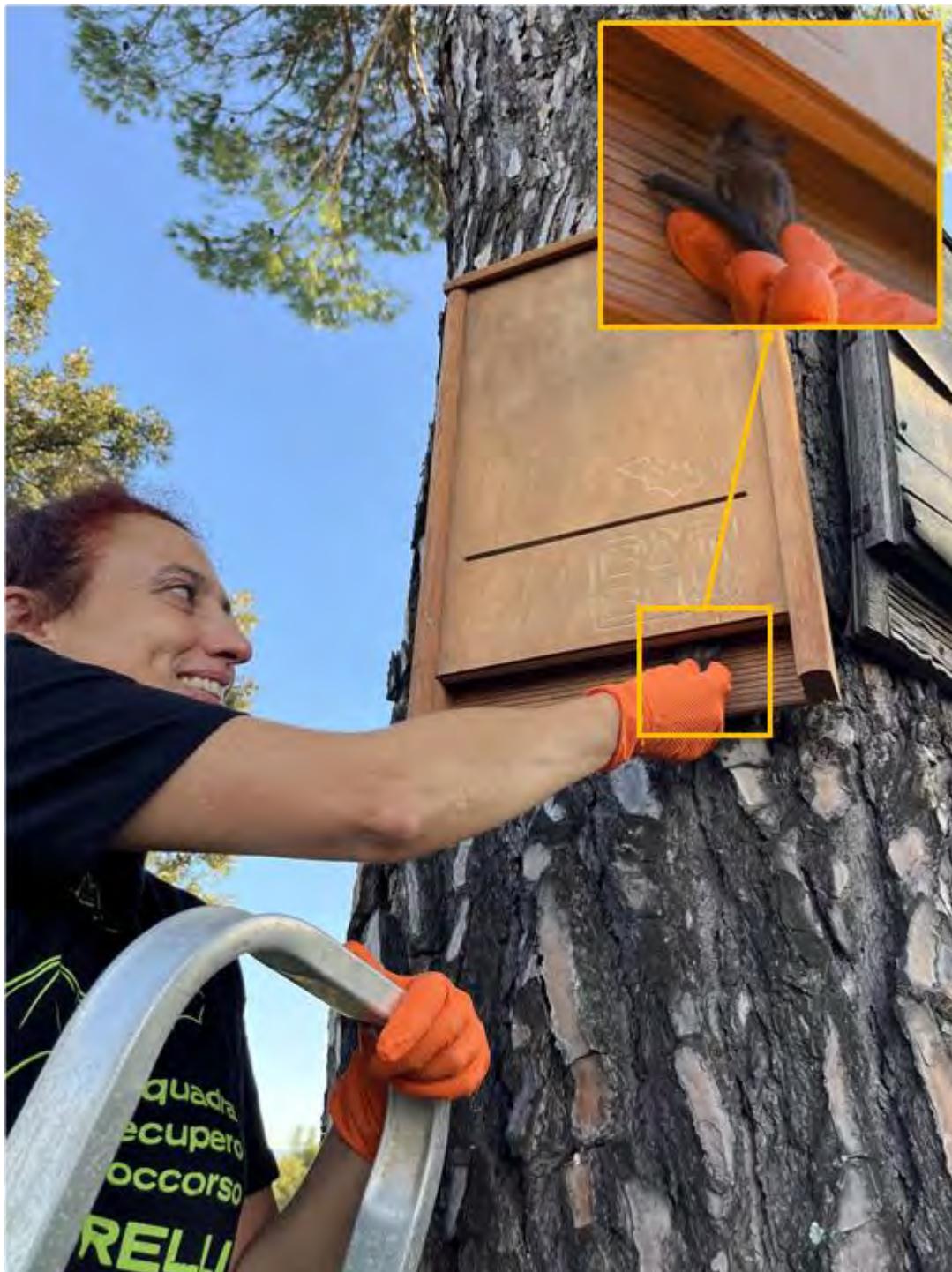
Alessandra Tomassini

La liberazione è un momento critico perché i pipistrelli possono venire attaccati subito dopo il rilascio (Fenton *et al.*, 1994; Speakman, Lumsden, & Hays, 1994), quindi è necessario attuare tutti i comportamenti che possano evitare episodi di predazione; per questo la liberazione deve avvenire **dopo il tramonto**, quando le condizioni di oscurità sono ottimali, e si riducono le probabilità di eventuali predazioni in analogia all’involo serale che avviene normalmente in natura. Nel caso si utilizzino le *bat box*, come è necessario per i rilasci dei giovani, è possibile procedere all’inserimento nel rifugio nel tardo pomeriggio, stando ben attenti che durante l’inserimento gli individui non sfuggano di mano (Fig. 9.2).

Kelly *et al.* (2012) raccomandano che la liberazione dei pipistrelli allevati in cattività avvenga in modo autonomo, cioè, venga permesso loro di consentito di “auto-liberarsi” da una grande voliera, lasciata appositamente aperta e situata in un *habitat* adatto per i pipistrelli. Ma ottimi risultati sono stati ottenuti dagli autori anche utilizzando *bat box* (Serangeli *et al.* 2012), opportunamente posizionate e preventivamente “sporate” con il guano raccolto in cattività dagli stessi animali in riabilitazione, in modo da rendere più tranquilli gli individui posti all’interno.

La *bat box* deve essere posizionata in un luogo, adeguato alla specie da liberare, considerando in particolare la località di provenienza degli individui, a circa 4 metri di altezza, su un edificio o sugli alberi. Se posta sul tronco, bisogna assicurarsi dell’assenza di rami davanti alla *bat box* e in particolare in prossimità dell’apertura d’ingresso.

Fig. 9.2 Liberazione di alcuni individui di *Pipistrellus kuhlii* con il metodo della bat box (foto F. Gentili).



L'uso del rifugio opportunamente "sporco" con il guano dà la possibilità ai giovani ed inesperti di tornare in un luogo che considerano sicuro, e di esplorare con la dovuta calma l'ambiente in cui sono stati liberati, scegliendo se, e quando, unirsi alle colonie presenti sul territorio. La *bat box* può essere abbandonata già la stessa sera, viceversa sono stati osservati all'interno gli individui anche dopo oltre 20 giorni dalla liberazione (Tomassini oss. pers.).

Per liberare individui adulti, o nel caso che i giovani siano reimmessi nella colonia di origine, non è necessario l'utilizzo delle *bat box*.

In questi casi il rilascio può avvenire direttamente dal contenitore di trasporto. Anche in questa situazione il pipistrello **non deve mai essere lanciato**, ma bisogna attendere con calma che prenda spontaneamente il volo. Per facilitare il riscaldamento dell'individuo liberabile, è importante fornire una fonte di calore, che scaldi preventivamente l'alloggio, per circa 10/15 minuti prima del rilascio (Tomassini oss. pers.). Questo permette al

pipistrello di risparmiare energia nella riattivazione del metabolismo che solitamente viene ‘abbassato’ ogni volta che è a riposo.

Il luogo per il rilascio va scelto in base al luogo di provenienza e alla specie. Essendo la maggior parte dei recuperi di specie antropofile, gli ambienti preferenziali sono le zone urbane con presenza di parchi o giardini, meglio se con laghetti.

Dai pochi dati riportati in bibliografia, per le specie più frequentemente ricoverate in Italia come *Pipistrellus kuhlii* e *Hypsugo savii*, la liberazione dei giovani dovrebbe avvenire entro un raggio di 5 Km (Serangeli et al., 2012) dal luogo di ritrovamento anche se non si possono escludere distanze maggiori che garantiscano l’inserimento nella popolazione di origine. Si raccomanda di consultare un chiroterologo, soprattutto per le specie migratrici, per le quali deve essere valutata anche la fase migratoria e quindi necessitano di particolari attenzioni nella valutazione del luogo e dei tempi di rilascio.

Per la maggior parte delle specie presenti in Italia sono riportate in Tab. 9.1 le distanze, che solitamente vengono percorse dagli individui adulti, si raccomanda di usare la distanza minima possibile, nel caso di mancanza di dati o dati parziali bisogna consultare un esperto.

Anche in caso di liberazioni pubbliche, la priorità deve essere sempre il benessere degli animali, quindi è assolutamente da evitare di far visionare da vicino i pipistrelli liberabili o tantomeno farli toccare dalle persone.

Le **liberazioni pubbliche** devono avvenire **esclusivamente** tramite le **bat box** per i giovani, e solo con gli opportuni accorgimenti, come ad esempio distanza minima del pubblico di almeno 5 metri. Gli adulti possono essere liberati anche senza bat box, in questo caso bisogna mantenere una distanza maggiore con il pubblico almeno 10 metri, nessuna luce artificiale diretta sul contenitore, silenzio assoluto e nessun applauso o movimento brusco quando avviene l’involo.

Le bat box utilizzate per la liberazione devono essere collocate in modo permanente (o almeno fino all’inverno, e se è necessario rimuoverle, l’interno deve essere vuoto prima dello spostamento) ad un’altezza di almeno 3 metri. Occorre verificare preventivamente, oltre all’assenza di luci dirette già indicata, l’assenza di ostacoli nell’intorno della bat box ed importante anche valutare la predazione da gatti che possano frequentare la zona.

Qualora venissero utilizzate bat box già precedentemente installate, è importante controllare che non siano già abitate da altri Chiroteri, che potrebbero non gradire la presenza dei nuovi inquilini e stimolarli a lasciare anzitempo la struttura (Tomassini oss. pers.) e soprattutto bisogna controllare l’eventuale presenza di nidi di vespa; in quest’ultima evenienza, sarà necessario rimuovere gli stessi (Fig. 9.4).

Tab. 9.1 Nella tabella sono riportate le distanze percorse dal rifugio o in una sola notte, quali sono le specie migratrici, e la distanza massima di ritrovamento dal luogo dell'inanellamento (Dietz-Kiefer, 2015) (con * Serangeli et al. 2013)

| Specie | Km dal rifugio/in una notte | migrazioni in Km | distanza max in Km |
|----------------------------------|--|---|--------------------|
| <i>Barbastella barbastellus</i> | 7 | <40 | 290 |
| <i>Eptesicus nilssonii</i> | 1 (distanza max10) | sedentaria | 450 |
| <i>Eptesicus serotinus</i> | 10 | 50 | 330 |
| <i>Hypsugo savi</i> | No dati | No dati | 250? |
| <i>Miniopterus schreibersii</i> | fino a 40 | 40-100 | 833 |
| <i>Myotis alcathoe</i> | <3 | No dati | No dati |
| <i>Myotis bechsteinii</i> | 2,5 | fino a 50 | 73 |
| <i>Myotis blythii</i> | 4-7 (fino a 25) | 15 | 488 |
| <i>Myotis brandtii</i> | 10 | 40 | 308 |
| <i>Myotis capaccinii</i> | 21 | 100 | |
| <i>Myotis crypticus</i> | 6 | 40 | 327 |
| <i>Myotis daubentonii</i> | 6/10 (media 2,3) | 150 | 304 |
| <i>Myotis emarginatus</i> | 12,5 | 40 | 105 |
| <i>Myotis myotis</i> | 5-15 (fino a 26) | 50-100 | 436 |
| <i>Myotis mystacinus</i> | 5 | <100 | No dati |
| <i>Myotis punicus</i> | 10/15 | sedentaria (singoli individui fino a 22km) | 22 |
| <i>Nyctalus lasiopterus</i> | 40/90 | migratrice | |
| <i>Nyctalus leisleri</i> | 7,5/17 | migratrice <1.000 | 1.567 |
| <i>Nyctalus noctula</i> | 12 (distanza tra rifugi) 26 (distanza area di caccia) | migratrice >1.000 | 1.546 |
| <i>Pipistrellus kuhlii</i> | 5* | sedentaria | |
| <i>Pipistrellus nathusii</i> | 6,5/29-48 | migratrice 1.000/2.000 | 1.905 |
| <i>Pipistrellus pipistrellus</i> | 1,5/15 | 100 | 1.123 |
| <i>Pipistrellus pygmaeus</i> | 1,7/10 | parte sedentaria parte migratrice | 1.280 |
| <i>Plecotus auritus</i> | <2,2 | <10 | 90 |
| <i>Plecotus austriacus</i> | 5,5/4 | No dati | 79? |
| <i>Plecotus gaisleri</i> | No dati | No dati | No dati |
| <i>Plecotus kolombatovici</i> | 1,5 | No dati | No dati |
| <i>Plecotus macrobullaris</i> | 1 (<7) | sedentaria | 79? |
| <i>Plecotus sardus</i> | No dati | No dati | No dati |
| <i>Rhinolophus euryale</i> | 1,5-9,3 (5 in Italia) | 20/80 | No dati |
| <i>Rhinolophus ferrumequinum</i> | 5 | sedentaria (singoli individui fino a 50km) | 500 (Francia) |
| <i>Rhinolophus hipposideros</i> | 2,5 | Sedentaria <20 | 153 |
| <i>Rhinolophus mehely</i> | 15 | 94 | No dati |
| <i>Tadarida teniotis</i> | 100 | 30 | 100 |
| <i>Vespertilio murinus</i> | 5,7/20 maschi 2,4/6,2 femmine | alcune popolazioni del nord Europa sono stanziali, mentre le popolazioni dell'Europa dell'est sono migratrici | 1.787 |

Fig. 9.3 Posizionamento di una bat box durante il giorno per la successiva liberazione serale pubblica di alcuni pipistrelli (foto A. Tomassini).



Fig. 9.4 Nido di vespa dentro una bat box, è visibile, in secondo piano, la sagoma di un chiroptero (foto A. Tomassini).



9.2.1 Monitoraggio post rilascio

Le attività di recupero sono primariamente finalizzate al rilascio in natura degli individui.

Le poche ricerche compiute nella fase del monitoraggio post-rilascio hanno confermato l'elevata probabilità di sopravvivenza degli individui liberati. Serangeli e collaboratori (2012) hanno osservato che i giovani allevati artificialmente sopravvivevano per il tempo della durata della batteria della ricetrasmettente (circa 12 giorni); sono state inoltre effettuate osservazioni di individui ritrovati in *bat box* e riconosciuti grazie a segni specifici dopo circa un mese dal rilascio (Tomassini, *oss. pers.*). Le prove di sopravvivenza post rilascio, in letteratura, sono arrivate per un pipistrello frugivoro a 18 anni dal rilascio (Mo *et al.* 2022) mentre Lollar (2013) riferisce di aver riconosciuto un *Tadarida brasiliensis* a 13 anni dalla liberazione.

Oltre al *radiotracking*, verifiche di questo tipo possono richiedere l'ausilio dell'inanellamento o di marcature permanenti di altro tipo.

Le marcature permanenti consistono nell'applicazione di appositi anelli in alluminio, tecnica che, se non ben utilizzata, può comportare rischi per l'animale e per la quale occorrono specifiche autorizzazioni in deroga alle normative vigenti, rilasciati a professionisti di comprovata esperienza, ed esclusivamente per approfondire specifici studi di popolazione e eco-etologici²³.

Le lesioni causate dagli anelli sono ben documentate nei pipistrelli, soprattutto negli Stati Uniti, in Europa e in Australia, e variano notevolmente tra le specie a causa della morfologia, del comportamento e delle dimensioni corporee (Baker *et al.* 2001; O'Shea *et al.* 2004; Ellison 2008), sconsigliamo quindi, l'uso di tale pratica per il rilascio, e si ricorda che è necessario l'autorizzazione di ISPRA per l'uso di questi tag che devono avere misure specifiche a seconda della specie su cui è applicata.

Inoltre, **va escluso l'uso di anelli di plastica** applicati sulle ali, poiché è stata osservata una elevata probabilità di lussazioni e altri tipi di lesione all'avambraccio; quindi, tali marcature non devono essere usate neanche per ricerche in cattività (Tomassini *oss. pers.*).

Per marcature a breve e medio termine consigliamo di utilizzare il semplice taglio della pelliccia (Fig. 9.5): uno o più tagli possono essere fatti lungo la parte dorsale dell'individuo; è importante che chi esegue il taglio sia una persona che sappia manipolare molto bene gli animali. Dopo la marcatura è possibile fotografare gli individui e classificarli per il riconoscimento (Tomassini *oss. pers.*). In diversi CR esteri, per la marcatura degli individui, utilizzano anche i colori alimentari colorando in maniera differenziata i padiglioni auricolari.

Dato che gli aspetti legati ai monitoraggi post- rilascio non sono ancora sufficientemente indagati e sarebbero necessarie ricerche finalizzate, nel medio e lungo termine, onde supportare con adeguate certezze la percentuale di sopravvivenza e quindi il successo delle tecniche di recupero possiamo proporre come alternativa agli anelli l'impiego di tag usati per le api che sembrano dare ottimi risultati nel medio periodo (Kirkpatrick *et al.*, 2019)

La marcatura degli animali nelle attività di riabilitazione, potrebbe essere un importante supporto in studi di ecoetologia in cattività, ma anche in natura.

23 <https://www.mase.gov.it/pagina/inanellamento-dei-Chiroteri>.

Fig. 9.5 *Tadarida teniotis* durante e dopo la marcatura. Questa pratica deve essere attuata da personale esperto perché forte è il rischio di lesionare la pelle (foto A. Tomassini).



10 ETICA NELLA DETENZIONE

10.1 Principi generali: benessere e stress in cattività

Alessandra Tomassini

Durante il percorso di recupero occorre tenere ben presente la qualità di vita del pipistrello, sia durante sia dopo il trattamento (Lollar & Schmidt-French, 2002; Barnard, 2010). Lo scopo primario del recupero è la restituzione all'ambiente naturale (Barnard 2010).

Tuttavia, dopo aver effettuato tutte le cure necessarie, può accadere che alcuni pipistrelli, a causa di lesioni permanenti di varia natura, rimangano inabili al volo, e quindi impossibilitati a tornare in natura. Come sottolineato nei §§ 10.2.2 e 2.3.3, si ricorda che la normativa attuale indica come le strutture che gestiscono individui non liberabili o con tempi di recupero prolungati debbano essere autorizzate non solo come CR ma anche come collezioni faunistiche o rifugi.

Il successo del percorso riabilitativo e del rilascio dipende fondamentalmente da:

- prontezza dei primi interventi
- corretta gestione dello stress del soggetto in riabilitazione
- il tempo di permanenza in cattività
- risorse e spazi adeguati alla riabilitazione, in particolare al volo
- modalità e tecniche adottate per la liberazione
- scelta del luogo di liberazione
- percentuale di sopravvivenza in natura post-rilascio

Per il mantenimento in cattività di individui irrecuperabili, è necessario valutare in maniera approfondita l'incapacità di reinserimento in natura e la possibilità di una vita dignitosa in cattività.

Dal punto di vista etico, la scelta andrebbe valutata in base a:

- la qualità di vita degli individui (capacità di movimento, di scambi sociali, ecc.)
- la possibilità di impiegarli per programmi educativi, in base alla loro indole, alla specie e alle condizioni fisiche.
- l'esperienza e la conoscenza del riabilitatore nel fornire il tipo di cure richieste anche a lungo termine
- il tempo, le strutture, gli spazi e le risorse disponibili nel centro recupero
- il numero di irrecuperabili già presenti

Gli individui giudicati irrecuperabili devono essere destinati a rifugi o collezioni faunistiche. Di conseguenza, il CR deve essere autorizzato a svolgere anche questa funzione, oppure stabilire una collaborazione con una struttura di riferimento idonea. In assenza di tali possibilità, in accordo con il veterinario responsabile, si dovrà procedere all'eutanasia dell'animale.

10.1.1 Benessere animale

Nel 1976 Hughes definì il concetto di benessere animale come "stato di completa salute mentale e fisica nel quale l'animale è in armonia con il proprio ambiente di vita".

Nel 1979 il *Farm Animal Welfare Council* (FAWC), che tuttora si occupa di benessere animale, con particolare riguardo per gli animali da reddito, promulgò le "Cinque libertà":

- libertà dalla fame e dalla sete, grazie al facile accesso ad acqua potabile, fresca e pulita e a una dieta corretta che assicuri salute fisica e psicologica
- libertà dal disagio e dal malestere, grazie a un ambiente appropriato al suo stile di vita, alle sue necessità e dimensioni che comprenda un riparo adeguato e una confortevole area in cui potersi riposare

-
- libertà dal dolore, dalle lesioni e dalle malattie, grazie ad una costante, rapida ed efficace attività di prevenzione, diagnosi e trattamento
 - libertà di poter esprimere un comportamento normale, grazie ad uno spazio individuale sufficiente alle proprie attività vitali, strutture e impianti adeguati e la compagnia di animali della stessa specie
 - libertà da paura e stress, grazie a delle condizioni di vita e a una gestione del personale che ne impediscono la sofferenza non solo fisica, ma anche psicologica.

Nel 1988 Hurnik e Lehman propongono un'altra definizione: «uno stato o una condizione di armonia fisica e psicologica tra l'organismo e il suo ambiente, caratterizzata dall'assenza di privazioni, stimoli avversi, sovrastimolazioni o qualsiasi altra condizione imposta che influenzi negativamente la salute e la produttività di un organismo».

L'Unione Europea garantisce uno tra i più elevati standard di benessere animale al mondo, sempre con particolare riferimento agli animali da reddito.

Dal sito dell'Istituto Zooprofilattico Sperimentale della Lombardia e dell'Emilia-Romagna (2018):

«Lo stato di benessere animale si riferisce alla capacità del soggetto di adattarsi alle condizioni in cui vive. Un animale è in buono stato di benessere se (come indicato dalle evidenze scientifiche) è sano, in stato di confort, ben nutrito, sicuro, in grado di esprimere il suo repertorio comportamentale innato e se non soffre di stati spiacevoli come il dolore, la paura e l'angoscia.»

Mutuando i principi basilari del benessere animale, questi possono essere applicati alla detenzione in cattività dei selvatici, e in particolare dei Chiroteri. Nella scelta del mantenimento degli irrecuperabili gli operatori devono poter garantire i parametri indispensabili al benessere psico-fisico.

10.1.2 Stress in cattività

Bisogna prestare le dovute attenzioni per animali così particolari, infatti, i pipistrelli in riabilitazione sono in uno stato di stress, non solo per la causa del ricovero (ferite, malattie, debilitazione), ma anche per l'azione nell'essere stati portati in un ambiente estraneo (Morgan & Tromborg, 2007). Anche quando si trovano da più tempo in cattività e vengono spostati dal loro ambiente abituale è necessario fare attenzione, ad esempio possono smettere di mangiare (Tomassini *oss. pers.*). È sconsigliato sottoporre gli animali a lavaggi frequenti perché causando ancora più stress (Barnard *et al.*, 2011b). Lo stress è un fattore importante nella predisposizione dei pipistrelli a un'ampia varietà di malattie, inclusi problemi dentali (Barnard *et al.*, 2011b), e anche quando la dieta è appropriata si possono sviluppare malattie dovute allo stress (Borysenko & Borysenko, 1982). Barnard riporta un esempio di un gruppo relativamente sano di *Eptesicus fuscus* che una volta trasferito in una struttura educativa ha sviluppato, in un breve periodo di tempo, a causa dell'elevato contatto con le persone e l'eccessivo rumore e l'eccessiva manipolazione, carie dentarie (Barnard *et al.*, 2011b). Anche il suono può essere fonte di stress, ed è raccomandabile tenere gli animali in luoghi senza rumori eccessivi, e sarebbe opportuno fare un check con un rilevatore di ultrasuoni (*bat sound*) per accertarsi l'assenza di suoni a noi non udibili (Morgan & Tromborg, 2007).

10.2 Valutazione del destino di individui irrecuperabili

Alessandra Tomassini, Elisa Berti, Marco Scalisi

Oltre agli aspetti etici ed educativi, scegliere di investire risorse nel mantenimento di individui irrecuperabili in cattività ha risvolti importanti anche su altre sfere, generalmente non considerate, ma di primaria importanza come gli aspetti eco etologici che normalmente risultano più difficili da studiare in natura (Barnard, 2009; Siemers & Page, 2009).

Pertanto, gli individui irrecuperabili possono rappresentare una preziosa opportunità per compiere ricerche minimizzando il disturbo sulle colonie in natura, le quali possono poi essere oggetto di studi mirati per completare i dati ottenuti in cattività (Kerth & Dechmann, 2009). Ad esempio, sono di primaria importanza gli studi sugli aspetti medici e su patologie legate alla presenza di forme virali, batteriche, parassitarie e fungine.

La decisione di mantenere in cattività un pipistrello deve essere presa valutando con attenzione l'impossibilità del ritorno in natura e la capacità di garantire, in cattività, una buona qualità di vita.

Bisogna ricordare che i Chiroteri sono un gruppo di animali longevi tanto che, in relazione alla specie, le aspettative di vita possono andare da 6 anni fino a 30 (vedi ad esempio Tab. 2.1). Pertanto, il mantenimento in cattività deve essere previsto per tempi medio-lunghi. Bisogna assicurare un buon alloggio, con arricchimenti ambientali, igiene, qualità dell'alimentazione e socialità. Non bisogna dimenticare che sono animali coloniali e che pertanto richiedono un'interazione con altri individui, anche se non esclusivamente della propria specie. Si rimanda al capitolo specifico per i dettagli sul mantenimento in cattività.

Come già evidenziato nei paragrafi precedenti, nel caso in cui sia previsto il mantenimento di individui irrecuperabili, sarà obbligatorio evitare, con le dovute azioni e precauzioni, la riproduzione in cattività.

10.2.1 Eutanasia

L'eutanasia viene presa in considerazione dal medico veterinario quando sono presenti gravi traumi, quando la sofferenza, conseguente ai trattamenti necessari per la cura dell'animale, non permette di garantire gli standard di benessere degli individui e, in tutti quei casi nei quali le motivazioni del mantenimento in vita confliggono con le finalità delle strutture di permanenza temporanea poiché, come prescrive la norma, finalizzate al soccorso e recupero degli animali in difficoltà.

In particolare, citiamo alcuni possibili esempi:

- se il pipistrello non può appendersi, pulirsi e alimentarsi
- traumi gravi come fratture alla colonna vertebrale, emorragie interne, ferite profonde con organi esposti

La valutazione generale sull'eventuale eutanasia va fatta di concerto con il medico veterinario, il quale è l'unico che può eseguirla secondo la normativa in vigore.

Si cita il metodo esposto da Amanda Lollar (2018) in cui gli animali vengono addormentati con l'isofluorano e posizionati, dopo la sedazione, in un piccolo contenitore ermetico in cui è inserito un batuffolo imbevuto di anestetico. Questa modalità di intervento è sembrata particolarmente compassionevole, sia per la rapidità (bastano pochi minuti), sia per la completa assenza di movimenti, che potrebbero riflettere un'eventuale sofferenza, degli animali eutanizzati (Lollar, 2018).

10.2.2 Detenzione permanente nelle collezioni faunistiche o rifugi: costi e benefici

I pipistrelli ricoverati che presentano danni permanenti, tali da renderli non sufficientemente abili al volo, alla vita autonoma allo stato selvatico e se le condizioni generali di salute sono compatibili con una buona qualità di vita, sono definiti "irrecuperabili". Quelli che entrano a far parte del circuito di detenzione permanente saranno gestiti dai rifugi o dalle collezioni faunistiche. Le valutazioni, sulla possibilità di rilascio a vita selvatica o sulla possibilità di condurre una vita dignitosa in cattività, devono essere prese congiuntamente tra un veterinario e un chiroterologo esperto in recupero.

Le cause dell'inabilità al volo possono essere molteplici. Ad esempio, si possono rinvenire pipistrelli cresciuti in cattività e rimasti mingherlini, o individui con traumi e fratture, in particolare all'omero e all'avambraccio. Fino ad oggi, nei casi di fratture alle ossa portanti delle ali, non sono stati documentati casi di un completo recupero al volo dell'animale tale da poter permettere un rilascio in natura (vedi 6.2), che, si ribadisce, deve avvenire solo per animali che siano stati opportunamente valutati idonei al rilascio.

A seguito della valutazione di detenzione permanente, bisogna assicurare le migliori condizioni di mantenimento degli individui, in base alle conoscenze dell'eco-etologia e biologia delle varie specie. Al fine di definire un'ottimale qualità di vita bisogna valutare alcuni aspetti e garantirne parametri minimi indispensabili.

Gli aspetti principali riguardano:

- dieta bilanciata
- adeguati spazi con arricchimenti ambientali
- necessità di socializzazione

I Chiroterri sono animali longevi e quindi si devono prevedere risorse umane e finanziarie su lungo termine, garantendo spazi adeguati, alimentazione bilanciata, igiene, socialità e arricchimenti ambientali.

Questo contingente in cattività può essere inserito in programmi educativi o di ricerca scientifica su aspetti eco-etologici, che siano precisamente strutturati e verificabili, prevedendo sempre il benessere fisico e psicologico degli individui coinvolti.

In collaborazione con i chiroterologi si potrebbero sviluppare progetti specifici per indagare le sfere dell'etologia, come le modalità di apprendimento, la longevità e altri aspetti ecologici che risultano molto difficili da studiare in natura.

Gli irrecuperabili, quindi, rappresentano una preziosa opportunità di compiere ricerche minimizzando il disturbo sulle colonie in natura, le quali possono poi essere oggetto di studi mirati per completare i dati ottenuti in cattività. Sono di primaria importanza gli studi sugli aspetti medici legati alla presenza di infezioni virali e batteriche ma anche sulla fisiologia di questi particolari mammiferi, per comprendere i meccanismi alla base dell'intrinseca resistenza dei pipistrelli verso agenti eziologici patogeni per altre specie. Ricordiamo che per alcuni studi è necessario fare richiesta *ad hoc* al ministero competente.

BOX 10.1 Prevenzione degli effetti indesiderati delle attività di recupero

Marco Scalisi, Alessandra Tomassini

La detenzione o manipolazione dei Chirotteri, anche confinate temporalmente, se non correttamente condotte, possono comportare alcuni rischi, sia per gli individui manipolati, sia per il possibile impatto sulle popolazioni naturali, attraverso la trasmissione di agenti patogeni e il possibile inquinamento genetico. Ad esempio, pur considerando che i Chirotteri sono animali altamente vagili, il rilascio di individui in luoghi distanti dal sito di rinvenimento potrebbero comportare criticità a livello di popolazioni come, a titolo di mero esempio, nel caso di specie cripteche (*Pipistrellus pipistrellus/pygmaeus*) o endemiche (*Plecotus sardus*) (Barrat et al., 1997; Mucedda et al., 2002).

Al fine di prevenire tali rischi è necessario seguire alcune indicazioni:

- i rilasci in natura dovranno essere condotti tenendo conto delle linee guida in materia di immissioni faunistiche (AA.VV., 2007) e delle linee guida IUCN (IUCN/SSC, 2013). In particolare, al fine di evitare rischi di inquinamento genetico con gli individui già presenti nel sito di rilascio, le liberazioni dovranno avvenire all'interno del territorio di ritrovamento dell'individuo stesso (AA.VV., 2007). Le reintroduzioni e i ripopolamenti dovranno essere conformi al Decreto 2 aprile 2020 del Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare;
- gli animali rilasciati dovrebbero essere monitorati in modo tale da poter stimare le probabilità di sopravvivenza in funzione della classe di età e delle condizioni ambientali.

Il rischio di trasmissione di agenti patogeni dovrà essere attentamente valutato, attivando ogni opportuna misura di prevenzione di tali rischi tramite procedure di controllo sanitario da parte del medico veterinario in ingresso, in uscita (al momento del rilascio) e in caso di trasferimento da un centro ad un altro (World Organisation for Animal Health - OIE & International Union for Conservation of Nature - IUCN, 2014).

La riproduzione dei Chirotteri detenuti nei centri recupero, sia a fini di reinserimento in natura sia per detenzione permanente, deve essere inibita. Eventuali programmi di riproduzione in cattività, attivati per le sole specie ad alto rischio di estinzione ed all'interno di specifici progetti di conservazione o ricerca scientifica, sono necessariamente sottoposti al parere dell'ISPRA e autorizzati dal Ministero competente per Natura 2000.

Gli unici casi che esulano da questa casistica sono nascite occasionali in seguito al ricovero di femmine già gravide che sono recuperate dal tardo autunno alla primavera-estate. In questi casi si può prevedere il reinserimento in natura della madre e dei giovani nati, una volta completato lo svezzamento, nel luogo di ritrovamento della madre (Barnard 2010a).

10.3 L'alloggiamento

Gianna Dondini, Alessandra Tomassini, Elisa Berti

La maggioranza degli irrecuperabili è impossibilitato a volare in grandi spazi, per cui può essere mantenuta in contenitori appositi che possano soddisfare le esigenze di stendere le ali, di arrampicarsi e di effettuare saltelli. Tali contenitori **devono essere facilmente lavabili e igienizzabili**, per questo consigliamo terrari smontabili in rete che possono essere lavati direttamente in lavatrice e permettono agli animali di poter arrampicarsi sia sulle pareti sia sul soffitto (Fig. 10.1 e Fig. 10.2).

Devono essere evitate, inderogabilmente, gabbie per uccelli o roditori a meno che non si tratti di specie frugivore di grosse dimensioni (vedi cap. 11).

Se si hanno a disposizione ampi spazi, come voliere o stanze apposite, si possono impiegare, dedicandole solo agli irrecuperabili, tenendoli separati dagli individui liberabili o da nuovi arrivati in recupero. Questi ampi spazi sono sconsigliati per gli irrecuperabili con ridotta mobilità o con *handicap* che possano potenzialmente porli in situazioni di pericolo.

Da esperienza degli autori sono adeguati alla gestione a lungo termine anche contenitori di volumi minori, adeguate alle dimensioni della specie (vedi più avanti), dove si possono facilmente creare gruppi sociali.

L'inserimento degli animali deve tenere in considerazione i seguenti aspetti:

- specie (si possono associare anche specie diverse, con un attento monitoraggio)
- sesso (è bene separare i maschi dalle femmine per evitare riproduzioni in cattività)
- carattere (gli aspetti caratteriali individuali sono importanti per una buona convivenza)

Per brevi periodi, legati alla biologia delle specie (ad es. in inverno), è possibile utilizzare per la stabulazione degli animali trasportini per animali domestici che hanno almeno parzialmente le pareti in rete e che possono essere allestiti facilmente, anche se i contenitori migliori sono terrari in rete, che hanno una struttura componibile di tubi in plastica, coperta da una fitta rete in nylon e apertura con cerniera, generalmente concepiti per i camaleonti (Fig. 8.14, Fig. 10.1, Fig. 10.2, Fig. 10.5). I terrari in rete permettono una maggiore areazione della dimora e offrono la possibilità agli individui di arrampicarsi su tutte le pareti, dando così maggior comfort al ricoverato per lunghe degenze (è sconsigliato solo nel caso in cui il chiroptero debba passare un periodo di poca mobilità per fratture o patologie particolari).

Si raccomanda l'uso di strutture di dimensioni adeguate alla specie, allo stato di salute dell'individuo e al periodo dell'anno (Tab. 10.1, Tab. 10.2). Nel caso di strutture costruite a mano, è bene usare zanzariera in poliestere ed evitare quelle metalliche che possono creare lesioni alle ali ed essere tossiche (Barnard 2011b).

Tab. 10.1 Dimensioni minime dei contenitori che possono essere utilizzate nel caso di animali con particolari patologie e quindi con necessità di stare in ambienti piccoli.

| Specie | Dimensioni minime contenitore per il trasporto in cm (LxPxH) | Numero massimo di animali trasportabili |
|--|--|---|
| <i>Pipistrellus pipistrellus</i> , <i>P. kuhlii</i> , <i>P. pygmaeus</i> , <i>P. nathusii</i> , <i>Hypsugo savii</i> , piccoli <i>Myotis</i> | 45x35x25 | 15 |
| <i>Plecotus</i> spp., i spp., <i>Eptesicus serotinus</i> , <i>Vespertilio murinus</i> , i <i>teniotis</i> , grandi <i>Myotis</i> | 60x30x40 | 15 |

Tab. 10.2 Dimensioni minime dei contenitori da utilizzare nel periodo invernale.

| Specie | Dimensioni minime contenitore per il trasporto in cm (LxPxH) | Numero massimo di animali trasportabili |
|---|--|---|
| <i>Pipistrellus pipistrellus</i> , <i>P. kuhlii</i> , <i>P. pygmaeus</i> , <i>P. nathusii</i> , <i>Hypsugo savii</i> , piccoli <i>Myotis</i> | 40x60x40 | 15 |
| <i>Plecotus</i> spp., <i>Nyctalus</i> spp., <i>Eptesicus serotinus</i> , <i>Vespertilio murinus</i> , <i>Tadarida teniotis</i> , grandi <i>Myotis</i> | 55x55x1000 | 15 |

Fig. 10.1 *Tadarida teniotis* all'interno di un terrario in rete (foto A. Tomassini).



10.3.1 Allestimento interno e zone rifugio

L'interno del contenitore va curato con un allestimento adatto per fornire rifugi graditi e confortevoli, contenitori per il cibo e l'acqua, e consentire un'adeguata pulizia.

Si devono sempre prevedere:

- carta assorbente sul fondo
- un adeguato numero di rifugi in tessuto morbido (in cotone, ecc.), meglio se disposto in più strati sovrapposti. Il panno può essere appeso o fissato utilizzando mollette o spago (Fig. 10.2)
- contenitori bassi e larghi per cibo e acqua

Per i contenitori per il cibo e l'acqua sono da preferire quelli larghi e poco profondi, affinché non si ribaltino e per permettere ai pipistrelli di avere facilmente accesso alle larve. Nel caso di individui con difficoltà motorie o durante lo svezzamento le camole vanno soppressate schiacciando la testa per non farle scappare dal contenitore e si utilizzano contenitori bassi. Nel caso invece di individui in piena salute e sani è possibile somministrare direttamente le camole vive, queste devono essere però posizionate in contenitori alti 4-5 cm, possibilmente appeso alla parete del contenitore e che permettano al pipistrello di entrare ed uscire, impedendo al tempo stesso la fuoriuscita delle larve.

Si possono utilizzare (Fig. 10.3):

- ciotoline di plastica per piccoli animali (es. per criceti)
- ciotoline di vetro o ceramica (per alimenti)
- tappi di barattoli di vetro
- tappi in plastica per i barattoli metallici o che chiudono i barattoli di vetro (ad esempio quelli della cioccolata)

- mangiatoie per uccelli che possono essere posizionate direttamente nella rete dei terrari in rete

Il contenitore con l'acqua non ha solo la funzione di far bere l'animale, ma può anche servire per umidificare l'ambiente. Infatti, la disidratazione è un pericolo sempre presente, poiché i Chiroterri hanno una grande superficie epiteliale che è sede di trascpirazione, ma anche perché un animale sotto stress o traumatizzato si disidratà velocemente. Un individuo disidratato e debilitato spesso non riesce ad alimentarsi e può facilmente rifiutare il cibo.

Fig. 10.2 Allestimento interno di un terrario in rete utilizzato da *Tadarida teniotis*: sono visibili dei rifugi 'singoli' di tessuto e una rete che permette ai pipistrelli di posizionarsi nella fessura che si forma (vedi riquadro a destra) e quindi avere un luogo il più affine possibile a quello che troverebbero in natura. Nel riquadro sono visibili due individui in interazione tra loro (foto A. Tomassini).



Fig. 10.3 Varie tipologie di contenitori per cibo e acqua da disporre sul fondo degli ambienti. Si raccomanda particolare attenzione a non posizionare il contenitore sulla parte del rifugio con fonti di calore (foto G. Dondini).



Ogni ambiente di contenimento dei Chirotteri in cattività permanente deve essere dotato di specifici arricchimenti ambientali, al fine di offrire stimoli adeguati ad arrampicarsi, nascondersi, esplorare. Per questo scopo si utilizzano spesso quelli concepiti per i roditori, disponibili in commercio in varie forme e dimensioni (Fig. 10.4), oltre ad avere bassi costi. Ma si possono anche usare in maniera creativa materiali di recupero in cartone, come rotolini interni di carta igienica e assorbente. Questi arredi devono periodicamente essere cambiati o disposti in maniera diversa, per rinnovare gli stimoli. Nelle foto sono riportati alcuni esempi.

Fig. 10.4 Esempi di arredi per gli arricchimenti ambientali dei contenitori per Chirotteri (foto G. Dondini).



La luce naturale

Anche se sono animali notturni, la percezione della luce è importante per regolare i ritmi circadiani dei Chirotteri.

Al tramonto è un comportamento abituale nelle colonie in grotta andare avanti e indietro dalle zone più profonde all'uscita, per verificare il giusto livello di oscurità prima di uscire (*light sampling*).

È fondamentale, pertanto, mantenere anche gli individui in cattività in stanze con la luce naturale, affinché possano percepire la durata della luce e regolare il loro orologio biologico anche per le fasi stagionali.

Bisogna naturalmente avere l'accortezza di fornire buone zone rifugio oscurate che possano garantire loro tranquillità e sicurezza all'interno del contenitore.

Pulizia e igiene

Grande attenzione va posta alla pulizia dei contenitori e delle zone di rifugio. Tutte le stoffe utilizzate vanno lavate con detersivi biologici e **senza addizionare** ammorbidenti o profumi, e periodicamente sostituite. All'occorrenza è possibile utilizzare prodotti disinfettanti da aggiungere durante i lavaggi, ma bisogna aver cura di risciacquare bene.

Le ciotoline per il cibo vanno pulite quotidianamente con acqua e sapone neutro, senza profumi.

Alimentazione

Per la dieta si segue quella indicata in precedenza per giovani svezzati e adulti, a base di camole della farina, tenute pulite e ben alimentate con crusca, pane integrale, frutta e verdure, regolarmente rinnovati, con l'aggiunta di un osso di seppia per integrare la quota di calcio e all'occorrenza prodotti polivitaminici in polvere o tavolette (vedi box mantenimento camole).

In natura i pipistrelli mangiano una gran varietà di insetti, in relazione alla specie e all'offerta ambientale stagionale, che cambia con i cicli degli artropodi.

In cattività sarebbe bene non dare una dieta monotona, ma il rischio di fornire alimenti sbagliati è alto, se pensassimo di catturare insetti a caso. Questi, infatti, potrebbero essere specie contenenti tossine, oppure aver assorbito contaminanti ambientali.

È possibile però dare "aromi diversi" alle camole, suddividendole in piccoli contenitori dove si alimentano con frutta e verdure diverse, mantenendo sempre la base con pane, crusca e osso di seppia (ad es. ad un gruppo dare solo mela, ad altri solo insalata e carote, ecc.)

Sporadicamente si può dare qualche camola del miele o grilli allevati personalmente.

A volte i pipistrelli ricoverati smettono di mangiare senza un apparente motivo, cosa che capita spesso con *Tadarida teniotis* (Tomassini oss. pers.), in tal caso è bene effettuare il ripristino di liquidi attraverso la somministrazione sottocutanea di Ringer Lattato (LRS) con un dosaggio di 0,05 ml/g (Barnard 2011). Inoltre, è il caso di alimentare manualmente l'individuo inappetente per almeno un paio di giorni, così che lui possa poi riprendere a nutrirsi in modo autonomo.

10.4 Gruppi sociali e letargo

Alessandra Tomassini

I Chirotteri sono animali molto sociali che, a seconda della fase del ciclo biologico, possono riunirsi in gruppi più o meno numerosi. Le colonie possono essere interspecifiche, quindi uno stesso rifugio può essere condiviso da specie diverse.

In cattività questi aspetti sono fondamentali, per cui è necessario, se non ci sono motivazioni di carattere sanitario, mantenere gli **irrecuperabili in gruppetti**, in relazione agli spazi del contenitore.

Bisogna prestare attenzione a fornire un **numero adeguato di rifugi**, per permettere, in caso di "disaccordi" la possibilità di distanziarsi.

Occorre **sempre sorvegliare le situazioni soprattutto** in caso di nuovi inserimenti. Ricordiamo che ogni individuo presenta una propria indole, un **carattere personale** che lo può rendere più o meno sociale, più o meno aggressivo, con preferenze per gli altri del tutto personali.

Anche in cattività **possono convivere specie diverse** (Fig. 10.5), anche se si raccomanda sempre una supervisione quando vengono inseriti nuovi individui; inoltre è necessario che siano a disposizione molti rifugi, in questo modo sarà più semplice per il nuovo inserito poter trovare uno spazio che sente sicuro.

Fig. 10.5 *Tadarida teniotis* e *Pipistrellus kuhlii* che convivono nello stesso rifugio (foto A. Tomassini).



Per i nuovi inserimenti, per dare il corretto tempo di adattamento, è possibile inserire un terrario a rete piccolo in quello più grande e lasciare aperta solo una parte del contenitore piccolo, che deve mantenere le sue caratteristiche: il rifugio e l'acqua (Tomassini oss. pers.). Quando l'individuo all'interno si sentirà pronto si inserirà spontaneamente nel terrario più ampio.

Non ci sono specifiche controindicazioni in relazione alla taglia, la convivenza tra specie di dimensioni diverse è possibile, però monitorando sempre attentamente la situazione dall'inserimento per un periodo medio-lungo, soprattutto nelle fasi legate al periodo riproduttivo (Tomassini oss. pers.) per specie con dimensioni e stili di vita particolarmente diverse è bene consultarsi con un chiroterologo esperto.

Un punto critico nel mantenimento di lungodegenti è quello relativo all'ibernazione. Se gli individui hanno un buon peso e sono in salute non ci sono controindicazioni per un letargo in cattività. In questa fase gli individui devono sempre avere a disposizione acqua e cibo e è necessario controllare e, a bisogno, rimpinguare le mangiate ogni due tre giorni circa. Fa eccezione *Tadarida teniotis* che, non avendo la possibilità di entrare in torpore profondo, è bene non lasciare più di un giorno senza alimentazione (Tomassini oss. pers.).

Per effettuare il letargo in cattività è bene avere a disposizione un ambiente in cui le temperature variano poco aggirandosi tra i 5° e i 15° a seconda della temperatura esterna (Tomassini oss. pers.).

Altresì occorre prestare attenzione nel caso che vengano ricoverate femmine nel periodo invernale: se mantenute a lungo a temperature elevate con fonti di calore esterne (borse acqua calda, cavetti riscaldanti, o attaccati al termosifone) queste possono anticipare l'attivazione della gravidanza con conseguenti partori prematuri (Berti oss. pers., Tomassini oss. pers.) (vedi § 7.7). Pertanto, si raccomanda di fare il possibile per impedire questa situazione: appena la femmina ricoverata si riprende va allontanata da fonti di calore esterne, e mantenuta a temperature costanti, inferiori ai 18° C.

Anche in ambienti chiusi i Chiroterri percepiscono le variazioni di pressione atmosferica, quindi nei giorni di intense perturbazioni in inverno tendono a non alimentarsi e abbassano la temperatura corporea.

Il letargo non deve essere mai previsto nei casi di individui malati o debilitati.

10.5 Programmi educativi

Gianna Dondini, Alessandra Tomassini, Elisa Berti

Le campagne di sensibilizzazione avviate negli ultimi decenni hanno permesso di cambiare l'immagine popolare negativa che i Chiroterri avevano tra il grande pubblico, e di far conoscere le problematiche legate al loro declino.

Che sia rivolto agli studenti o agli adulti, il momento di divulgazione, oltre all'utilizzo di tecniche varie, come schede, supporti multimediali, *bat-detector*, o *bat box*, può prevedere la visione diretta di un pipistrello vivo. Questa opzione consente di suscitare forti emozioni positive nelle persone, aprendo un canale privilegiato e velocissimo per la riduzione delle paure, spesso legate all'incapacità di vedere i pipistrelli da vicino in riposo.

L'impiego dei pipistrelli durante questi momenti deve essere svolto prestando tutte le attenzioni necessarie per ridurre al minimo lo stress degli individui; ad esempio, va richiesto sempre il massimo silenzio ai presenti, il soggetto va mostrato per tempi brevi e in nessun caso deve essere fatto maneggiare dalle persone presenti.

È importante ricordare che i pipistrelli sono rigorosamente protetti dalla Direttiva "Habitat" e che pertanto possono essere manipolati solo dal personale autorizzato dal ministero competente per la rete Natura 2000 (oggi il MASE); non possono quindi mai essere dati in mano al pubblico presente.

La scelta dell'individuo per queste attività deve categoricamente ricadere sempre ed esclusivamente su animali irrecuperabili e non su quelli liberabili.

Inoltre, è importante valutare gli aspetti caratteriali (indole tranquilla, buona socialità, buon rapporto affettivo con il recuperatore), la specie (non si mostrano specie rare) e le condizioni fisiche.

Fig. 10.6 Visione del documentario "Il pipistrello Divo" presso Città della scienza a Napoli durante un evento informativo sui pipistrelli (foto M. D'Amico).



Fig. 10.7 Esempi di attività didattiche con bambini delle scuole primarie; il Molosso di Cestoni (*T. teniotis*) nella foto è un individuo irrecuperabile. (foto F. Gentili).



11 DETENZIONE DI SPECIE ESOTICHE

11.1 Rischi per la conservazione della biodiversità

Alessandra Tomassini, Annamaria De Marinis, Maria Alessandra De Marco, Stefania Leopardi

Le invasioni biotiche di specie aliene causate dall'azione, consapevole o inconsapevole, dell'uomo sono una delle più importanti cause dirette della perdita di biodiversità e dell'alterazione degli ecosistemi (Bellard *et al.*, 2016; Doherty *et al.*, 2016; IPBES 2023; Walsh *et al.*, 2016; Vitousek, *et al.*, 1997). In Europa sono state censite oltre 14.000 specie aliene (European Alien Species Information Network EASIN²⁴), più della metà proveniente da territori esterni all'UE (Roy *et al.*, 2019). La stima effettuata nel 2009 dei danni causati dalla presenza di specie aliene in Europa ammontava ad almeno a 12,5 miliardi di euro l'anno (Kettunen *et al.*, 2009). Il trend globale annuale è in aumento e secondo il rapporto "IPBES 2023" le specie aliene invasive costano al mondo almeno 423 miliardi di dollari ogni anno; tale costo è aumentato del 400% ogni decennio dal 1970 e, secondo le previsioni, continuerà a salire negli anni a venire, dal momento che i ritmi attuali di introduzione, affermazione e diffusione non hanno precedenti nella storia umana.

In Europa i motivi che hanno portato e portano al rilascio delle specie aliene sono molto cambiati negli ultimi secoli: il numero di introduzioni intenzionali è diminuito, probabilmente a causa di una crescente consapevolezza dei problemi legati alle invasioni biologiche. Considerando solo gli eventi di immissione che si sono verificati dal 1960 (n = 100), è risultato che la maggior parte delle introduzioni di mammiferi proviene da allevamenti di animali da pelliccia (23%), dalla caccia (17%), e dal commercio di animali (15%) (Genovesi *et al.* 2009). Secondo un recente studio di analisi e prioritizzazione dei vettori di ingresso delle specie aliene in Italia emerge chiaramente *l'importanza primaria delle fughe involontarie o dei rilasci di organismi legati al commercio di specie cosiddette da compagnia, comprese quelle detenute in terrari e acquari* (Carnevali *et al.*, 2020). Secondo il rapporto IPBES 2023 la consapevolezza e l'impegno dei cittadini e dei portatori di interesse possono fornire una valida base per la prevenzione e il controllo delle specie aliene invasive.

Il Regolamento (UE) N. 1143/2014 del Parlamento Europeo e del Consiglio del 22 ottobre 2014 recante disposizioni volte a prevenire e gestire l'introduzione e la diffusione delle specie esotiche invasive è entrato in vigore dal 1 gennaio 2015 nei paesi dell'Unione Europea. In particolare, con il Decreto Legislativo 15 dicembre 2017, n. 230, in vigore dal 14 febbraio 2018, l'Italia ha emanato le misure di adeguamento a tale regolamento, stabilendo le norme atte a prevenire, ridurre al minimo e mitigare gli effetti negativi sulla biodiversità causati dall'introduzione e dalla diffusione, sia deliberata che accidentale, delle specie esotiche invasive all'interno dell'Unione europea, nonché a ridurre al minimo e mitigare l'impatto che queste specie possono avere per la salute umana o l'economia. Gli interventi si basano su: la prevenzione, il rilevamento precoce e l'eradicazione rapida o la gestione nel caso di specie già ampiamente diffuse²⁵. Se l'eradicazione non è fattibile o se i suoi costi non compensano nel lungo periodo i vantaggi ambientali, sociali ed economici, si applicano misure di contenimento e di controllo.

Se la distribuzione della popolazione è ancora molto localizzata, i programmi di eradicazione hanno maggiore probabilità di successo (Genovesi *et al.* 2009). A titolo di esempio citiamo il caso di alcuni individui di *Rousettus aegyptiacus* probabilmente scappati da due zoo nel 2000 a Tenerife nelle Canarie, che hanno dato origine alla formazione di due popolazioni (Nogales *et al.* 2006). In questo contesto si è temuto che questa specie potesse diventare un importante problema ambientale a causa della sua grande adattabilità e potenziale diffusione in tutta l'isola, e che potesse interagire con gli ambienti forestali presenti e competere con le specie endemiche di piccioni delle Canarie (*Columba bollii*, *C. junoniae*) (Nogales *et al.* 2006). La specie è stata riportata come eradicata da González (2009), citato anche da Genovesi *et al.* (2012).

Da parecchi anni sono in commercio pipistrelli frugivori provenienti da diverse parti del mondo. Le specie che sono state maggiormente vendute in Italia sono: Rossetto egiziano (*Rousettus aegyptiacus*), Pipistrello paglierino (*Eidolon helvum*), il Pipistrello dalla coda corta (*Carollia perspicillata*) e la Volpe volante indiana (*Pteropus giganteus*). Queste specie, purtroppo, non necessitano di certificazioni per la vendita perché non inserite nella convenzione CITES²⁶ (tranne *Pteropus giganteus*, in Appendice II che comprende specie per le

24 <https://easin.jrc.ec.europa.eu/>, consultato il 10/04/2025

25 <https://www.mase.gov.it/pagina/specie-esotiche-invasive>

26 <https://www.mase.gov.it/pagina/cites-convenzione-di-washington-sul-commercio-internazionale-delle-specie-di-fauna-e-flora>

quali il commercio internazionale è autorizzato ma sottoposto a controllo) e sfortunatamente, molto spesso, non è possibile risalire alla provenienza di ogni singolo individuo.

Nell'ambito dell'adeguamento nazionale al regolamento UE 2016/429 (per ulteriori approfondimenti si veda il § 2.3), il Decreto Legislativo n. 135/2022 - integrato e corretto con il decreto legislativo n. 220/2024, entrato in vigore il 6 febbraio 2025 – contiene disposizioni *in materia di commercio, importazione, conservazione di animali della fauna selvatica ed esotica e formazione per operatori e professionisti degli animali, anche al fine di ridurre il rischio di focolai di zoonosi, nonché l'introduzione di norme penali volte a punire il commercio illegale di specie protette*.

Oltre ai potenziali rischi zoonotici associati alle specie esotiche di chiroteri frugivori (si veda il § 3.1), l'ingresso di individui appartenenti a tali specie nelle strutture dedicate al recupero di fauna selvatica autoctona potrebbe rappresentare un rischio sanitario per le specie autoctone di pipistrelli ricoverati nelle stesse strutture. Infatti, trattandosi di gruppi di specie naturalmente segregati in areali di distribuzione geograficamente distinti, è necessario evitare la trasmissione di patogeni eventualmente veicolati dalle specie esotiche alle autoctone. Queste ultime destinate al rilascio (art. 4, c. 6 della L. 157/92) potrebbero veicolare in natura patogeni "sconosciuti" in popolazioni immunologicamente naïve, e potenzialmente portare alla colonizzazione di nuovi ospiti suscettibili, con effetti imprevisti e persino devastanti sulla conservazione della biodiversità. Esempio paradigmatico è quello della chitridomicosi, malattia emergente causata dal fungo *Batrachochytrium dendrobatis* (Sewell et al., 2021) che ha determinato a livello globale mortalità di massa e declino nelle popolazioni di anfibi (Castro et al., 2020).

È dunque fondamentale evitare l'ingresso di individui appartenenti a specie esotiche nelle strutture dedicate al recupero di specie autoctone, al fine di azzerare il rischio di introdurre patogeni esotici che potrebbero essere deleteri per il benessere e la salute degli individui ricoverati nonché per l'ambiente e la biodiversità, in caso di rilascio in natura di animali con infezione silente che rappresentano un pericolo per la conservazione delle popolazioni autoctone nei loro habitat. Pertanto, individui appartenenti a specie esotiche di pipistrelli dovranno afferire in strutture autorizzate ai sensi della normativa vigente. Qualora alcuni CR siano autorizzati ad accogliere anche le specie esotiche di pipistrelli, al fine di prevenire la trasmissione diretta o indiretta di patogeni tra le specie autoctone e le alloctone deve essere prevista una separazione fisica completa tra i gruppi, in stanze che non condividano i sistemi di aerazione.

In conclusione, ci preme sottolineare che le fughe in natura e la riproduzione in cattività dei pipistrelli frugivori, attualmente detenuti in Italia, devono assolutamente essere evitate e prevenute. La fuga accidentale di specie esotiche può infatti comportare anche l'introduzione di "nuovi patogeni" negli ecosistemi costituendo un ulteriore fattore di minaccia alla biodiversità.

11.2 Rischi per gli operatori

La gestione delle specie esotiche di Chiroteri è associata agli stessi rischi identificati nel § 3.1, per cui valgono tutte le raccomandazioni relative alla prevenzione e protezione degli operatori. Inoltre, è fondamentale considerare come alcune specie esotiche (con particolare riferimento a *Rosettus aegyptiacus* e *Pteropus vampirus*) siano associate ad ulteriori rischi dovuti alla circolazione di agenti patogeni per l'uomo che non sono invece presenti nelle specie autoctone, tra cui *Histoplasma*, *Marburg virus* e *Pteropine orthoreovirus*. In questo senso, la gestione di questi animali deve prevedere l'uso di DPI adeguati, soprattutto durante la manipolazione degli animali e in situazioni che aumentano il rischio di aerosolizzazione dei microrganismi, quali la pulizia delle gabbie o la permanenza in ambienti chiusi. In particolare, si consiglia sempre, in presenza di questi animali, l'utilizzo di maschere filtranti di tipo FFP2 o FFP3. Durante le fasi di pulizia e in caso di passaggio al di sotto degli animali in caso di stabulazione libera (con possibile esposizione alle urine dell'animale) si raccomanda inoltre la protezione delle mucose oculari tramite l'utilizzo di occhiali anti-schizzo certificati UNI EN 166.

11.3 I pipistrelli frugivori

Alessandra Tomassini

Negli ultimi anni, i pipistrelli frugivori sono diventati sempre più facilmente reperibili sul mercato, spesso acquistati da privati senza una reale consapevolezza delle loro esigenze. Questa tendenza rende necessario fornire indicazioni per una corretta gestione in cattività.

Tra le specie più frequentemente commercializzate in Italia si segnalano in particolare:

- *Rousettus aegyptiacus*, con un'apertura alare di circa 60 cm e un peso che può arrivare ai 170 g;
- *Eidolon helvum*, con un'apertura alare di circa 80 cm di apertura alare e un peso attorno ai 250-300 g;
- alcune specie del genere *Pteropus*, come *P. vampyrus*, *P. giganteus*, *P. rodricensis*, con aperture alari che variano tra 1 metro e 1,5 metri, e pesi che possono superare i 700 g
- *Carollia perspicillata*, più piccolo rispetto agli altri citati, con un'apertura alare di circa 30–35 cm e un peso tra 15 e 25 g.

Queste specie provengono da contesti climatici ed ecologici molto diversi da quelli delle specie autoctone europee.

In Italia, la normativa sulla detenzione di specie esotiche è frammentaria e poco omogenea: alcune regioni, come il Lazio (Regolamento regionale 27 gennaio 1997, n. 1), e diversi comuni hanno introdotto regolamenti generici sulla gestione delle specie alloctone, ma si tratta di disposizioni non specifiche e disomogenee tra loro.

I chirotteri frugivori presentano inoltre esigenze particolari, diverse da quelle delle specie autoctone, soprattutto per quanto riguarda l'alimentazione, basata prevalentemente su frutta, e l'allestimento degli spazi in cui vengono ospitati.

È bene sottolineare che il benessere psicofisico degli animali va garantito sia dal commerciante che detiene individui esposti a scopo di vendita e quindi si presume per tempi limitati, sia dall'allevatore e dall'acquirente per fasi temporali molto più lunghe.

È bene sottolineare che le specie di chirotteri esotiche sono particolarmente soggette a stress: questa loro caratteristica non li rende idonei all'esposizione al pubblico, a forti luci artificiali, o allo sfruttamento di tipo televisivo, se non a fini divulgativi e sempre nel pieno rispetto del loro benessere. In particolare, si raccomanda di evitare il contatto con persone non abituate agli animali selvatici, perché urla o movimenti inconsulti potrebbero spaventare i pipistrelli provocando reazioni inconsuete potenzialmente rischiose.

Come già evidenziato in precedenza (§ 10.2.2), anche per le specie esotiche è necessario assicurare le migliori condizioni di mantenimento degli individui in base alle conoscenze dell'eco-etologia e biologia delle varie specie e, al fine di definire un'ottimale qualità di vita. In particolare, verranno trattati gli aspetti e i parametri minimi indispensabili nella gestione in cattività.

Gli aspetti principali riguardano:

- dieta bilanciata
- adeguati spazi con arricchimenti ambientali
- necessità di socializzazione

11.3.1 Costi di gestione

Ci preme aggiungere che, come molte delle specie insettivore italiane, anche i pipistrelli frugivori sono animali longevi che possono vivere anche oltre 20 anni (Brunet-Rossini & Barnard, 2010) (Tab. 11.1), e quindi chi li acquista deve prevedere risorse umane e finanziarie sul lungo termine, garantendo spazi adeguati, alimentazione corretta e bilanciata, igiene, socialità e arricchimenti ambientali.

Tab. 11.1 Sono riportati i dati della longevità delle specie più vendute in Italia (da Brunet-Rossini & Barnard 2010, modificato)

| Specie | Longevità in cattività (anni) |
|-------------------------------|-------------------------------|
| <i>Carollia perspicillata</i> | 17 |
| <i>Eidolon helvum</i> | 21 |
| <i>Pteropus giganteus</i> | 38 |
| <i>Rousettus aegyptiacus</i> | 22 |
| <i>Carollia perspicillata</i> | 17 |

11.3.2 Il trasporto

Molti sono i motivi per cui è necessario trasportare i Chiroterri frugivori, il fatto di essere sottoposti a commercio implica necessariamente un trasporto da un posto all'altro: dall'allevatore al negoziante, e poi al futuro proprietario; inoltre, ci possono essere dei trasporti dovuti alla necessità di far visitare un animale dal veterinario. Qualunque sia il motivo, i pipistrelli devono essere trasportati in modo tale da ridurre al minimo lo stress, il che si ottiene con la conoscenza delle necessità ecologiche e quindi utilizzando o costruendo dei contenitori appropriati (Barnard, 2010c).

Trasporti di poche ore

Per trasporti di breve durata (max 8 ore) è bene evitare di mettere acqua e cibo per il rischio che si sporchino o che si sporchi il contenitore stesso, ed è bene che il contenitore abbia un'adeguata ventilazione (Barnard, 2010c), l'acqua deve essere somministrata singolarmente, con una siringa senza ago o con i beverini per roditori, durante i momenti di sosta.

I pipistrelli frugivori possono essere trasportati in:

- gabbie di metallo (importante la buona condizione delle sbarre che non devono presentare parti arrugginite o lesionate), nel caso di *Carollia perspicillata* è necessario che il contenitore sia rivestito da una rete di contenimento che ne impedisca la fuga, date le piccole dimensioni che consentirebbero agli individui di passare tra le sbarre (Barnard, 2010c). In ogni caso la gabbia deve essere oscurata con un lenzuolo per ridurre lo stress agli animali.
- trasportini morbidi per animali domestici (cani e gatti). Queste strutture estremamente comode non sono facilmente lavabili.
- Terrari in rete per rettili (gli stessi usati per i pipistrelli insettivori). Ne esistono di varie dimensioni, alcuni hanno dei ganci esterni dove poter inserire eventuali tracolle per il trasporto e sono facilmente lavabili.

In tutti i casi il contenitore deve garantire, agli animali trasportati, la possibilità di rimanere appesi al soffitto. È fondamentale garantire la massima tranquillità è quindi necessario che il contenitore venga oscurato, avendo anche l'accortezza di proteggerlo da sbalzi termici, mantenendo la temperatura intorno ai 20 °C (Barnard 2010c). Per garantire più tranquillità al/ai pipistrello/i è importante inserire, nella parte alta del contenitore, dei panni morbidi dove gli animali possano nascondersi ed aggrapparsi. Come fondo può essere usato pellet per roditori (Barnard 2010c) o fogli di giornali (Tomassini oss. pers.).

Le dimensioni dei contenitori devono essere tali da consentire la possibilità agli animali di aprire completamente almeno un'ala, a titolo di esempio abbiamo riportato l'apertura alare e, conseguentemente le dimensioni minime dei trasportini per le specie più commercializzate in Italia (Tab. 11.2).

Tab. 11.2 Dimensioni minime dei contenitori per il trasporto di alcune specie di pipistrelli frugivori

| Specie | Apertura alare in cm | Lunghezza corpo in cm | Riferimento bibliografico | Dimensioni minime contenitore per il trasporto in cm LxPxH | Numero massimo di animali trasportabili |
|-------------------------------|-------------------------|--------------------------|------------------------------|--|--|
| <i>Carollia perspicillata</i> | 28 | 9 | Von Busse, et al. 2014 | 30x30x30 | 10 |
| <i>Eidolon helvum</i> | 80 | 22 | Richter & Cumming, 2006 | 60x30x40 | 5 |
| <i>Pteropus giganteus</i> | 96 | 32 | Prasad, 2019 | 80x40x60 | 5 |
| <i>Rousettus aegyptiacus</i> | 60 | 15 | Kwiecinski & Griffiths, 1999 | 40x30x40 | 5 |

11.3.3 Manipolazione

Se un pipistrello dovesse mordere, sarebbe bene non tirarlo via ma, piuttosto, si può soffiare vigorosamente nella bocca dell'individuo tramite spruzzini vuoti (per le modalità in sicurezza, vedi § 3.1) per indurlo a lasciare la presa (AA.VV. 1995). I pipistrelli frugivori di grandi dimensioni se non collaborativi, possono essere manipolati con guanti da lavoro di pelle (Fig. 11.1). Quando è necessario fare visite è bene avvolgerli dentro a dei panni contenitivi che impediscano l'apertura delle ali (Fig. 11.2).

Fig. 11.1 *Rousettus aegyptiacus* manipolato con i guanti da lavoro per evitare morsi (foto F. Gentili).



Fig. 11.2 *Rousettus aegyptiacus* inserito in un panno contenitivo per poter essere visitato per una cataratta agli occhi visibile nell'occhio sinistro (foto F. Gentili).



11.4 L'alimentazione

Alessandra Tomassini

I pipistrelli frugivori si nutrono principalmente di frutti maturi che risultano essere l'alimento principale della loro dieta. A seconda della specie, vengono consumati, in quantità variabili, anche polline, nettare (Kunz & Ingalls 1994), germogli, gemme, fiori (Marshall, 1983, 1985), foglie (Marshall, 1985), ramoscelli, corteccia, bacelli, (Mickleburgh et al., 1992) verdura verde fresca (AA.VV., 1995). La misura in cui questi alimenti "secondari" contribuiscono alla nutrizione complessiva è sconosciuta (Marshall, 1985; Kunz & Ingalls, 1994; Kunz & Diaz, 1994).

Solitamente pipistrelli frugivori masticono e schiacciano contro i loro palato increspato gli alimenti di cui si nutrono, consentendo l'estrazione e l'ingestione della parte liquida ricca di sostanze nutritive, mentre la parte fibrosa viene sputata (Barnard 2011a) (Fig. 11.3).

Poiché i frutti sono a basso contenuto di proteine, è stato a lungo dibattuto su come i pipistrelli frugivori ne ottengano a sufficienza (Courts, 1998; Roberts & Seabrook, 1989), interessanti sono le osservazioni in natura di individui che mangiano deliberatamente insetti (Barclay et al., 2006; Funakoshi et al., 1993; Parry-Jones & Augee, 1991) carogne (van Deusen, 1968) e pesci (Mickleburgh et al., 1992).

Fig. 11.3 *Rousettus aegyptiacus* intento a mangiare aiutandosi con le zampe posteriori. I pipistrelli frugivori sono soliti mangiare appesi (foto A. Tomassini).



Dato che non è noto come i pipistrelli frugivori acquisiscano molti dei loro nutrienti, in cattività le diete dovrebbero essere formulate utilizzando una gran varietà di prodotti freschi insieme a integratori bilanciati (Kwiecinski & Dierenfeld, 2011).

Barnard (2011a) consiglia di integrare la frutta fresca con verdure a foglia verde, fiori, polline e/o una piccola quantità di integratore in polvere contenente vitamine, minerali e aminoacidi essenziali e acidi grassi (Barnard 2011a). In alternativa all'integratore in polvere si può usare una modica quantità di idroplurivit (Tomassini oss. pers.). Per quel che riguarda le proteine è possibile lasciare a disposizione una limitata quantità di *Tenebrio mollitore* far scegliere ai Chirotteri se mangiarli (Barnard 2011a)

Tra le conseguenze di una dieta carente attuata in cattività sono state osservate lesioni ossee nodulari (Duncan et al., 1996). Buckland-Wright e Pye (1973) hanno riportato ipereccitabilità, che porta a convulsioni e morte nei frugivori alimentati con diete carenti di calcio, o diete con uno squilibrio calcio/fosforo. L'aggiunta alla dieta di prodotti arricchiti di calcio e vitamina D ha apparentemente eliminato questo problema (Kwiecinski & Dierenfeld, 2011). I pipistrelli frugivori sono spesso attivi anche di giorno e probabilmente hanno la capacità di convertire i precursori della vitamina D in forme attive di questo nutriente, mentre ancora non sono conosciuti i meccanismi di fissazione per i pipistrelli normalmente non esposti alla luce solare come gli insettivori (Kwiecinski & Dierenfeld 2011).

Per assicurare che i Chirotteri ricevano un'adeguata quantità di minerali, nei loro alloggi può essere collocata una pietra di minerali (Kwiecinski & Dierenfeld 2011) come quelle che si usano per i roditori.

Tra i vari integratori da poter usare bisogna prestare particolare attenzione alla vitamina C, vitamina che è strettamente legata all'assorbimento del ferro. I pipistrelli frugivori assorbono, nel tratto gastrointestinale, più ferro di quanto non facciano gli esseri umani (Lavin et al., 2010), il che potrebbe spiegare la loro suscettibilità all'eccessivo deposito di questo metallo rispetto ad altre specie. Il ferro può essere tossico e, sebbene non sia stato confermato sperimentalmente, sembrerebbe che i depositi nel fegato possano essere direttamente responsabili della mortalità in cattività (Lavin et al., 2010). Infatti, l'istopatologia del fegato di individui morti in cattività era paragonabile a quello osservato in altre specie con emocromatosi e la fibrosi sembrava derivare da danni dovuti alla deposizione di ferro (Crawshaw et al., 1995; Farina et al., 2005; Leone et al., 2016; Clauss Marcus & Paglia Donald 2012).

Per evitare *Hemochromatosis* (malattia da accumulo di ferro), può essere utile utilizzare chelanti del ferro come i tannini che possono legarsi ad esso e bloccarne l'assorbimento (Lavin et al., 2010). L'acido tannico si trova in uva (soprattutto bucce e nei raspi), nella corteccia di diverse piante come quercia, noce, mogano, ma può anche essere somministrato in piccole quantità (non si conoscono studi che specificano la quantità) come integratore, prestando attenzione perché l'acido tannico può influenzare l'assorbimento di alcuni nutrienti come le proteine (Haslam, 1998) e di alcuni minerali (ad esempio calcio: Al-Mamary et al., 2001), ma non altri (come ad esempio zinco, rame o manganese: Afsana et al., 2004). Il consiglio è, quindi, l'uso moderato dei tanniti, supportato dal monitoraggio dello stato nutrizionale di questi animali, (Lavin et al., 2010).

La quantità di cibo richiesta da un pipistrello dipende dalla specie, dalla sua età, dalla salute individuale e dalla quantità di attività che può svolgere. L'American Zoo and Aquarium Association (AZA) Bat Taxon Advisory Group (TAG) (1995) ha riferito che un pipistrello adulto attivo medio può consumare un totale del 50-120% del suo peso corporeo al giorno, aumentando tale quantità al 150% al giorno per le femmine in allattamento (Barnard 2011a).

In aggiunta all'offerta di frutta si consiglia un ciotolino con succo di mela, ma anche altri succhi di frutta (Tomassini oss. pers.) meglio se biologici, senza aggiunta di zuccheri, dove può essere sciolto il polline in granuli, che costituisce un ottimo integratore di proteine, da fornire anche quotidianamente (AAVV 1995).

In caso di obesità. I pipistrelli della frutta in natura non diventano obesi per eccesso di cibo perché sono attivi e utilizzano l'energia che consumano; invece, in cattività, può capitare, soprattutto per alcune specie di pteropodi (ad esempio, *Pteropus giganteus*), che diventino obesi (Barnard 2011a). In questi casi i pipistrelli in sovrappeso devono essere separati dai gruppi durante i pasti e la loro assunzione di cibo deve essere ridotta.

BOX 11.1 Esempi di diete per i pipistrelli frugivori

Alessandra Tomassini

Riportiamo alcuni esempi di alimentazione utilizzati da alcuni zoo americani per i pipistrelli frugivori; per ogni zoo americano che ospita i pipistrelli ci sono tante diete diverse utilizzate (AA.VV. 1995).

Riportiamo degli esempi di dieta utilizzati nel *Basically Bats Inc.* e riportato da Barnard (2011a)

Per Kg di dieta (mix fresco giornaliero): Frutta Secca 10-30 g di un frutto a notte (es. albicocche, datteri, fichi, prugne, uva passa). Frutta fresca 4-5 frutti diversi per notte (es. mela, albicocca, banana, mirtillo, melone, cerimolia, uva, guanabana (graviola), guava, cachi giapponese, kiwi, nespola, mango, pesca nectarina, papaia, pesca, pera, prugna, carambola, lampone, litchi, fragole, peperoni, pomodoro o frutti locali non tossici quando disponibili. Succo 80 ml qualsiasi sapore di succo al 100% (offerta congelata per l'arricchimento 1-2 volte a sett.). Verdure a foglia ed erbe aromatiche 100 g di 1-3 tipi per notte, tritate (basilico, barbabietola, cavolo cappuccio, coriandolo, trifoglio, dente di leone, cavolo riccio, kudzu (*Pueraria lobata* è una liana rampicante perenne con foglie trilobate (famiglia delle leguminose - *Fabaceae*) originaria del sud-est asiatico), menta, senape, origano, prezzemolo, spinaci, rapa, crescione, o piante autoctone non tossiche quando disponibili). 5-10 g per notte (fiordaliso, buddleia, monarda, garofano, crisantemo, mirto crespo, margherita, dente di leone, emerocallide, corniolo, eucalipto, gardenia, ibisco, caprifoglio, lavanda, calendula, nasturzio, viola del pensiero, fiore della passione, salvia ananas, rosa, bocca di leone, girasole, tulipano, viola, glicine o fiori autoctoni non tossici quando disponibili). Nota: quando i fiori non sono disponibili, aumentare le verdure a foglia verde di 5-10 g. Integratore di fiori commestibili in polvere Mescolare insieme: 1 parte Rep-Cal "integratore di calcio" (senza vitamina D o fosforo).

Riportiamo anche le diete attuate dal *Lubee Bat Conservancy*

<https://www.lubee.org/animal-care>

Dieta *Pteropus/Eidolon*

Dimensione del cibo = pezzi da 2 – 3,5 cm

Percentuale nella dieta

| | | |
|--|----------|--------|
| - Mela | 26,65 kg | 37,0 % |
| Pera..... | 15,00 kg | 7,1 % |
| Banana (sbucciata) | 10,05 kg | 14,0 % |
| Frutta Succosa (Uva)*..... | 07,70 kg | 10,7 % |
| Cantalupo (Non pelato)..... | 08,70 kg | 12,1 % |
| Carote/Patate Dolci (Crude)..... | 06,80 kg | 9,4 % |
| Cavolo | 80,00 kg | 6,7 % |
| Supplemento per pipistrelli della frutta Lubee | 02,15 kg | 3,0 % |
| Peso totale..... | 72,0 kg | |

Integratore di minerali sempre a disposizione

* Nel caso in cui l'uva non sia disponibile, sostituire con pere, mele o melone.

Dieta *Rousettus aegyptiacus* (rivisto a febbraio 2020)

| | | |
|--|--------|-------|
| - Mela | 672 g | 38,4% |
| Pera..... | 150 g | 8,6% |
| Banana (Sbucciata)..... | 242 g | 13,8% |
| Frutta Succosa (Uva)..... | 217 g | 12,4% |
| Cantalupo (non pelato)..... | 247 g | 14,1% |
| Carote/Patate Dolci (Crude)..... | 170 g | 9,7% |
| Supplemento per pipistrelli della frutta Lubee | 052 g | 3,0% |
| Peso totale..... | 1750 g | |

Approvvigionamento idrico

L'acqua deve essere sempre a disposizione, anche se alcune specie (es. i pipistrelli che si nutrono di nettare) possono essere viste bere raramente (AA.VV., 1995), ed è importante fornire nell'alloggio diverse fonti d'acqua (ad es. ciotole, piscine, ecc.) e in diverse posizioni. Il ricambio deve essere quotidiano (AA.VV., 1995).

L'acqua deve essere sempre a disposizione, anche se alcune specie (es., i pipistrelli che si nutrono di nettare) possono essere viste bere raramente (AA.VV., 1995), ed è importante fornire nell'alloggio diverse fonti d'acqua (ad es. ciotole, piscine, ecc.) e in diverse posizioni. Il ricambio deve essere quotidiano (AA.VV., 1995).

È possibile utilizzare anche i beverini per mammiferi che hanno il vantaggio di non sporcarsi con urine e feci perché in contenitori chiusi, ma è necessario lasciare anche dei recipienti a superficie libera (AA.VV., 1995) ed è necessario supervisionare che sappiano approvvigionarsi in modo autonomo (Tomassini oss. pers.).

Curiosamente è noto che alcuni frugivori in natura bevono acqua di mare (Probst & Winter, 1993; Stobb, 1994; Stier, 2003). L'acqua di mare potrebbe essere bevuta perché è una ricca fonte di minerali di sodio e cloruro (Stier, 2003). Sulla base di queste osservazioni è utile offrire in cattività soluzioni saline oltre all'acqua dolce (Barnard 2011a) e posizionare una barretta di minerali (tipo quelle per i roditori) che può essere consumata al bisogno.

Modalità di somministrazione

Nella maggior parte delle situazioni, le barriere visive e/o le stazioni di alimentazione multiple aiutano a garantire che tutti i pipistrelli di un gruppo ricevano cibo adeguato e una dieta equilibrata (Barnard 2011a).

Al Disney's Animal Kingdom in Florida, il problema dell'alimentazione e della territorialità tra le volpi volanti in cattività è stato risolto inserendo nelle aree di alimentazione stazioni appositamente progettate a forma di H, E o X (Chag et al., 2004).

La somministrazione degli alimenti deve avvenire con molte modalità diverse, tanto da stimolare gli animali alla curiosità e alle attività ludiche, in questo modo anche l'alimentazione funge da arricchimento ambientale (Le Blanc 2011a).

Fig. 11.4 Somministrazione di frutta intera ad *Eidolon helvum* (foto A. Tomassini).

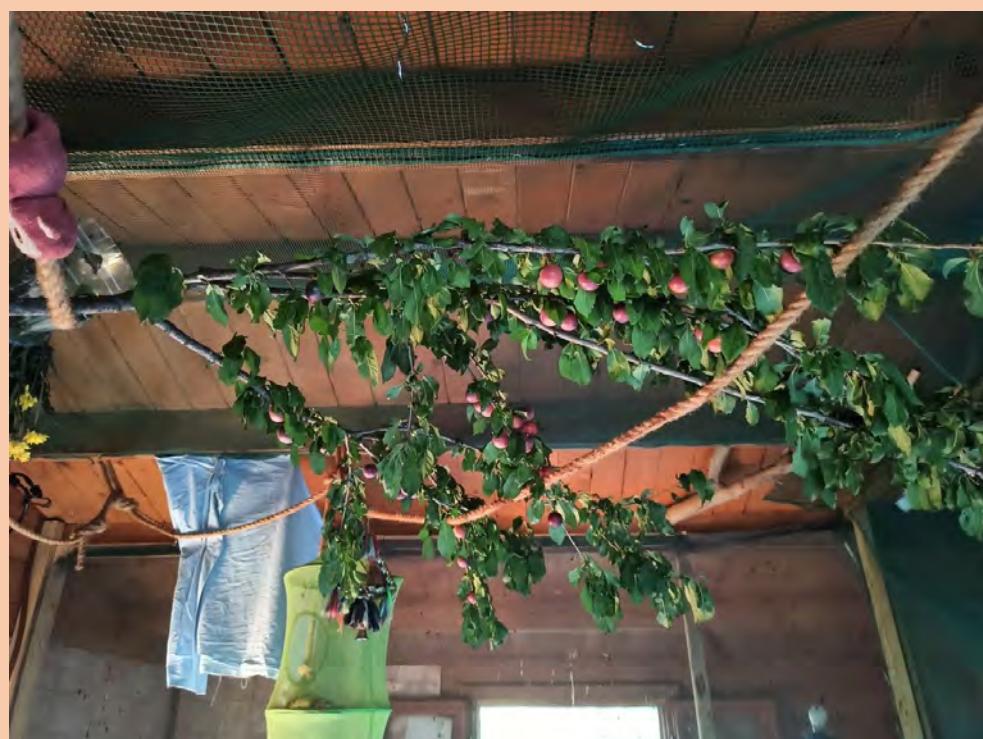


Oltre a somministrare cibi varia tipologia è possibile inserire poca frutta in bicchierini di carta appesi o anche posizionare gli alimenti in posti inusuali per indurre comportamenti esplorativi e ridurre al minimo la noia (Le Blanc 2011a). Si consiglia anche di spostare frequentemente i contenitori alimentari e di non usare sempre le stesse postazioni (Le Blanc 2011a).

La frutta deve essere presentata tagliata a pezzetti e posizionata in delle ciotole facilmente accessibili dal soffitto. Oltre a questa è possibile arricchire il momento dei pasti con la somministrazione di frutti congelati, cubi di ghiaccio con frutta, frutta tagliata a pezzi grossi o somministrata intera, in spiedini, in posizioni inusuali, sulle scale, su tronchi, si può dare uva intera con anche parte della pianta stessa (Le Blanc 2011a) (Fig. 11.11 e Fig. 11.12).

I contenitori per cibo e acqua non devono essere collocati sul pavimento, ma vanno appesi al soffitto della struttura per prevenire la contaminazione con feci e urine (Le Blanc 2011a).

Fig. 11.5 Arricchimenti ambientali presenti nella voliera dei frugivori: pianta di susino selvatico (*Prunus spinosa*) con i frutti, peluche, fiori corde, tronchi di albero (foto A. Tomassini).



11.5 Alloggiamento

Alessandra Tomassini

11.5.1 L'alloggiamento a breve termine: esposizione nei negozi

Nei luoghi di vendita o nelle mostre e nelle fiere deve essere evitata l'esposizione diretta al pubblico (Fig. 11.6) degli animali, in quanto specie molto delicate e soggette a forti stress. L'alloggio deve garantire spazio sufficiente per assicurare la possibilità di muoversi e di aprire completamente ambedue le ali. Le dimensioni minime di una gabbia o di un alloggio devono essere di tre volte l'apertura alare in lunghezza, due di larghezza, inoltre gli individui devono avere la giusta distanza (almeno il doppio della loro lunghezza) con il pavimento del contenitore per evitare il diretto contatto con le feci (AA.VV. 1995) e devono essere posizionati ad almeno un metro e mezzo di altezza, anche se è preferibile posizionarli più in alto (AA.VV. 1995). È altamente sconsigliato detenere un solo individuo nell'alloggio, lo stress è ridotto con più individui detenuti contemporaneamente (Tab. 11.3).

Gli espositori devono garantire nell'alloggio la possibilità di spostamento su tutta la volta, che deve presentare idonei appigli, e devono essere presenti appesi dei panni morbidi dove gli animali possano nascondersi ed aggrapparsi (Barnard 2010c).

Tab. 11.3 Dimensioni minime per gli alloggi a medio termine per i negozianti e le esposizioni in fiere o mostre, dove poter alloggiare dai 2 ai 8 individui della stessa specie. I contenitori devono essere posizionati ad almeno 1 metro di altezza.

| Specie | Dimensioni minime contenitore per l'esposizione in cm (lunghezza x larghezza x altezza) che devono essere posizionati ad almeno 2 metri di altezza | Numero massimo di animali presenti |
|-------------------------------|--|------------------------------------|
| <i>Carollia perspicillata</i> | 60x30x40 | 8 |
| <i>Eidolon helvum</i> | 160x80x50 | 5 |
| <i>Pteropus giganteus</i> | 200x100x75 | 3 |
| <i>Rousettus aegyptiacus</i> | 120x60x45 | 5 |

È bene che le gabbie non siano metalliche, perché la parte zincata non deve mai venire a contatto con gli individui detenuti all'interno, dato che l'urina dei pipistrelli può corrodere le parti in zinco e quindi sprigionare sostanze tossiche (Hoeltge, 1961; Wilson, 1988); quindi le gabbie di acciaio galvanizzato sono da evitare (Wilson, 1988). Pertanto, le strutture adibite al trasporto debbono avere intatta la vernice protettiva e non devono presentare parti arrugginite (Hoeltge, 1961; Wilson, 1988).

Anche per i pipistrelli frugivori è possibile utilizzare terrari ricoperti da una fitta rete in nylon e apertura con cerniera, come quelli descritti per i Chirotteri insettivori (Fig. 10.2), questi alloggi infatti, permettono all'animale di arrampicarsi, hanno una buona areazione e sono facilmente lavabili (Tomassini oss. pers.).

In ogni caso per qualsiasi tipo di dimora, nella struttura devono essere presenti barriere visive e luoghi in cui il pipistrello si senta protetto e sicuro, come panni morbidi distesi e appesi dal soffitto oppure cestini in vimini con la cavità verso il basso, e che siano abbastanza lunghi da non rendere visibile il corpo del pipistrello (Rasweiler, 1975; Barnard, 2010c).

Questo tipo di detenzione è valida anche nel caso in cui gli animali siano in degenza o dai veterinari o presso un riabilitatore (Barnard, 2010c)

Fig. 11.6 Individuo di *Eidolon helvum* detenuto in negozio: non è visibile nessuna struttura di protezione con conseguente forte stress all'animale (foto L. Oliva).



Fig. 11.7 Giovane individuo di *Rousettus aegyptiacus* che presenta artrosi alle ali a causa della scorretta gestione in cattività (foto F. Gentili).



I contenitori consigliati per il cibo sono vaschette di plastica da posizionare possibilmente a metà altezza dal fondo. L'acqua e i succhi di frutta possono essere offerti anche nei beverini per roditori, ma è necessario supervisionare e controllare che siano in grado di usarli (Tomassini oss. pers.)

L'esposizione nel negozio non può superare 5 giorni di tempo, dopo questo periodo il pipistrello deve passare una fase altrettanto lunga in ambienti più adeguati e con dimensioni che ne permettano anche il volo, la detenzione prolungata in spazi insufficienti può comportare l'atrofizzazione dei muscoli e la conseguente incapacità al volo (Wilson, 1988) (Fig. 11.7).

È inoltre necessario evitare posizioni esposte con passaggi frequenti di persone, con forti rumori e lunga esposizione solare diretta (Barnard 2010c).

Inoltre, occorre garantire una temperatura ottimale tra i 20 e i 30°C (Barnard 2010c).

11.5.2 L'alloggiamento a lungo termine

Dimensioni

Le dimensioni minime consigliate dall'AZA bat TAG (America Zoo and Aquarium Association Bat Taxon Advisory Group) (AA.VV., 1995; Fascione, 1996) sono un multiplo di otto volte l'apertura alare per la lunghezza e di quattro volte per la larghezza. Le strutture che meglio consentono il volo sono rotondeggianti o a forma di U, un buon compromesso si ottiene con le strutture esagonali o ottagonali, mentre per strutture quadrate o rettangolari è bene utilizzare misure superiori alle minime consigliate.

L'altezza della struttura deve essere abbastanza da poter permettere agli operatori di stare in piedi e nello stesso tempo deve consentire, se necessario, una facile cattura degli individui, anche se posati nelle parti più alte. Il soffitto deve garantire agli animali la possibilità di appiglio, il consiglio è di avere altezze tra i 2 (AA.VV., 1995) e i 3,5 metri, se però è necessario fare spesso catture è importante avere un soffitto che agevoli questa pratica si consiglia quindi un'altezza di 220 cm (AA.VV. 1995).

A titolo di esempio è stata costruita una tabella per le specie più frequentemente vendute in Italia con le dimensioni minime degli spazi per la lunga stabulazione.

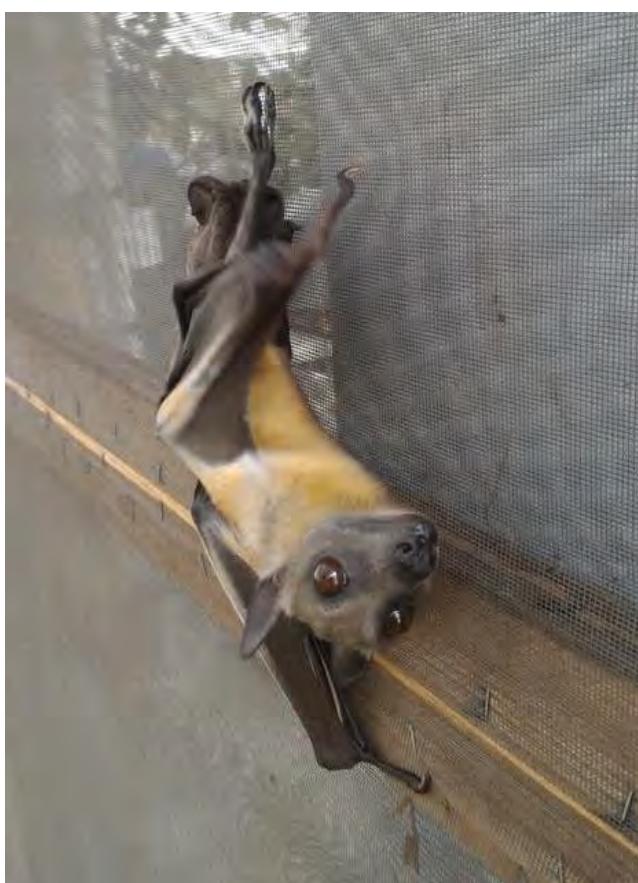
Se all'aperto, la copertura del ricovero deve essere almeno in parte impermeabile, assicurando un efficace isolamento in caso di pioggia o neve. La parte coperta deve comprendere la zona dormitorio, opportunamente oscurata e riscaldata (LeBlanc, 2011).

Tale accortezza permette l'accumulo di calore nelle ore assolate ed il suo lento rilascio successivamente. Se la detenzione è nell'Italia settentrionale si consiglia l'esposizione a sud della voliera, onde garantire maggior calore, e si deve prevedere il riscaldamento per ottenere delle aree con una temperatura di circa 20°C anche d'inverno, per questo si consiglia di prevedere una parte della struttura chiusa così da proteggere gli animali dal freddo (AA.VV. 1995).

Tab. 11.4 Dimensioni in cm degli spazi per la lunga degenza dei pipistrelli frugivori, per un minimo di 15 individui.

| Specie | Dimensioni minime alloggio a lungo termine <small>lunghezza x larghezza</small> | Dimensioni minime del diametro alloggio a lungo termine <small>(in caso di strutture rotondeggianti o poligonale con n≥6)</small> |
|-------------------------------|---|---|
| <i>Carollia perspicillata</i> | 240x120 | 200 |
| <i>Eidolon helvum</i> | 640x320 | 550 |
| <i>Pteropus giganteus</i> | 800x400 | 700 |
| <i>Rousettus aegyptiacus</i> | 480x240 | 400 |

Fig. 11.8 *Eidolon helvum* su una parete a zanzariere che permette di arrampicarsi e di non farsi male in caso di volo (foto A.Tomassini).



Le pareti del ricovero possono essere o lisce (cemento, stucco, legno), o reti plastificate o a zanzariera (Fig. 11.8), è fondamentale che non ci siano parti metalliche che sporgano dalle pareti perché potrebbero ferire gli individui (Le Blanc, 2011). È sconsigliabile usare pannelli di vetro perché gli animali volando possono scontrarsi con la parete trasparente; se però dovesse essere necessario usarle, è importante che durante il primo periodo venga messo del nastro o che il vetro venga insaponato così che i pipistrelli si possano abituare alla presenza dell'ostacolo (Fascione, 1995)

Poiché i pipistrelli possono occasionalmente cadere a terra, è necessario utilizzare pavimenti non abrasivi (AA.VV. 1995), ad esempio il fondo della voliera può essere in pavimento piastrellato o comunque con materiali facilmente lavabili e pulibili, anche se l'*optimum* sarebbe il posizionamento di un pavimento morbido (PVC, legno, pavimenti in puzzle per bambini, tappeti defaticanti, tappeti anti trauma, ecc.) che attutisca eventuali cadute accidentali degli animali e nello stesso tempo sia facilmente lavabile, sono idonei anche pavimentazioni naturali con terreno e la possibilità che cresca dell'erba può essere considerata come un arricchimento ambientale (Le Blanc, 2011), vengono invece sconsigliate pavimentazioni incoerenti non compatte o la sabbia che potrebbe essere ingerita dai pipistrelli (AA. VV., 1995)

Per le voliere all'aperto è necessario l'uso di rete metalliche a maglie strette che garantirà il controllo degli animali infestanti (ratti e topi), ed è importante che venga impedito ad animali predatori (gatti, faine, donnole, rapaci) di nuocere ai pipistrelli.

Se la struttura è in cemento o in legno è importante che abbia delle prese d'aria, che comunque non permettano la fuga dei pipistrelli o la possibilità ai predatori di entrare, ma nello stesso tempo consentano la presenza della luce naturale (AA. VV. 1995), tanto più che molti pipistrelli frugivori vivono all'aperto tra le fronde degli alberi.

È importante, almeno in alcune zone, dare l'opportunità, se un animale finisce a terra, di arrampicarsi sulle pareti, questo può essere fatto con zanzariera o con reti plastificate (1cmx1cm), e anche fornire più rifugi dal soffitto. Sono necessari arricchimenti ambientali (vedi § 11.5.6) per stimolare gli animali, contribuendo così al loro benessere.

Nei pipistrelli frugivori la somministrazione del cibo deve avvenire con diverse modalità, sempre per fornire agli individui detenuti attività ricreative che in cattività scarseggiano (vedi § 11.5.6).

Fig. 11.9 Due individui di *Rousettus aegyptiacus*, gli animali di questa specie necessitano del contatto con altri individui perché appartengono a una specie sociale (foto A. Tomassini).



11.5.3 Rifugi

Anche i pipistrelli liberi passano gran parte del loro tempo nei rifugi (Altringham, 2011; LeBlanc, 2011).

In natura, i pipistrelli frugivori usano diversi tipi di posatoi e possono essere trovati sugli alberi, dentro le loro cavità, su sporgenze rocciose e nelle grotte (Marshall, 1983). Poiché alcune specie sono solitarie e altre molto coloniali, i loro posatoi e raggruppamenti sociali in cattività dovrebbero riflettere il loro comportamento naturale (Kunz & Pierson, 1994; Le Blanc, 2011). Pertanto, i pipistrelli in cattività devono essere dotati di una varietà di rifugi e posatoi, che permettano loro di trovarsi a loro agio durante la notte, il giorno e anche durante l'alimentazione (Le Blanc, 2011).

In natura o in cattività, i pipistrelli si posizionano in luoghi che sono considerati sicuri anche perché offrono nascondigli, in cattività è possibile usare, barriere visive come teli di stoffa e pannelli oscuranti per tenere separati individui e gruppi, dando così, l'illusione di una maggiore distanza e quindi più sicurezza (Le Blanc, 2011). Sebbene sia necessaria la ventilazione, i posatoi dovrebbero essere privi di correnti d'aria (Le Blanc, 2011). La possibilità di avere più rifugi da occupare durante le varie attività della giornata permette di minimizzare i possibili conflitti all'interno di una colonia tanto che, una volta che un pipistrello ha selezionato un posatoio, può difenderlo cacciando gli intrusi (Le Blanc, 2011a). Le barriere visive devono essere usate anche per dare la possibilità agli animali nascondersi alla vista delle persone che passano esternamente all'alloggio e ridurre così lo stress che ne potrebbe scaturire (Le Blanc, 2011a).

11.5.4 Necessità fisiologiche (microclima e luce naturale)

Quando si costruiscono strutture o voliere per la detenzione in cattività di pipistrelli esotici è importante considerare l'intensità della luce, la temperatura, l'umidità e la ventilazione (LeBlanc, 2011).

È necessario che i Chirotteri percepiscano la luce naturale (AA. VV. 1995) questo anche perché, l'esposizione alla luce solare può avere importanti implicazioni nella mobilitazione della vitamina D indispensabile per l'omeostasi del calcio nei pipistrelli (Le Blanc, 2011), quindi la voliera non deve essere completamente oscurata.

Nei mammiferi la qualità della luce e il fotoperiodo sono stati collegati alla fisiologia e alla biologia riproduttiva (Malpaux *et al.*, 2001) e sono importanti anche per i pipistrelli (Racey, 1982). L'illuminazione migliore è probabilmente quella che meglio imita i fotoperiodi che avrebbero in natura nel loro habitat (Fascione, 1995; Le Blanc, 2011; Rasweiler, 1975; Wilson, 1988), in alternativa quelli propri della latitudine dove vengono alloggiati all'aperto (Le Blanc, 2011). Quando si alloggiano i pipistrelli in ambienti chiusi, si dovrebbe dare loro la possibilità di percepire luce naturale o, in subordine, dovrebbero trovarsi in stanze con luce artificiale appropriata (Fascione, 1995; Rasweiler, 1975; Wilson, 1988) e mai dovrebbero essere tenuti nell'oscurità o nella luce in modo continuativo 24 ore su 24.

A tutti i pipistrelli in cattività dovrebbe essere consentita l'opzione di evitare la luce diretta ed intensa (Le Blanc, 2011), durante il giorno, quindi, devono essere previste aree ombreggiate e protette, o proprio dei rifugi bui o al chiuso, tanto da simulare gli ambienti ipogei, così da ridurre lo stress che subirebbero soprattutto le specie trogofile (come *Rousettus spp.*) se rimanessero in posizioni esposte (Le Blanc, 2011). Mentre il fatto di poter rimanere in piena luce è vantaggioso per i *Pteropodidae*. Tra le curiosità da annoverare c'è anche quella che i pipistrelli della frutta possono vedere la maggior parte dei colori, incluso il rosso (Muller *et al.*, 2007; Zhao *et al.*, 2009) e alcune specie anche l'ultravioletto (Muller *et al.*, 2009).

Ricordiamo che ogni specie ha precise esigenze microclimatiche; i pipistrelli esotici provengono da aree tropicali e non tollerano le basse temperature per lunghi periodi (AA.VV. 1995). Sebbene i ricercatori non siano d'accordo sulla temperatura ottimale per ospitare queste specie, l'ideale sarebbe mantenere le temperature tra 21-30 ° C (Le Blanc, 2011). Secondo Wilson (1988), Rasweiler (1975) la temperatura ideale sarebbe di 27°C. Tuttavia, anche nei pipistrelli frugivori l'*optimum* è dare loro la possibilità di scegliere il grado di calore più gradito durante l'arco della giornata (Le Blanc, 2011). Questo può essere fatto se vi sono aree riscaldate e aree non riscaldate così da fornire un gradiente termico che consente ai pipistrelli di scegliere dove posizionarsi (Le Blanc, 2011). Quando i pipistrelli esotici sono alloggiati all'aperto, è necessario fornire, per le specie più termofile un calore supplementare per temperature inferiori a 21 °C (Le Blanc, 2011), qui in Italia consigliamo l'uso di rifugi al chiuso e riscaldati (Tomassini *oss. pers.*).

È interessante notare che presso il Lubee Bat Conservancy, in Florida (USA), molti pipistrelli vengono tenuti all'aperto e, anche se hanno accesso a diverse aree riscaldate, spesso scelgono di stare su posatoi all'aperto con

luce solare naturale e vento debole, con temperature che possono scendere fino a 15,6 °C, e in risposta alle basse temperature, è cresciuta loro una folta pelliccia (Le Blanc, 2011). Inoltre, bisogna sottolineare che specie troglofile come *Rousettus aegyptiacus* occupano grotte con temperature medie che variano tra i 7°C e 12°C (Barclay et al., 2017) e *Pteropus giganteus* è stato osservato in natura anche a temperature minori di 10°C (Manandhar et al., 2017).

Per riscaldare gli ambienti si possono usare termosifoni ad olio, reti o cavetti riscaldati, mentre è sconsigliato l'uso di lampade ad infrarosso che seccano l'ambiente e comunque devono essere adeguatamente schermate (AA.VV., 1995; Le Blanc, 2011). Bisogna anche prestare attenzione nell'impiego di cavetti e reti riscaldate perché i pipistrelli si potrebbero ustionare venendone a contatto (Le Blanc, 2011). È utile avere nella struttura più di una fonte di calore, soprattutto se sono presenti molti animali contemporaneamente (Le Blanc, 2011).

Importante anche fornire l'umidità adeguata, che varia in un range tra il 60-90 % (Rasweiler, 1975; Wilson, 1988), un ambiente troppo secco provoca pelle secca e/o membrane delle ali e/o unghie screpolate (AA.VV., 1995).

11.5.5 Pulizia e igiene

Grande attenzione va posta alla pulizia dei contenitori e delle zone di rifugio. Tutte le stoffe utilizzate vanno lavate con detersivi biologici e **senza addizionare** ammorbidenti o profumi, e periodicamente sostituite. All'occorrenza è possibile utilizzare prodotti disinfettanti da aggiungere durante i lavaggi, ma bisogna aver cura di risciacquare bene poiché i disinfettanti possono essere tossici (Wilson, 1988).

I pipistrelli preferiscono vivere in un ambiente non igienico e una pulizia frequente può stressare gli animali (AA.VV. 1995). La pulizia dalle superfici è tuttavia necessaria almeno settimanalmente, grandi colonie possono richiederla anche due o più volte alla settimana (AA.VV. 1995)

11.5.6 Arricchimenti ambientali necessari

La vita di un animale in cattività è molto diversa dalla vita che avrebbe in natura. L'ambiente in cattività può essere piuttosto sterile e non reagente (Martin, 1999).

Scegliere di tenere degli animali selvatici è un privilegio che implica assumere obblighi speciali (Jamieson, 1995), il loro benessere deve essere la prima e più importante priorità in un programma di arricchimento (Martin 1999). Questo benessere deve includere non solo criteri fisici come una lunga vita e un buon stato di salute, ma anche criteri psicologici che permettano agli individui presenti di avere comportamenti il più possibile simili a quelli che avrebbero in natura e nello stesso tempo di sentirsi al sicuro nel proprio ambiente (LeBlanc, 2011a). David Shepherdson (1998) ha descritto l'arricchimento ambientale come un principio per migliorare "la qualità della cura degli animali in cattività identificando e fornendo stimoli ambientali necessari per un benessere psicologico e fisiologico ottimale."

L'arricchimento ambientale, quindi, deve essere un processo dinamico in cui cambiano le modalità di gestione: l'obiettivo è quello di aumentare la gamma di scelte comportamentali a disposizione degli animali in modo tale da tirar fuori i loro comportamenti e abilità della specie, e di conseguenza accrescendo il loro benessere (Shepherdson, 1998). In pratica, questa definizione include una moltitudine di tecniche, di dispositivi e pratiche innovative, anche fantasiose e ingegnose che siano finalizzate a fornire un'adeguata interazione sociale, tenendo occupati gli animali, consentendo una maggiore gamma e diversità di opportunità comportamentali e fornendo più stimoli e conseguentemente maggior tipologie di risposte ambientali (Shepherdson, 2003).

I pipistrelli in natura hanno una vita piena di esperienze dinamiche come l'evitare i predatori, la ricerca e acquisizione del cibo, il difendere i territori, riprodursi e allevare la prole (Martin, 1996), ma non solo, infatti Riccucci (2016) riporta osservazioni su comportamenti giocosi riscontrabili in natura in più aree del mondo, come alle Seychelles (Oceano Indiano) in cui ha osservato gruppi di *Pteropus seychellensis* giocare, litigare, simulare combattimenti anche tra adulti, e anche in Sri Lanka tra individui di *Pteropus medius*, e sull'isola di Rodrigues (Oceano Indiano) in *Pteropus rodricensis*. Risulta quindi fondamentale, dare agli animali detenuti in cattività la possibilità di avere diverse attività "ricreative", all'interno delle strutture dove vivono, così da fornire un ambiente stimolante per soddisfare i loro bisogni fisici e psicologici (LeBlanc 2011a). I pipistrelli, in cattività, adorano giocare con piccoli oggetti come peluche, oggetti in plastica come pupazzetti, tappi, ma anche foglie, rametti, arricchimenti usati per i pappagalli, campanellini (LeBlanc 2011a). Il consiglio è di posizionare diversi

oggetti dentro a vari contenitori, e di spostare la loro disposizione o cambiarli ogni 4 settimane circa (LeBlanc 2011a).

Anche la somministrazione del cibo può, e deve, essere un arricchimento della vita in cattività (LeBlanc, 2011a), (vedi § 11.4a) quindi è bene, ad esempio, che sia posizionato in posti nuovi, somministrato non solo a pezzetti ma con parti di frutta intera e, nei periodi di maggior caldo, è possibile anche preparare cubi di ghiaccio con all'interno la frutta, inoltre possono essere dati anche fiori edibili, o mettere parte della frutta in ciotoline di carta appese a delle funi (Tomassini oss. pers.)

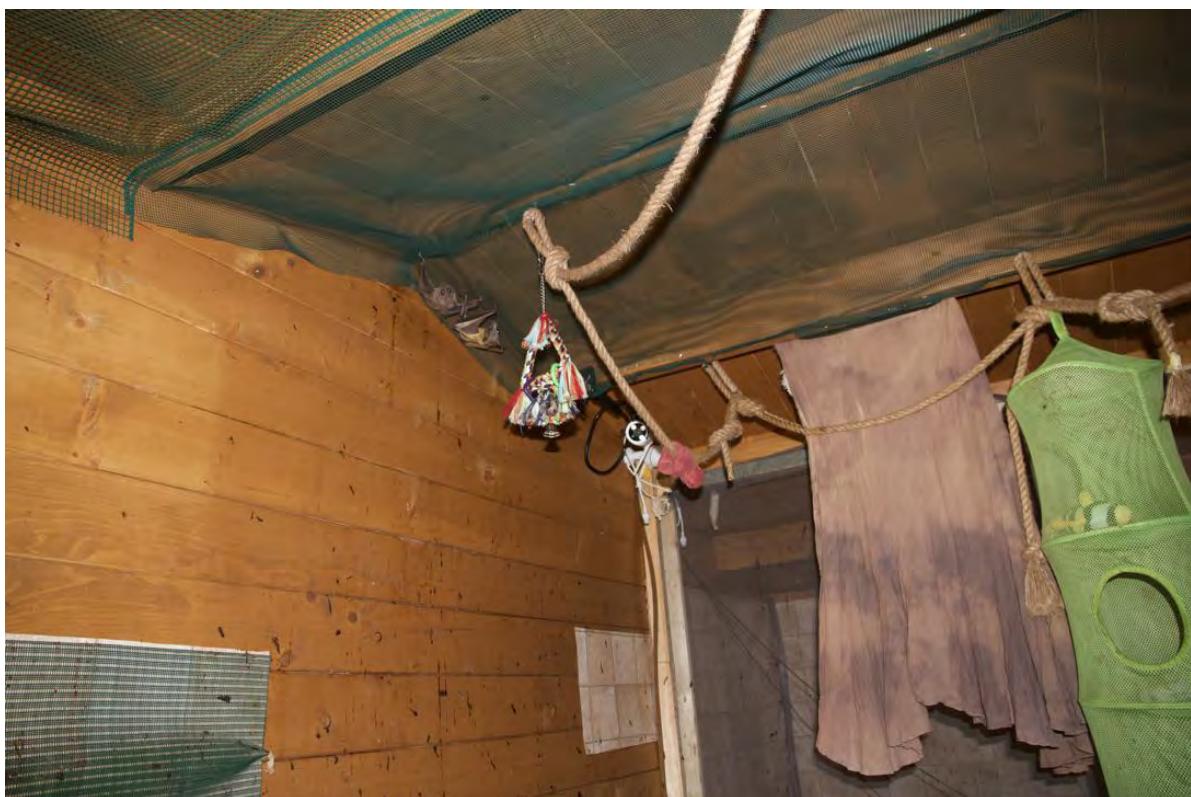
Gli arricchimenti servono anche per mantenere fisicamente sani gli animali presenti in struttura, ad esempio è importante che i pipistrelli frugivori abbiano modi di consumare (da non effettuare il taglio) le unghie che crescono continuamente, ancora di più nel periodo senile (Le Blanc 2011a). Per far questo le voliere possono essere attrezzate con materiali naturali come tronchi di albero, corteccia, ma anche corde di iuta collocate in modo orizzontale sul soffitto così da permettere di muoversi camminando (Le Blanc 2011a) (Fig. 11.10), infatti la locomozione su diversi tipi di substrato è una forma di arricchimento e ha il vantaggio di ridurre al minimo la crescita eccessiva delle unghie (Barnard 2009). Le corde orizzontali vanno messe in aree ad alta attività e nei percorsi verso e intorno alle stazioni di alimentazione (Le Blanc 2011a). Tutto il materiale inserito nei locali non deve essere tossico e deve avere diametri variabili (Le Blanc 2011a).

Se si inseriscono piante verdi è necessario prestare attenzione al tipo di specie, Le Blanc (2011a) consiglia *Callistemon spp.*, *Pittosporum tobira*, *Ligustrum japonica*. È necessario che qualsiasi arricchimento non sia pericoloso per gli animali che non devono rischiare di ferirsi volando nei dintorni delle strutture (Le Blanc 2011).

Fig. 11.10 *Eidolon helvum* mentre si muove su un tronco. Questo tipo di arricchimento favorisce il consumo delle unghie (foto A. Tomassini).



Fig. 11.11 Ambiente di cattività dedicato ai pipistrelli frugivori sono visibili corde posizionate in modo orizzontale, drappi per schernire la visuale e giochi inseriti in contenitori verticali o appesi, in secondo piano sono visibili un *Rousettus aegyptiacus* e un *Eidolon helvum* (foto A. Tomassini).



11.5.7 Gruppi sociali

Anche i pipistrelli frugivori (tranne pochissime eccezioni come, ad esempio, *Pteropus pumilus*) sono animali estremamente sociali ed è necessario **evitare la detenzione di un singolo individuo isolato**, a meno che non ci siano motivazioni specifiche legate ad aspetti sanitari o di aggressività (AA.VV. 1995), in quest'ultimo caso è bene trovare comunque alcuni individui con cui sia possibile avere una convivenza pacifica. Il numero ideale di individui e il rapporto tra i sessi delle colonie di pipistrelli è specifico per specie e dipende in gran parte dalle dimensioni dell'area a loro disposizione (AA.VV. 1995). Se la densità dei pipistrelli è troppo alta o troppo bassa, lo stress può portare a dannosi cambiamenti fisiologici e/o comportamentali (Rasweiler, 1975), in generale è bene mantenere più femmine che maschi, ad esempio in un rapporto 1 maschio ogni 3 femmine circa (AA.VV. 1995).

In particolare, *Carollia pescipata*, *Eidolon helvum* *Pteropus giganteus* e *Rousettus aegyptiacus* sono specie fortemente gregarie, i maschi solitamente hanno degli *harem* con più femmine, mentre i maschi subordinati formano aggregazioni di scapoli (Le Blanc 2011a). È necessaria, soprattutto per queste specie, la sterilizzazione dei maschi in modo da abbassare l'aggressività oppure la creazione di gruppi formati da solo maschi maturi separati dalle femmine (Le Blanc 2011a).

Fig. 11.12 Cibo somministrato appeso in modo da essere un arricchimento ambientale (in questo caso si tratta di melone giallo invernale) sono visibili un *Eidolon helvum* e tre *Rousettus aegyptiacus* (foto A. Tomassini).



L'introduzione di nuovi pipistrelli in una colonia esistente dovrebbe essere supervisionata per assicurarsi che il nuovo o i nuovi individui mangino senza problemi e non ci siano conflitti (AA.VV. 1995). Nelle colonie consolidate si consiglia di inserire contemporaneamente ai nuovi individui anche dei distrattori come cartoni appesi, nuovi drappi dal soffitto in modo da distogliere l'attenzione sui nuovi arrivati (AA.VV. 1995).

Una buona prassi è la creazione di un piccolo stabulario, contiguo all'area principale, in cui alloggiare i nuovi arrivi prima di immetterli nel gruppo: questo permetterà un controllo sanitario dei nuovi soggetti e le appropriate visite veterinarie, inoltre in questo modo, ogni inserimento potrà avvenire con tempi più lunghi che permettono agli animali di ambientarsi e di conoscersi prima di alloggiare nella stessa struttura (AA.VV. 1995).

Ribadiamo che in Italia, a meno che non ci siano dei fattori di ricerca strutturati con enti pubblici, è bene non far avvenire la riproduzione in cattività, per questo si consiglia la sterilizzazione che va effettuata prima della maturazione sessuale, che, nei Chiroterri, può sopravvenire tra i 5 e i 18 mesi dopo la nascita (Barclay & Harder, 2003), e che solitamente è ottenuta prima nelle femmine che nei maschi (Noureen et al., 2014). In dettaglio la capacità riproduttiva è raggiunta in 9 mesi per *Carollia pescipata* (Laska, 1990); a circa 15 mesi in *Rousettus aegyptiacus*, anche se ci sono osservazioni di femmine sessualmente mature a 5-7 mesi (Korine, et al., 1994); a circa 1 anno e mezzo o comunque quando la lunghezza dell'avambraccio è di almeno 170 mm e il peso corporeo di almeno 300 g in *Pteropus giganteus* (Dolbeer et al., 1988; Noureen et al., 2014); non ci sono dati bibliografici su *Eidolon helvum*, ma ci raccomandiamo di farla entro un anno di età.

11.5.8 Raccomandazioni

- A) Fornire tipi di cibo nutrizionalmente adeguati e vari, e fornire integratori vitaminici e minerali come raccomandato da AZA Bat TAG (1995)
- B) L'acqua è un nutriente essenziale. Ma i requisiti idrici per i pipistrelli sono sconosciuti. L'acqua dolce è fondamentale per la varietà di funzioni fisiologiche che svolge. Inoltre, fornisce un arricchimento ambientale e può svolgere una funzione sociale. L'acqua deve essere fornita ad libitum e cambiata ogni giorno; devono essere presenti più fonti accessibili. È necessario non posizionare i contenitori sotto i posatoi perché si contaminano con feci ed urine
- C) Il momento consigliato per offrire cibo è al tramonto, ma è possibile somministrare cibo anche più volte la sera. Se sono presenti individui aggressivi, è necessario fornire cibo a intervalli frequenti e in luoghi diversi.
- D) È bene usare più punti di alimentazione in modo da assicurare che tutti gli animali abbiano l'opportunità di ricevere porzioni adeguate. La frutta deve essere tagliata in dimensioni relativamente piccole adatte alle specie presenti in cattività. L'alimentazione *ad libitum* è valida per alcune specie, ma non per altre, perché alcuni pipistrelli rischiano l'obesità (ad esempio alcuni pteropodi)
- Per prevenire la contaminazione del cibo da urina e feci, i contenitori è bene che siano appesi al soffitto e non devono essere posizionati sui pavimenti o sotto i posatoi.
- E) Oltre alla corretta alimentazione, le diete dovrebbero essere appetibili e stimolanti dal punto di vista comportamentale. La presentazione del cibo dovrebbe essere il più vicino possibile a ciò che potrebbe essere trovato in natura. La frutta può anche essere presentata in grandi pezzi o frutta intera e questo può essere stimolante dal punto di vista comportamentale e possono essere inseriti su alberi o rami all'interno della struttura.
- F) Le strutture dovrebbero evitare il contatto tra i pipistrelli e l'acciaio galvanizzato e il filo metallico. Non devono essere presenti strutture pericolose per il volo o pavimenti abrasivi.
- G) sterilizzare i maschi per evitare gli accoppiamenti o separarli fisicamente dalle femmine, mantenendoli sempre in strutture adeguate

12 APPENDICI

12.1 Fornitura minima per il recupero

Per le attività di recupero e riabilitazione dei Chiroterri insettivori ogni centro deve avere dei requisiti minimi, sia in termini di strutture che di attrezzature.

Forniamo una lista qui di seguito:

- siringhe di vario formato, e aghi che variano dal G27 al G30
- ago cannule e butterfly di varie misure
- pinzette, forbici
- calibro
- bilancia elettronica al decimo di grammo (0,1g)
- guanti a filo continuo che abbiano tra i livelli di prestazione dei pittotrammi una resistenza alla perforazione almeno di tre su quattro
- guanti di lattice/nitrile (da mettere sopra quelli in pelle o cotone cambiandoli ogni volta che si maneggia un nuovo pipistrello)
- bastoncini ovattati
- soluzioni disinfettanti (Amuchina e Betadine)
- spugnette di spugna per allattamento
- contenitori di varie dimensioni (scatole di cartone pulite, fauna box, terrari in rete)
- serpentine, tappetini riscaldanti, boule elettriche
- diversi panni in stoffa (cotone)
- contenitori per cibo e acqua
- latte artificiale specifico
- pappa reale fresca
- camole della farina ben alimentate
- alimento di emergenza surgelato di omogeneizzato
- polivitamico in gocce
- calcio in gocce, e/o in altro formato
- sciroppo con complesso vitaminico B
- strutture adeguate alla riabilitazione al volo

12.2 Requisiti minimi del personale e accreditamento

12.2.1 Competenze

I centri recupero sono realtà complesse e sono spesso gestiti in maniera eterogenea, anche in base alle risorse a disposizione; proprio per questo motivo è importante cercare di uniformare le modalità di recupero e di gestione degli individui ricoverati. Sarebbe quindi auspicabile che ogni centro di recupero abbia almeno una persona di riferimento specifica per la gestione dei chiroteri.

Un riabilitatore deve essere capace di:

- fare una prima valutazione sull'effettivo stato di necessità del pipistrello (ad es. a terra o in posizione esposta, oppure se è stato disturbato nel proprio rifugio e quindi può essere liberato la sera stessa)
- essere in grado di valutare le condizioni generali del pipistrello ritrovato in difficoltà
- manipolare correttamente un individuo anche se ferito
- saper allestire spazi adeguati alle esigenze degli individui ricoverati rispettando le condizioni generali di salute, e le fasi del ciclo biologico di ogni singolo
- attuare le corrette procedure, incluse quelle sanitarie personali
- riconoscere un giovane da un adulto
- stabilire il sesso
- identificare almeno il Genere (fare sempre anche almeno due fotografie: una generale con riferimento dimensionale e un particolare del muso incluse le orecchie). Sapere riconoscere le specie più frequentemente ricoverate (*Pipistrellus kuhlii*, *Hypsugo savii*, *Pipistrellus pipistrellus/pygmaeus*, *Tadarida teniotis* ecc.)
- avere continuo confronto con un veterinario e un chiroterologo per stabilire quando e dove liberare un soggetto riabilitato, e le corrette modalità di liberazione
- registrare tutti i dati secondo le procedure previste (scheda di ingresso, interventi effettuati e scheda di uscita)

12.2.2 Conservazione degli esemplari morti

È importante che ogni pipistrello deceduto sia afferito agli IZS oppure, viceversa conservato in congelatore o in vasetto di vetro con alcool bianco a 70° (NO DENATURATO), con apposito cartellino che deve registrare:

- specie
- sesso
- località di provenienza
- data di ritrovamento
- riferimento schede di ingresso/uscita
- causa di morte (specificando se è stata praticata eutanasia e con quali medicinali)

13 BIBLIOGRAFIA

- AA.VV., 2007. Linee guida per l'immissione di specie faunistiche. Quad. Cons. Natura n. 27, Min. Ambiente e Tutela Territorio - Ist. Naz. Fauna Selvatica. 54 pp.
- Afsana K, Shiga K, Ishizuka S, Hara H. (2004). Reducing effect of ingesting a tannic acid on the absorption of iron, but not zinc, copper, and manganese by rats. *Biosci Biotechnol Biochem*. 68(3): 584-92.
- Agnelli P., Martinoli A., Patriarca E., Russo D., Scaravelli D. e Genovesi P. (a cura di) (2004). Linee guida per il monitoraggio dei chiroterri: indicazioni metodologiche per lo studio e la conservazione dei pipistrelli in Italia. Quad. cons. natura, 19, Min. Ambiente – Ist. Naz. Fauna Selvatica
- Agnelli P., Russo D., Martinoli A. (a cura di), (2008). Linee guida per la conservazione dei Chiroterri nelle costruzioni antropiche e la risoluzione degli aspetti conflittuali connessi. Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare, Ministero per i Beni e le Attività Culturali, Gruppo Italiano Ricerca Chiroterri e Università degli Studi dell'Insubria.
- Al-Mamary M., Al-Habori M., Al-Aghbari A., Al-Obeidi A. (2001). In vivo effects of dietary sorghum tannins on rabbit digestive enzymes and mineral absorption. *Nutr. Res.* 21:1393–1401.
- Altringham J. D. (1996). Bat: Biology and behaviour. Oxford Università Press, London England 262pp.
- Altringham J. D. (2010). Torpor and Hibernation: The Natural Environment. In: Bats in captivity Vol 2 (S. M. Barnard ed.) pp 199-204.
- Altringham J. D. (2011). Bats. From Evolution to Conservation, Oxford University Press, Oxford, 2nd. ed.
- Amman B. R., Carroll S. A., Reed Z. D., Sealy T. K., Balinandi S., Swanepoel R. (2012). Seasonal Pulses of Marburg Virus Circulation in Juvenile *Rousettus aegyptiacus* Bats Coincide with Periods of Increased Risk of Human Infection. *PLOS Pathog.* 8(10): e1002877.
- Ancillotto L., Serangeli M. T., Russo D. (2012). Spatial proximity between newborns influences the development of social relationships in bats. *Ethology* 118, 331–340.
- Ancillotto, L., Mori, E., Bosso, L., Agnelli P., Russo D. (2019). The Balkan long-eared bat (*Plecotus kolombatovici*) occurs in Italy - first confirmed record and potential distribution. *Mamm Biol* 96, 61–67. <https://doi.org/10.1016/j.mambio.2019.03.014>
- Ancillotto, L., Serangeli, M.T., Russo, D., (2013). Curiosity killed the bat: domestic cats as bat predators. *Mammal. Biol.* 78, 369–373, <http://dx.doi.org/10.1016/j.mambio.2013.01.003>
- Andersen KG, Rambaut A, Lipkin WI, Holmes EC, Garry RF. The Proximal Origin of SARS-CoV-2 (2020). *Nat Med.*; 26:450–2.
- Anthony, E. L. P. (1988). Age determination in bats. Pp. 47–58, In: Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats (T. H. Kunz, ed.). Smithsonian Institution Press, Washington, DC.
- Balvín, O.; Vilímová, J.; Kratochvíl, L. (2013). Batbugs (*Cimex pipistrelli* group, Heteroptera: Cimicidae) are morphologically, but not genetically differentiated among bat hosts. *J. Zool. Syst. Evol. Res.*, 51, 287–295.
- Banyard AC, Selden D, Wu G, Thorne L, Jennings D, Marston D, et al. (2018). Isolation, antigenicity and immunogenicity of Lleida bat lyssavirus. *J Gen Virol*.99:1590–1599.
- Barclay R.M.R (1995). Does energy or calcium availability constrain reproduction by bats? *Symp Zool Soc Lond* 67:245–258.
- Barclay R.M.R. (1994). Constraints on reproduction by flying vertebrates: energy and calcium. *Am Nat* 144:1021–1031.
- Barclay RMR, Harder LD. (2003). Life histories of bats: Life in the slow lane. Pages 209–253 in Kunz TH, Fenton MB, eds. *Bat Ecology*. Chicago: University of Chicago Press.
- Barclay Robert M. R, Barclay Laura E., and Jacobs David S. (2006). Deliberate insectivory by the fruit bat *Rousettus aegyptiacus*, *Acta Chiropterologica* 8(2), 549-553, (1 December 2006). [https://doi.org/10.3161/1733-5329\(2006\)8\[549:DIBTFB\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.3161/1733-5329(2006)8[549:DIBTFB]2.0.CO;2)

-
- Barclay, R.M.R., Jacobs, D.S., Harding, C.T., McKechnie, A.E., McCulloch, S.D., Markotter, W., Paweska, J., Mark, R., Brigham, R.M., (2017). Thermoregulation by captive and free-ranging Egyptian rousette bats (*Rousettus aegyptiacus*) in South Africa. *J. Mammal.* 98, 572–578. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyw234>.
- Barnard S. M. & Schmidt U. (2011b). Environment and housing: Common Vampire Bat (*Desmodus rotundus*) In: Bats in captivity Vol 3 2011 ed. Susan M. Barnard cap 9
- Barnard S. M. (2010c). Transporting and Temporary holding. In: Bats in captivity Vol 2: Aspects of rehabilitation Ed. by Susan Barnard Logos Press pp77-86
- Barnard S. M. (2011). Rearing insects for bat food. In: Bats in captivity Vol. 3 2011 ed. Susan M. Barnard cap 3 pp 189-210
- Barnard S. M. (2011a). Diet and feeding: Old fruit Bats In: Bats in captivity Vol 3 2011 ed. Susan M. Barnard cap 2, pp 81-88
- Barnard S. M., Griffiths M. A. and Dierenfeld E. S. (2011a). Diet and feeding: Insectivorous bats. In: Bats in captivity Vol. 3 2011 ed. Susan M. Barnard cap 2 pp 47-70
- Barnard Susan M. (2009). Bats in Captivity - Volume 1: Biological and Medical Aspects - Logos Press
- Barnard Susan M. (2010). Bats in Captivity - Volume 2: Aspects of Rehabilitation - Logos Press
- Barnard Susan M. (2011). Bats in Captivity - Volume 3: Diet and Feeding – Environment and Housing - Logos Press
- Barnard Susan M. (2012). Bats in Captivity - Volume 4: Legislation and Public Education - Logos Press
- Barnard S. M. (2009). Maintaining bats for captive studies. Pp. 329–372, in Ecological and behavioral methods for the study of bats (T. H. Kunz and S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xiii 329-372 pp.
- Barnard, S. M. (2010). Simulating Mother's milk. In: Bats in captivity Vol 2: Biological and medical aspects 2010 ed. Susan M. Barnard cap 12 pp 239-302
- Barnard, S. M. (2010a). Aspects of Rehabilitation: Releasing Insectivorous Bats In: Bats in captivity Vol 2: Biological and medical aspects 2010 ed. Susan M. Barnard cap 8 pp 135-148
- Barnard, S. M. (2010b). Torpor and Hibernation: The Captive Environment. In: Bats in captivity Vol 2: Biological and medical aspects 2010 ed. Susan M. Barnard cap 10 pp 205-220
- Barnard. (2011b). Environment and housing: Insectivorous Bat In: Bats in captivity Vol 3 2011 ed. Susan M. Barnard cap 9 pp 359 -368
- Barrat, E.M., Deaville, R., Burland, T.M., Bruford, M.W., Jones, G., Racey, P.A., Wayne, R.K., (1997). DNA answers the call of pipistrelle bat species. *Nature* 387, 138–139.
- Barti, L., Péter, Á., Csósz, I., & Sándor, A. D. (2019). Snake predation on bats in Europe: new cases and a regional assessment. *Mammalia*, 0(0). doi:10.1515/mammalia-2018-0079
- Bat Conservation International (2019). Bats Are Important. <http://www.batcon.org/why-bats/bats-are/bats-areimportant>. (Accesso luglio 2021)
- Bat Conservation Trust (2012-2013). Bat Care Guidelines. A guide to bat care for rehabilitators
- Bates Paul J.J. (2016). Bats, taxonomy, and a new "Age of Discovery" (Paul Bates, Nancy Simmons, Andrea Cirranello, and Malcolm Pearch) Plenary Talk: 17th IBRC, Durban (31 July - 5 August 2016)
- Battersby J. (2010). Guidelines for Surveillance and Monitoring of European Bats. EUROBATS Publication Series No. 5. UNEP/EUROBATS Secretariat, Bonn, Germany, 95.
- Bellard C., Cassey P. & Blackburn T. M. (2016). Alien species as a driver of recent extinctions. *Biology Letters* 12 (2): 20150623.
- BeMiller, J.N. (2018). Carbohydrate Chemistry for Food Scientists; Elsevier: Amsterdam, The Netherlands; ISBN 9780128120699

-
- Blehert DS, Maluping RP, Earl Green D, Berlowski-Zier BM, Ballmann AE, Langenberg JA. (2014). Acute Pasteurellosis in Wild Big Brown Bats (*Eptesicus fuscus*). J Wildl Dis.50:136–9.
- Bogdanowicz, W., & Z. Urbańczyk. (1986). A case of selfhealing of a broken forearm in *Myotis brandtii* (Eversmann, 1845). Acta Theriologica, 31: 180–181.
- Bogdanowitz W (1994). *Myotis daubentonii*. Mammal Species 475:1–9
- Boirie Y, Dangin M, Gachon P, Vasson M, Maubois J, Beaufrere B. (1997). Slow and fast dietary proteins differently modulate postprandial protein accretion. Proc Natl Acad Sci USA 94:14930–5.
- Borysenko, M., & Borysenko, J. (1982). Stress, Behavior, and Immunity: Animal models and mediating mechanisms. Gen. Hosp. Psychiatry 4, 59–67
- Boyles J. G., Cryan p. M., McCracken G. F. & Kunz T. H., (2011). Economic importance of bats in agriculture. Science, 332: 41–42.
- Brosset, A. (1966). La biologie des Chiroptères. Masson.
- Brown M & Brown B (2006). Bat Rescue Manual. Otley, West Yorkshire Bat Hospital
- Brunet-Rossini a. K. & Barnard S. M. (2010). Longevity in Bats. In: Bats in captivity Vol 2: Aspects of rehabilitation Ed. by Susan Barnard Logos Press pp77-86
- Buckland-Wright J. C. & Pye J. D. (1973). Dietary deficiency in fruit bats, 13(1), 271–277. doi:10.1111/j.1748-1090.1973.tb02174.x
- Burghardt G. M., (2005): The Genesis of Animal Play: Testing the Limits. MIT Press, Cambridge, 501 pp.
- Burghardt G. M., (2010): Play. Pp.: 740–744. In: Breed M. & Moore J. (eds.): Encyclopedia of Animal Behavior. Academic Press, Amsterdam, 2672 pp.
- Burgin, C. J., J. P. Colella, P. L. Kahn, and N. S. Upham. (2018). How many species of mammals are there? Journal of Mammalogy 99:1-14.
- Calisher CH, Childs JE, Field HE, Holmes K V., Schountz T. (2006). Bats: Important reservoir hosts of emerging viruses. Clin Microbiol Rev.;19:531–45.
- Carenzi Corrado & Verga Marina (2009). Animal welfare: review of the scientific concept and definition, Italian Journal of Animal Science, 8:sup1, 21-30, DOI: 10.4081/ijas.2009.s1.21 To link to this article: <https://doi.org/10.4081/ijas.2009.s1.21>.
- Carey HV, Andrews MT, Martin SL (2003). Mammalian hibernation: cellular and molecular responses to depressed metabolism and low temperature. Physiol Rev 83:1153–1181.
- Castilla, M. C., Campos, C., Colantonio, S., & Díaz, M. (2020). Perceptions and attitudes of the local people towards bats in the surroundings of the Escaba dam (Tucumán, Argentina). Ethnobiology and Conservation, 9. Retrieved from <http://www.ethnobioconservation.com/index.php/ebc/article/view/251>.
- Castillo-Huitrón NM, Naranjo EJ, Santos-Fita D and Estrada-Lugo E (2020) The Importance of Human Emotions for Wildlife Conservation. Front. Psychol. 11:1277. doi: 10.3389/fpsyg.2020.01277
- Castro Monzon, F., Rödel, M. O., & Jeschke, J. M. (2020). Tracking *Batrachochytrium dendrobatidis* infection across the globe. EcoHealth, 17(3), 270-279.
- Ceballos-Vasquez A, Caldwell JR, Faure PA. (2015). Seasonal and reproductive effects on wound healing in the flight membranes of captive big brown bats. Biol Open; 4: 95–103. <https://doi.org/10.1242/bio.201410264> PMID: 25527646.
- Chag, M., B. Pope & E. Trumbly (2004). HEX stations for Old World fruit bats: A solution to feeding-territoriality in captive flying foxes. Animal Keepers' Forum, 31: 118– 126.
- Cichocki J, Warchałowski M, Ważna A, Gottfried I, Bator-Koçoł A, Gottfried T, et al. (2019). Frequent or scarce? Damage to flight-enabling body parts in bats (Chiroptera). PLoS ONE 14(7): e0219783. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0219783>.

-
- Clark, D.R. (1981): Bats and environmental contaminants: a review. US Department of the Interior, Fish and Wildlife Service. Special Scientific Report Wildlife n 235, Washington.
- Clauss Marcus & Paglia Donald E. (2012). Iron storage disorders in captive wild mammals: the comparative evidence, Journal of Zoo and Wildlife Medicine 43(3s), (2 September). <https://doi.org/10.1638/2011-0152.1>
- Cliquet F, Freuling C, Smreczak M, Van der Poel WHM, Horton D, Fooks AR, et al. (2010). Development of harmonised schemes for monitoring and reporting of rabies in animals in the European Union. Scientific report submitted to EFSA. EFSA Support Publ.7:67E.
- Collin PN (2011). Herring gull catching and eating live bats. Scottish birds 31: 318–319.
- Commissione Europea (2018). Regolamento di esecuzione (UE) 2018/1882 della commissione.
- Couper, D. (2016). Bats. In BSAVA Manual of Wildlife Casualties (pp. 175-191). BSAVA Library.
- Courts S. E. (1998). Dietary strategies of Old World Fruit Bats (*Megachiroptera, Pteropodidae*): how do they obtain sufficient protein? 28(4), 185–194. doi:10.1046/j.1365-2907.1998.00033.x
- Crawshaw Graham, Oyarzun Sergio, Valdes Eduardo, and Karrie Rose (1995). Hemochromatosis (Iron Storage Disease) in Fruit Bats Proceedings of the American Zoo and Aquarium Association Nutrition Advisory Group 1995: 136-147
- Csorba, G., Ujhelyi, P. & Thomas, N. (2003). Horseshoe Bats of the World (*Chiroptera : rhinolophidae*). Alana Books Bishop's Castle Shropsh. U.K. 160
- Davis R. (1968). Wing defects in a population of pallid bats. Am Midl Nat.; 79: 388–395. <https://doi.org/10.2307/2423184>
- Davis WH, Barbour RW (1965). The use of vision in flight by the bat *Myotis sodalis*. The American Midland Naturalist 74: 497–499.
- Davis, R. (1970). Carrying of Young by Flying Female North American Bats. The American Midland Naturalist, 83(1), 186-196.
- Davis, W. H. & Reite, O. B. (1967). Responses of bats from temperate regions to changes in ambient temperature. Biol. Bull. 132, 320–328.
- De Benedictis P, Gallo T, Iob A, Coassini R, Squecco G, Ferri G, et al. (2008). Emergence of fox rabies in north-eastern Italy. Eurosurveillance.13:1–2
- De Passillé A.M.B., (2001). Sucking motivation and related problems in calves Appl. Anim. Behav. Sci., 72 (2001), pp. 175-187
- Dietz C & Kiefer A. (2014). Pipistrelli d'Europa, conoscerli, identificarli, tutelarli. Ricca Editore
- Dietz C, Nill D, von Helversen O - 2009 – Bats of Britain, Europe and Northwest Africa A & C Black
- Dietz C., Helversen O. and Nill D (2009), Bats of Britain, Europe and Northwest Africa, A & C Black, London.
- Dobson, G. E. (1875). Conspectus of the suborders, families and genera of Chiroptera arranged according to their natural affinities. Annals of the Magazine of Natural History Series 4 16, 345-357.
- Doherty T. S., Glen A. S., Nimmo D. G., Ritchie E. G. & Dickman C. R. (2016). Invasive predators and global biodiversity loss. Proceedings of the National Academy of Sciences 113 (40): 11261–11265
- Dolbeer, R. A., Fiedler, L. A., & Rasheed, H. (1988). Management of fruit bat and rat populations in the Maldives Islands, Indian Ocean. In Proceedings of the vertebrate pest conference (Vol. 13, No. 13).
- Dondini G, Vergari S (2009). Harem size and male mating tactics in *Nyctalus leisleri* (Kuhl, 1817) (Chiroptera, Vespertilionidae). Hystrix-Italian Journal of Mammalogy 20: 147–154.
- Dondini G., Vergari S., Fichera G., Kiefer A. (2016). First record of *Hypsugo cf darwini* (Tomes, 1859) in Tuscany, Italy. Barbastrella 9 (1) Open Access ISSN: 1576-9720 SECEMU DOI: <http://dx.doi.org/10.14709/BarbJ.9.1.2016.01>
- Duncan Mary, Crawshaw Graham J, Mehren Kay G., Pritzker Kenneth P. H., Mendes Maria and Smith Dale A. (1996). Multicentric Hyperostosis Consistent with Fluorosis in Captive Fruit Bats (*Pteropus giganteus*, P.

poliocephalus, and *Rousettus aegyptiacus*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 27(3), 325–338. doi: 10.2307/20095586

Dwyer P. D. (1960). New Zealand Bats in Tuatara: Volume 8, Issue 2, May 1960 Studies on the Two New Zealand Bats

Dwyer PD (1964). Fox predation on cave-bats. Australian Journal of Science 26: 397–398.

Dwyer, P. D. (1966). Mortality factors of the bent-winged bat. Victorian Naturalist 83, 31-36.

Eastick, D. L., Griffiths, S. R., Yen, J. D. L., and Robert, K. A. (2022). Size at Birth, Postnatal Growth, and Reproductive Timing in an Australian Microbat. Integrative Organismal Biology 4, obac030.

Eick, G.N. Jacobs D.S, Matthee C.A (2005). A nuclear DNA phylogenetic perspective on the evolution of echolocation and historical biogeography of extant bats (Chiroptera). Mol. Biol. Evol. 22, 1869–1886

Epstein JH, Anthony SJ, Islam A, Marm Kilpatrick A, Khan SA, Balkey MD, et al. (2020). Nipah virus dynamics in bats and implications for spillover to humans. Proc Natl Acad Sci U S A.;117:29190–201.

Estók P, Zsebők S, Siemers BM (2009). Great tits search for, capture, kill and eat hibernating bats. Biology letters 6: 59–62. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2009.0611>

Farina, Lisa L.; Heard, Darryl J.; LeBlanc, Dana M.; Hall, Jeffery O.; Stevens, Gary; Wellehan, James F. X.; Detrisac, Carol J. (2005). Iron storage disease in captive egyptian fruit bats (*Rousettus aegyptiacus*): relationship of blood iron parameters to hepatic iron concentrations and hepatic histopathology. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 36(2), 212–221. doi:10.1638/03-115.1

Fascione, N (1996). The evolving role of American zoos in bat conservation. Bats, 14:8-14

Fascione, N. (Primary Editor). (1995). Fruit Bat Husbandry Manual. AZA Bat Taxon Advisory Group

Faure P. A., Re D. E., Clare E. L. (2009). Wound healing in the flight membranes of big brown bats. J. Mammal. 90, 1148–1156. <https://doi.org/10.1644/08-MAMM-A-332.1>

Fenton Brock M. (2010). Aging Bats In: Bats in captivity Vol. 2, 2010 ed. Susan M. Barnard cap 5 pp 73-75

Fenton MB, Fleming TH (1976). Ecological interactions between bats and nocturnal birds. Biotropica 6: 104–110. <https://doi.org/10.2307/2989629>

Fenton, M. B., Rautenbach, I. L., Smith, S. E., Swanepoel, C. M., Grosell, J. & van Jaarsveld, J. (1994). Raptors and bats: threats and opportunities. Animal Behaviour 48, 9–18.

Fenton, M. Brock (1984). Echolocation: Implications for Ecology and Evolution of Bats. The Quarterly Review of Biology, 59(1), 33–53. doi:10.1086/413674

Fleming T. H. & Eby P. (2003). Ecology of Bat Migration. In Bat Ecology, ed. TH Kunz, M Brock Fenton, pp. 156–208. Chicago/London: Univ. Chicago Press

Fooks AR, Shipley R, Markotter W, Tordo N, Freuling CM, Müller T, et al. (2021). Renewed public health threat from emerging lyssaviruses. Viruses.;13:1–10.

Forestman (2006). Urraca cazando murciélagos. <https://www.youtube.com/watch?v=E881fLF-EJ0> (accessed 21 July 2022).

Freeman, P.W. (2000). Macroevolution in Microchiroptera: recoupling morphology and ecology with phylogeny. Evolutionary Ecology Research 2, 317–335.

Freuling C, Vos A, Johnson N, Kaipf I, Denzinger A, Neubert L, et al. (2009). Experimental infection of serotine bats (*Eptesicus serotinus*) with European bat lyssavirus type 1a. J Gen Virol.90:2493–502.

Frick WF, Pollock JF, Hicks AC, Langwig KE, Reynolds DS, Turner GG, et al. (2010). An Emerging Disease Causes Regional Population Collapse of a Common North American Bat Species. Science (80).329:679–82.

Fuller NW, Reichard DJ, Nabhan ML, Fellows SR, Pepin LC, Kunz TH. (2011). Free-ranging little brown myotis (*Myotis lucifugus*) heal from wing damage associated with white-nose syndrome. EcoHealth.; 8 (2): 154–162.

Funakoshi, K., Watanabe, H. & Kunisaki, T. (1993). Feeding ecology of the northern Ryukyu fruit bat, *Pteropus dasymallus dasymallus*, in a warm-temperate region. Journal of Zoology, London, 230, 221–230.

Fusaro A, Monne I, Salomoni A, Angot A, Trolese M, Ferrè N, et al. (2013). The introduction of fox rabies into Italy (2008–2011) was due to two viral genetic groups with distinct phylogeographic patterns. *Infect Genet Evol.* 17:202–9. doi:10.1016/j.meegid.2013.03.051.

Garcês, A., Pires, I., Pacheco, F., Fernandes, L. S., Soeiro, V., Loio, S., Prada, J., Cortes, R., & Queiroga, F. (2020). Impact of anthropogenic pressures on wild mammals of Northern Portugal. *Veterinary World*, 13(12), 2691–2702.

Gârjoabă I. C. Ciocănău M. A., Costea R. (2015). Fixed bandage use in the treatment of a bat (*Nyctalus noctula*) radial diaphyseal fracture Scientific Works. Series C. Veterinary Medicine 2015 Vol.61 No.1 pp.152-153 ref.4

Garrido-García, J.A., G. Schreur and J.M. Pleguezuelos. (2013). Occasional bat predation by the horseshoe whip snake (*Reptilia, Colubridae*). *Galemys* 25: 59–61.

Gary West, Darryl J. Heard, Nigel Caulkett (2007). Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia.

Garzoli L, Bozzetta E, Garzoli L, Bozzetta E, Varello K, Cappelleri A, et al. (2021). White-Nose Syndrome Confirmed in Italy: A Preliminary Assessment of Its Occurrence in Bat Species White-Nose Syndrome. March.

Gaull GE (1986). Taurine as a conditionally essential nutrient in man. *J Am Coll Nutr.* 5:121–125. PubMed/NCBI

Genovesi, P., Bacher, S., Kobelt, M., Pascal, M. & Scalera R (2009). Alien mammals of Europe. Handbook of Alien Species in Europe (ed. DAISIE), pp. 119–128. Springer, Berlin

Ghanem s. J. & Voigt C. C. (2012): Increasing awareness of ecosystem services provided by bats. *Advances in the Study of Behavior*, 44: 279–302.

Gilbert AT, Fooks AR, Hayman DTS, Horton DL, Müller T, Plowright R, et al. (2013). Deciphering serology to understand the ecology of infectious diseases in wildlife. *Ecohealth.* 10:298–313.

Gillette DD, Kimbrough JD (1970). Chiropteran Mortality. In: Slaughter BH, Walton DW (Eds) *About Bats*. Dallas Southern Methodist University Press, Dallas, 262–281.

Gippoliti S., (2014). Animali esotici negli zoo e valutazione del loro benessere: un approccio olistico. *Biologia Ambientale*, 28: 57-64.

Goff, J.P., (2000). Pathophysiology of calcium and phosphorus disorders. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 16, 319– 337, vii.

Gol'din, P., L. Godlevska, and M. Ghazali. (2018). Age-related changes in the teeth of two bat species: dental wear, pulp cavity and dentine growth layers. *Acta Chiropterologica* 20:519–530.

Gorresen P. M. & Willig M. R. (2004). Landscape responses of bats to habitat fragmentation in the Atlantic Forest of Paraguay. *Journal Mammalogy* 85,688–697.

Greif, S., Zsebok, S., Schmieder, D. & Siemers, B. M. (2017). Acoustic mirrors as sensory traps for bats. *Science* 357, 1045–1047.

Griffiths M. A. and Barnard S. M. (2011). "Food" for thought. In: *Bats in captivity* Vol. 3 2011 ed. Susan M. Barnard cap 1 pp 1-44

Gugnani HC, Denning DW (2023). Infection of bats with *Histoplasma* species. *Med Mycol* 61(8): myad080.

Gunnel, G.F. & Simmons, N.B. (2005). Fossil evidence and the origin of bats. *J. Mamm. Evol.* 12, 209–246

Gupta, B. B. (1967). The histology and musculature of the plagiopatagium in bats. *Mammalia* 31: 313-321

Haarsma AJR, Kaal R. (2016). Predation of wood mice (*Apodemus sylvaticus*) on hibernating bats. *Popul Ecol.*; 58: 567–576. <https://doi.org/10.1007/s10144-016-0557-y>

Hall, J. S., R. J. Cloutier, and D. R. Griffin. (1957). Longevity records and notes on tooth wear of bats. *Journal of Mammalogy* 38:407–409

Hanlon C A., Kuzmin I V., Blanton JD, Weldon WC, Manangan JS, Rupprecht CE. (2005). Efficacy of rabies biologics against new lyssaviruses from Eurasia. *Virus Res.* 111:44–54.

Hanlon Cathleen A. (2010). Health precautions for bat workers. In: *Bats in captivity Vol 1: Biological and medical aspects* 2010 ed. Susan M. Barnard cap 1 pp. 3-24

-
- Haslam E. (1998). Practical polyphenols: from structure to molecular recognition and physiological action. Cambridge: Cambridge University Press. 444p.
- Heard Darryl J. (2014). Chiropterans (bats). In: West, G (ed). Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, New York: John Wiley & Sons, pp. 543–550.
- Heithaus, E. R. (1982). Coevolution between bats and plants. In Ecology of Bats (ed. T. H. Kunz), pp. 327-367. New York: Plenum Press.
- Hernandez, S. M., Barron, H. W., Miller, E. A., Aguilar, R. F., & Yabsley, M. J. (2019). Medical management of wildlife species: a guide for practitioners. John Wiley & Sons.
- Hoagland R & Snider GG (1943). Digestibility of some animal and vegetable fats. *J Nutr* 25, 295–301.
- Hoeltge Elmer J. (1961). Corrosion and the Choice of Metals for Cage Construction Canadian journal of comparative medicine and veterinary science (Can J Comp Med Vet Sci) Vol. 25 - november
- Holbrook, K. & Odland, G. F. (1978). A collagen and elastin network in the wing of the bat. *J. Anat.* 126, 21-36.
- Holderied M. W. & Jones G. (2009). Flight dynamics of bats. In, in Ecological and behavioral methods for the study of bats (T. H. KUNZ and S. PARSONS, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xxi 459-475 pp.
- Holmala K & Kauhala K. (2006). Ecology of wildlife rabies in Europe. *Mamm Rev.* 36:17–36.
- Hood Wendy, Bloss Johanna and Thomas H. Kunz (2002). Intrinsic and extrinsic sources of variation in size at birth and rates of postnatal growth in the big brown bat *Eptesicus fuscus* (Chiroptera: Vespertilionidae). 258(3), 355–363. doi:10.1017/s0952836902001504
- Hood, W., M. Voltura, and O. Oftedal. (2009). Methods of measuring milk composition and yield in small mammals. Pp. 529-553 in Ecological and behavioral methods for the study of bats. 2nd ed. (T. H. Kunz and S. Parsons, eds.). John Hopkins University Press, Baltimore, Maryland.
- Hood, Wendy R.; Kunz, Thomas H.; Oftedal, Olav T.; Iverson, Sara J.; LeBlanc, Dana; Seyjagat, John (2001). Interspecific and Intraspecific Variation in Proximate, Mineral, and Fatty Acid Composition of Milk in Old World Fruit Bats (Chiroptera: Pteropodidae). *Physiological and Biochemical Zoology*, 74(1), 134–146. doi: 10.1086/319305
- Horton DL, McElhinney LM, Marston DA, Wood JLN, Russell CA, Lewis N, et al. (2010). Quantifying antigenic relationships among the lyssaviruses. *J Virol.* 84:11841–8. doi:10.1128/JVI.01153-10.
- Hoying, K. M., & T. H. Kunz. (1998). Variation in size at birth and post-natal growth in the insectivorous bat *Pipistrellus subflavus* (Chiroptera: Vespertilionidae). *Journal of Zoology (London)* 245: 15–27.
- Hughes B.O., (1976). Behaviour as index of welfare. pp. 1005-1018 in Proc. 5th Eur. Poultry Conf., Malta.
- Hughes, B.O. & I.J.H. Duncan (1988). The notion of ethological ‘need’, models of motivation and animal welfare. 36(6), 0–1707. doi:10.1016/s0003-3472(88)80110-6
- Huibregtse WH (1966). Some chemical and physical properties of bat milk. *J Mammal* 47:551–554
- Hurley, W.L. (2009). Milk Composition. ANSCI 308, Lactation Biology, Department of Animal Science inverness Illinois, Urbana-Champaign
- Huxtable, R. (2000). Expanding the circle 1975–1999: Sulfur biochemistry and insights on the biological functions of taurine. *Adv. Exp. Med. Biol.*, 483, 1–25.
- Huxtable, R.J (1992). Physiological actions of taurine. *Physiol. Rev.*, 72, 101–163.
- IUCN, (2012): <https://portals.iucn.org/library/sites/library/files/documents/2013-009.pdf>
- IUCN, (2013). IUCN Guidelines for Reintroductions and Other Conservation Translocations. Adopted by SSC Steering Committee at Meeting SC 4, 6, 5th September 2012.
- IUCN/SSC (2013). Guidelines for Reintroductions and Other Conservation Translocations. Version 1.0. Gland, Switzerland: IUCN Species Survival Commission, viii + 57 pp.

-
- James F. X. Wellehan, D.V.M., M.S., Mark S. Zens, D.V.M, Amy A. Bright, D.V.M., and Shauna J. Voss, B.A. (2001). Type I external skeletal fixation of radial fractures in microchiropterans. *Journal of zoo and wildlife medicine* 32(4): 487-493
- Jamieson, D. (1995). Zoos revisited. In *Ethics of the Ark*. Editors: B. Norton, M. Hutchins, E. Stevens, and T. Maple. Smithsonian Institution Press. Washington and London. p. 52-56.
- Jefferies, D.J. (1972). Organochlorine insecticide residues in British bats and their significance. *Journal of Zoology*, London, 166, 245-263.
- Jiao H, Xie HW, Zhang L, Zhuoma N, Jiang P, Zhao H (2021). Loss of sweet taste despite the conservation of sweet receptor genes in insectivorous bats. *Proc Nat Acad Sci USA* 118:2021516118. <https://doi.org/10.1073/pnas.2021516118>
- Jones G, Jacobs D, Kunz T, Willig M, Racey P. (2009). *Carpe noctem*: the importance of bats as bioindicators. *Endanger. Species Res.* 8:93–115
- Jones Gareth and Teeling Emma C. (2006). The evolution of echolocation in bats *TRENDS in Ecology and Evolution* Vol.21 No.3 March
- Jones K.E., Purvis A., Mac Larnon A., Bininda-Emonds O. R. P. and Simmons N. B. (2002). A phylogenetic supertree of the bats (Mammalia: Chiroptera). *Biol. Rev.* 77, 223–259
- Jones, J.K. Jr. & Genoways, H. H. (1970). Chiropteran Systematics. In *About Bats: a Chiropteran Symposium* (eds. B. H. Slaughter and D. W. Walton), pp. 3±21. Southern Methodist University Press, Dallas Texas.
- Jung TS and Slough BG. (2011). Body condition of a free ranging Little Brown Bat (*Myotis lucifugus*) with a broken humerus. *American Midland Naturalist* 166:234–238.
- Kaňuch, P. & P. Baláž. (2005). Bat as a prey of *Elaphe longissima* (Laurenti, 1768). *Herpetozoa* 18: 92–93
- Kelly A, Goodwin S, Grogan A and Mathews F (2012). Further evidence for the post-release survival of hand-reared, orphaned bats based on radio-tracking and ring-return data. *Animal Welfare* 21, 27–31
- Kelly TC, Sleeman DP, Coughlan NE, Dillane E, O'Callaghan MJA. (2017). Bat collisions with civil aircraft in the Republic of Ireland over a decade suggest negligible impact on aviation safety. *European Journal of Wildlife Research* 63 (art. 23).
- Kerth G (2008). Causes and consequences of sociality in bats. *Bioscience* 58:737–746
- Kerth G. & Dechmann D. K. N. (2009). Field-based observations and experimental studies of bat behavior (T. H. Kunz and S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xiii 393-407 pp.
- Kettunen M., Genovesi P., Gollasch S., Pagad S. & Starfinger U. (2009). Technical support to EU strategy on invasive alien species (IAS) – Assessment of the impacts of IAS in Europe and the EU. Final Report for the European Commission, Brussels: Institute for European Environmental Policy (IEEP), 44 p.
- Khayat ROS, Shaw KJ, Dougill G, Melling LM, Ferris GR, Cooper G, Grant RA. (2019). Characterizing wing tears in common pipistrelles (*Pipistrellus pipistrellus*): investigating tear distribution, wing strength, and possible causes. *J Mammal.*; 20(10):1–13. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyz081>
- Kim Y, Leopardi S, Scaravelli D, Zecchin B, Priori P, Festa F, et al. (2023). Transmission dynamics of lyssavirus in *Myotis myotis*: mechanistic modelling study based on longitudinal seroprevalence data. *Proc R Soc B Biol Sci.* 290:20230183.
- Knight, A. (2008). Bats, snakes and spiders, Oh my! How aesthetic and negativistic attitudes, and other concepts predict support for species protection. *J. Environ. Psychol.* 28, 94–103. doi: 10.1016/j.jenvp.2007.10.001
- Kokurewicz T. (2004). Sex and age related habitat selection and mass dynamics of Daubenton's bats *Myotis daubentonii* (Kuhl, 1817) hibernating in natural conditions. *Acta Chiropterologica*;6(1):121–44.
- Koopman, K.F. & Jones, J.K. Jr. (1970). Classification of Bats. In *About Bats. A Chiropteran Biology Symposium* (eds. B. H. Slaughter and D. W. Walton), pp. 22-28. Southern Methodist University, Dallas.
- Koopman, K.F. (1994). Chiroptera: Systematics. Part 60. *Handbook of Zoology*. Vol. 8, Walter de Gruyter

-
- Korine Carmi; Izhaki Ido; Makin David (1994). Population structure and emergence order in the fruit-bat (*Rousettus aegyptiacus*: Mammalia, Chiroptera). 232(1), 163–174. doi:10.1111/j.1469-7998.1994.tb01566.x
- Koselj, K. & M. Zagmajster. (2001). Interesting observations in caves inhabited by bats in Slovenia. *Temporaria, Informativni bilten Societas herpetologica Slovenica* 5: 21–22. (in Slovenian).
- Kowalski K., 1995. Taphonomy of bats (Chiroptera). *Geobios*, M.S., 18: 251-256.
- Kunz T. H. & Hood W. R. (2000). Parental Care and Postnatal Growth in the Chiroptera. In: *Reproductive Biology of Bats*. (Academic Press). Ed. by Crichton E. G. & Krutzsch, P. H. Chapter 10, pp. 415-441.
- Kunz T. H. & Ingalls K. A. (1994). Folivory in Bats: An Adaptation Derived from Frugivory. *Functional Ecology*, 8(5), 665–668. doi:10.2307/2389930
- Kunz T. H., Braun De Torrez E., Bauer d., Lobova T. & Fleming T. H., (2011): Ecosystem services provided by bats. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1223: 1–38.
- Kunz T.H., O.T. Oftedal, S.K. Robson, M.B. Kretzmann, and C. Kirk. (1995). Changes in milk composition during lactation in three species of insectivorous bats. *J Comp Physiol* 164B: 543–551.
- Kunz, T. & Pierson, E. (1994). Bats of the world: an introduction. In *Walker's Bats of the World*. Editor: Ronald Nowak. The John Hopkins University Press. Baltimore and London. pp. 1-46.
- Kunz, T. H. & A. A. Stern. (1995). Maternal investment and post-natal growth in bats. *Symposia of the Zoological Society of London* 67:63-77.
- Kunz, T. H. (1974). Feeding ecology of a temperate insectivorous bat (*Myotis velifer*). *Ecology* 55, 693-711.
- Kunz, T. H. (1982). Roosting ecology. In *Ecology of bats* (ed. T. H. Kunz), pp. 1-56. New York: Plenum Press.
- Kunz, T. H., Hood W. R. and Nadolny L. (2010). Lactation and Postnatal Growth. In *Bats in captivity Vol 2 2010* ed. Susan M. Barnard cap 11 pp 221-237
- Kunz, T. H., M. H. Stack, and R. Jenness. (1983). A comparison of milk composition in *Myotis lucifugus* and *Eptesicus fuscus* (Chiroptera: Vespertilionidae). *Biology of Reproduction* 28:229-234..
- Kunz, Thomas H. (2000). Reproductive Biology of Bats || Parental Care and Postnatal Growth in the Chiroptera, 415–468. doi:10.1016/B978-012195670-7/50011-4
- Kwiecinski, G. G., and T. A. Griffiths. (1999). *Rousettus egyptiacus*. *Mammalian Species*, 611: 1"9
- Kwiecinski, G. G., L. Krook & W. A. Wimsatt, (1987). Annual skeletal changes in the little brown bat, *Myotis lucifugus*, with particular reference to pregnancy and lactation. *American Journal of Anatomy*, 178: 410-420.
- Ladisch, R.K., Ladisch, S.K., Howe, P.M., (1967). Quinoid secretions in grain and flour beetles. *Nature* 215, 939–940.
- Landess Jack (2009). Intramedullary Pinning of Humeral and radial fractures. In: *Bats in captivity Vol 1: Biological and medical aspects 2010* ed. Susan M. Barnard cap 10 pp. 327-332
- Lanza Benedetto & Calloni Carlo (1970). The buccal pad of *Scotophilus nigrita* (schreber) and of *Nycticeius hirundo* (de winton) (mammalia, chiroptera, vespertilionidae), *Monitore Zoologico Italiano. Supplemento*, 3:1, 227-233, DOI: 10.1080/03749444.1970.10736767
- Lanza Benedetto (2012). *Mammalia V*, Chiroptera, Fauna d'Italia, Vol. 46, Edizioni Calderini de «Il Sole 24 ORE».
- Laska, M (1990). Gestation period and between-birth intervals in *Carollia perspicillata* (Phyllostomatidae, Chiroptera). *Journal of Zoology*, 222(4), 697–702. doi:10.1111/j.1469-7998.1990.tb06027.x
- Lavin, S. R., Z. Chen, and S. A. Abrams. (2010). Effect of tannic acid on iron absorption in straw-colored fruit bats (*Eidolon helvum*). *Zoo Biol.* 29: 335–343.
- Lawson, M., Jenne, D., Thresher, R., Houck, D., Wimsatt, J., & Straw, B. (2020). An investigation into the potential for wind turbines to cause barotrauma in bats. *PLoS One*, 15(12), e0242485. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0242485>
- LeBlanc D. (2011). Environment and Housing: Old World Fruit Bats. In: *Bats in captivity vol3: Diet and feeding-Environment and Housing 2011* ed. Susan M. Barnard cap 9 pp. 371-382

LeBlanc D. (2011a). Environment Enrichment for long-term captive bats. In: Bats in captivity vol3: Diet and feeding-Environment and Housing 2011 ed. Susan M. Barnard cap 5 pp. 281-317

Leeuwangh P. & A.M. Voûte (1985). Bats and wood preservatives. Pesticide residues in the Dutch pond bat (*Myotis dasycneme*) and its implications. *Mammalia* 49, 517-524.

Leone, Angelique M.; Crawshaw, Graham J.; Garner, Michael M.; Frasca, Salvatore; Stasiak, Iga; Rose, Karrie; Neal, Dan; Farina, Lisa L. (2016). A retrospective study of the lesions associated with iron storage disease in captive egyptian fruit bats (*Rousettus aegyptiacus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 47(1), 45–55. doi:10.1638/2015-0224.1

Leopardi S, Barneschi E, Manna G, Zecchin B, Priori P, Drzewniová P, et al. (2021). Spillover of west caucasian bat lyssavirus (Wcbv) in a domestic cat and westward expansion in the palearctic region. *Viruses*;13.

Leopardi S, Blake D, Puechmaille SJ. (2015). White-Nose Syndrome fungus introduced from Europe to North America. *Curr Biol* 25: R217–9.

Leopardi S, Holmes EC, Gastaldelli M, Tassoni L, Priori P, Scaravelli D, et al. (2018a). Interplay between co-divergence and cross-species transmission in the evolutionary history of bat coronaviruses. *Infect Genet Evol*;58.

Leopardi S, Priori P, Zecchin B, Poglaien G, Trevisiol K, Lelli D, et al. (2018). Active and passive surveillance for bat lyssaviruses in Italy revealed serological evidence for their circulation in three bat species. *Epidemiol Infect*. b; submitted.

Leopardi S, Dacheux L, Serra-Cobo J, Abraham A, Bajic B, Bourhy H, Bucs SL, Budinski I, Casteallan M, Priore MF, Robardet E, Scaravelli D, Zecchin B, Lanszki Z, Gorfol T, Kemenesi G, De Benedictis P (2025) European distribution and intramuscular pathogenicity of divergent lyssaviruses West Cucasian bat virus and Lleida bat lyssavirus. *iScience* Jan 2;28(2): doi 10.1016/j.isci.2024.111738. PMID: 39898037; PMCID: PMC 11787528. S

Leroy EM, Kumulungui B, Pourrut X, Rouquet P, Hassanin A, Yaba P, et al. (2005). Fruit bats as reservoirs of Ebola virus. *Nature*;438 December:575–6.

Lesiński G, Gryz J, Kowalski M (2009). Bat predation by tawny owls *Strix aluco* in differently human-transformed habitats. *It J Zool*. 2009; 76: 415–421. <https://doi.org/10.1080/11250000802589535>

Letko M, Seifert SN, Olival KJ, Plowright RK, Munster VJ. (2020). Bat-borne virus diversity, spillover and emergence. *Nat Rev Microbiol*; June. doi:10.1038/s41579-020-0394-z.

Li W, Shi Z, Yu M, Ren W, Smith C, Epstein JH, et al. (2005). Bats are natural reservoirs of SARS-like coronaviruses. *Sci*;310 October:676–9.

Lima SL, O'Keefe JM (2013). Do predators influence the behavior of bats? *Biological Reviews* 88: 626–644.

Lojkić I, Šimić I, Bedeković T, Krešić N. (2021). Current status of rabies and its eradication in eastern and southeaster Europe. *Pathogens*;:

Lollar A. (2010). Standards and Medical Management for Captive Insectivorous Bats, Bat World Sanctuary.

Lollar A. (2018). The Rehabilitation and Captive Care of Insectivorous Bats. A Bat World Sanctuary Publication Weatherford, Texas Second edition

Lollar, A. L., and B. Schmidt-French. (2002). Captive care and medical reference for the rehabilitation of insectivorous bats. 2nd edition. Bat World Publication, Mineral Wells, Texas, 340pp

Lollar, A., and B. Schmidt-French. (1998). Captive Care and Medical Reference for the Rehabilitation of Insectivorous Bats. Bat World Publications, Mineral Wells, Texas. Pp. 106–131.

Lorusso A, Teodori L, Leone A, Marcacci M, Mangone I, Orsini M, et al. (2015). A new member of the Pteropine Orthoreovirus species isolated from fruit bats imported to Italy. *Infect Genet Evol*. 30:55–8. doi:10.1016/j.meegid.2014.12.006.

Loy, A.; Aloise, G.; Ancillotto, L.; Angelici, F.M.; Bertolino, S.; Capizzi, D.; Castiglia, R.; Colangelo, P.; Contoli, L.; Cozzi, B.; et al. (2019). Mammals of Italy: An annotated checklist. *Hystrix*, 30, 87–106.

-
- Luis A, Hayman DTS, O'Shea TJ, Cryan PM, Gilbert AT, Pulliam Jr. C, et al. (2013). A comparison of bats and rodents as reservoirs of zoonotic viruses: are bats special? *Proc R Soc B Biol Sci.*;280 20122753. <http://dx.doi.org/10.1098/rspb.2012.2753>.
- Lyons R. & Wimberley T. (2014). Introduction to the Care and Rehabilitation of Microbats (Focusing on species of South East Queensland. Version 3.0. Windcare Australia inc
- Makanya A. N. & Mortola J. P. (2007). The structural design of the bat wing web and its possible role in gas exchange. *J. Anat.* 211, 687–697. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7580.2007.00817.x>
- Malpaux B., Migaud M., Tricoire H., and Chemineau P. (2001). Biology of mammalian photoperiodism and the critical role of the pineal gland and melatonin. *J Biol Rhythms* 16:336–347.
- Manandhar, S., S. Thapa, T.K. Shrestha, R. Jyakhwo, W. Wright, and A. Aryal. (2017). Population status and diurnal behavior of the Indian flying fox *Pteropus giganteus* (Brünnich, 1782) in Kathmandu Valley, Nepal. *Proceedings of Zoological Society* 9(17): 1–13. <https://doi.org/10.1007/s12595-017-0219-x>.
- Marabelli R. (2013). Self-declaration from Italy on the recovery of its rabies-free status. OIE. March:62–3.
- Marshall, A. (1983). Bats, flowers and fruit: evolutionary relationships in the Old World. *Biological Journal of the Linnean Society*, 20:115–135
- Marshall, A. G. (1985). Old World phytophagous bats (*Megachiroptera*) and their food plants: a survey. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 83(4), 351–369. doi:10.1111/j.1096-3642.1985.tb01181.x
- Marston DA, Banyard AC, McElhinney LM, Freuling CM, Finke S, de Lamballerie X, et al. (2018). The lyssavirus host-specificity conundrum — rabies virus — the exception not the rule. *Curr Opin Virol.* 28:68–73. doi:10.1016/j.coviro.2017.11.007.
- Martin, S. (1996). Training as enrichment. AZA regional conference proceedings. Pp. 139–143.
- Martin, S. (1999). Enrichment: What is it and why should you want it? Paper presented at the World Zoo Conference, Pretoria, South Africa.
- Messenger SL, Rupprecht CE, Smith JS (2003). Bats, emerging virus infections, and the rabies paradigm. In: Kunz TH, Fenton MB, editors. *Bat ecology*. Chicago: The University of Chicago Press; 2003. p. 622–79
- Mickleburgh, S. P., A. M. Hutson, and P. A. Racey. (2002). A review of the global conservation status of bats. *Oryx* 36:18–34.
- Mickleburgh, S.P., Hutson, A.M. & Racey, P.A. (1992). Old World Fruit Bats: An Action Plan for their Conservation
- Migens, E., J. Quetglas and C. Ibáñez. (2002). Predación de culebra de herradura sobre el murciélagos ratonero mediano en Tarifa (Cádiz, Andalucía). *Almoraima* 28: 69–71.
- Mikula P, Morelli F, Lučan RK, Jones DN, Tryjanowski P. (2015). Bats as prey of diurnal birds: a global perspective. *Mammal Rev.*; 46: 160–174
- Miller, G. (1907). The families and genera of bats. *U.S. Natl. Mus. Bull.* 57, 1–282
- Miller, H. (ed.) (2016). *Bat Care Guidelines* (2nd ed). The Bat Conservation Trust, London. © Bat Conservation Trust 2016
- Mo Matthew; Cross Stephen; Boyd Keely; Herbert Catherine (2022). Post-release survivorship of 18 years in a hand-reared grey-headed flying-fox (*Pteropus poliocephalus*) revealed by a metal identification band. *Australian Mammalogy* 2022-10-24 | Journal article <https://doi.org/10.1071/AM22021>
- Mohapatra R.K., Sahu S.K., Das J.K., Paul S. (2019). Hand rearing of wild mammals in captivity. Nandankanan Biological Park, Forest and Environment Department, Government of Odisha
- Molinari J, Gutiérrez EE, Ascenção AA, Nassar JM, Arends A, Marquez RJ (2005). Predation by giant centipedes, *Scolopendra gigantea*, on three species of bats in a Venezuelan cave. *Caribbean Journal of Science* 41: 340–346.
- Mollentze, N. & Streicker, D. G. (2020). Viral zoonotic risk is homogenous among taxonomic orders of mammalian and avian reservoir hosts. *Proc. Natl Acad. Sci. USA* 117, 9423–9430.

Molnàr Viktor (2009). External skeletal fixation. In: Bats in captivity Vol 1: Biological and medical aspects 2010 ed. Susan M. Barnard cap 10 pp.319-326

Morgan, K.N., Tromborg, C.T., (2007). Sources of stress in captivity. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 102, 262–302.

Mucedda, M., Kiefer, A., Pidinchedda, E., Veith, M., (2002). A new species of long-eared bat (Chiroptera, Vespertilionidae) from Sardinia (Italy). *Acta Chiropterologica* 4, 121–135.

Mühldorfer K, Speck S, Kurth A, Lesnik R, Freuling C, Müller T, et al. (2011). Diseases and Causes of Death in European Bats: Dynamics in Disease Susceptibility and Infection Rates. *PLoS ONE* 6(12): e29773. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0029773>

Mühldorfer K, Speck S, Wibbelt G. (2011a). Diseases in free-ranging bats from Germany. *BMC Vet Res.*;7.

Mühldorfer K. (2013). Bats and Bacterial Pathogens: A Review. *Zoonoses Public Health*.60:93–103.

Mulatti P, Bonfanti L, Patregnani T, Lorenzetto M, Ferrè N, Gagliazzo L, et al. (2013). 2008–2011 sylvatic rabies epidemic in Italy: challenges and experiences. *Pathog Glob Health*;107:346–53. doi:10.1179/2047772413Z.000000000175.

Muller B, Goodman SM, Peichl L (2007). Cone photoreceptor diversity in the retinas of fruit bats (*Megachiroptera*). *Brain Behav Evol* 70:90–104.

Müller T & Freuling CM. (2020). Rabies in terrestrial animals.

Müller, Brigitte; Glösmann, Martin; Peichl, Leo; Knop, Gabriel C.; Hagemann, Cornelia; Ammermüller, Josef; Leal, Walter S. (2009). Bat Eyes Have Ultraviolet-Sensitive Cone Photoreceptors. *PLoS ONE*, 4(7), e6390-. doi:10.1371/journal.pone.0006390

Muñoz-García A., Ro J., Reichard J. D., Kunz T. H., Williams J. B. (2012). Cutaneous water loss and lipids of the stratum corneum in two syntopic species of bats Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology 161, 2, 208–215.

Mutere Festo A. (1967). The breeding biology of equatorial vertebrates: reproduction in the fruit bat, *Eidolon helvum*, at latitude 0°20'N., 153(2), 153–161. doi:10.1111/j.1469-7998.1967.tb04058.x

NcNab Brian K. (1982). Evolutionary Alternatives in the Physiological Ecology of Bat. In *Ecology of Bats* Edited by Thomas H. Kunz Plenum Publishing Corporation

Nogales M, Rodriguez-Luengo JL, Marrero P (2006). Ecological effects and distribution of invasive non-native mammals on the Canary Islands. *Mammal Rev* 36:1–49

Norberg UM, Rayner JMV (1987). Ecological morphology and flight in bats (*Mammalia; Chiroptera*): wing adaptations, flight performance, foraging strategy and echolocation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences* 316, 335–427. doi:10.1098/RSTB.1987.0030

Noureen, S., Nadeem, M. S., Beg, M. A., & Anwar, M. (2014). Seasonal variation in the reproductive tract of the Indian flying fox, *Pteropus giganteus* (Brünnich, 1782). *Animal Biology*, 64(4), 343-364.

Nowak, R., (2006). Suckling, milk, and the development of preferences toward maternal cues by neonates: from early learning to filial attachment? *Adv. Study Behav.* 36, 1–58.

Nuñez GB, Cunningham A, Moise E, Fils B, Frick W, et al. (2020). BSG Recommended Strategy for Researchers to Reduce the Risk of Transmission of SARS-CoV-2 from Humans to Bats. IUCN SSC Bat Specialist group, June, first release:1–12. <https://www.iucnbsg.org/bsg-publications.html>. Accessed 21 Dec 2020.

Nyffeler, Martin; Knörnschild, Mirjam; Bilde, Trine (2013). Bat Predation by Spiders. *PLoS ONE*, 8(3), e58120-. doi:10.1371/journal.pone.0058120

O'Farrell Michael J., Studier Eugene H., G. Ewing William, (1971). Energy utilization and water requirements of captive *Myotis thysanodes* and *Myotis lucifugus* (Chiroptera), Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology, Volume 39, Issue 3, Pages 549-552, ISSN 0300-9629, [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(71\)90318-5](https://doi.org/10.1016/0300-9629(71)90318-5).(<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0300962971903185>)

Okia, N. O. (1987). Reproductive Cycles of East African Bats. *Journal of Mammalogy*, 68(1), 138–141. doi:10.2307/1381058

Ortega Jorge & Arita Hector T (1998). Neotropical-nearctic limits in middle America as determined by distributions Journal of Mammalogy; Aug 1998; 79, 3; Academic Research Library pg. 772

O'Shea, Thomas J., Paul M. Cryan, David T. S. Hayman, Raina K. Plowright, and Daniel G. Streicker (2016). "Multiple mortality events in bats: a global review." *Mammal Review* 46, no. 3 July 2016: 175-190. DOI: 10.1111/mam.12064.

Parry-Jones, K. & Augee, M.L. (1991a). Food selection by grey-headed flying foxes *Pteropus poliocephalus* occupying a summer colony site near Gosford, New South Wales. *Wildlife Research*, 18, 111–124.

Pauziene N, Pauza D.H. and Stropus R. (2000). Morphological study of the heart innervation of bats *Myotis daubentonii* and *Eptesicus serotinus* (*Microchiroptera: Vespertilionidae*) during hibernation. *European Journal of Morphology* v. 38, n 3.

Peacock M. (2010). Calcium metabolism in health and disease. *Clin J Am Soc Nephrol*;5:S23–30.

Perry M (2020). Composition of milk from the pallid bat (*Antrozous pallidus*) <https://hdl.handle.net/2346.1/36183>

Pettigrew, J. D. (1986). Flying primates? Megabats have the advanced pathway from eye to mid-brain. *Science* 231, 1306

Podlutsky, A. J., Khritankov, A. M., Ovodov, N. D. & Austad, S. N. (2005). A new field record for bat longevity. *J. Gerontol. A Biol. Sci. Med. Sci.* 60, 1366–1368.

Prasad S. (2019). Report of Indian flying fox, *Pteropus giganteus* (Brunnich) Chiroptera, *Pteropodidae* in Dumraon, Bihar. *Int. Arch. App. Sci. Technol.* 11(1), 42-45

Probst, J. M., & Winter, M. (1993). Trempage claqué aux ras des vagues: *Pteropus seychellensis* Milne-Edwards, 1877 (Roussette des Seychelles). Comores, Mayotte. *Observation Mascarines*, 6, 89.

Puechmaille SJ, Wibbelt G, Korn V, Fuller H, Forget F, Mühlendorfer K, et al. (2011). Pan-European distribution of white-nose syndrome fungus (*Geomyces destructans*) not associated with mass mortality. *PLoS One*.6.

Racey P. A. (1969). Diagnosis of pregnancy and experimental extension of gestation in the pipistrelle bat, *Pipistrellus pipistrellus*. *J. Reprod. Fert* 19, 465-474

Racey P.A. & Swift S.M. (1986). The residual effects of remedial timber treatment on bats. *Biological Conservation* 35, 205- 214.

Racey P.A. (1982). Ecology of Bat Reproduction. In: Kunz T.H. (eds) *Ecology of Bats*. Springer, Boston, MA 10.1007/978-1-4613-3421-7(Chapter 2), 57–104. doi:10.1007/978-1-4613-3421-7_2

Racey PA (1999). Handling, releasing and keeping bats. In: *Bat Workers' Manual*, ed. AJ Mitchell-Jones and AP McLeish, pp. 51–56. Joint Nature Conservancy Committee, Peterborough

Racey PA, Entwistle AC (2000). Life-history and reproductive strategies of bats. In: Crichton EG, Krutzsch PH (eds) *Reproductive biology of bats*. Academic Press, London, p 363–414

Racey, P.A.; Swift, S.M. (1981). Variations in gestation length in a colony of pipistrelle bats (*Pipistrellus pipistrellus*) from year to year. *Reproduction* 1981, 61(1), 123-129. <https://doi.org/10.1530/jrf.0.0610123>

Racey, Paul A. (2000). Reproductive Biology of Bats. *Life-history and Reproductive Strategies of Bats*. 363–414. doi:10.1016/B978-012195670-7/50010-2

Radzicki, G., Hejduk, J., Bańbura, J., (1999). Tits (*Parus major* and *Parus caeruleus*) preying upon hibernating bats. *Ornis Fenn.* 76, 93–94.

Ramírez-Francel, L. A., García-Herrera, L. V., Losada-Prado, S., Reinoso-Flórez, G., Sánchez-Hernández, A., Estrada-Villegas, S., Guevara, G. (2021). Bats and their vital ecosystem services: A global review. *Integrative Zoology*. doi:10.1111/1749-4877.12552

Rassin D.K., Sturman J.A., Gaull G.E. (1978). Taurine and other free amino acids in milk of man and other mammals. *Early Human Develop.*, 2, p. 1

Rasweiler J.J. (1977). Diets for chiroptera: insectivorous bats. In: Hand book series in nutrition and food section G: diets culture media and food supplements vol1 (Rechcigl M Jr ed) CRC Pres Inc Cleveland OH pp 493-533

-
- Rasweiler, J.J. (1975). Maintaining and breeding Neotropical frugivorous, nectarivorous, and pollenivorous bats. International Zoo Yearbook. 15:18-30
- Reichard, J. D., & T. H. Kunz. (2009). White-nose syndrome inflicts lasting injuries to the wings of little brown myotis (*Myotis lucifugus*). Acta Chiropterologica 11:457–464.
- Reid, M. E. & M. G. Martin (1959): Nutritional studies with the guinea pig. V. Effects of deficiency of fat or unsaturated fatty acids. J. Nutr. 67, 611–622.
- Reiter G. (2004). The Importance of Woodland for *Rhinolophus hipposideros* (Chiroptera, Rhinolophidae) in Austria. Mammalia 4: 403-410
- Reynolds D.S. (1999). The Distribution of New Hampshire Bat Species Through Remote Acoustic Monitoring. Unpublished Report to the United States Fish and Wildlife Service (New England Field Office), Concord, New Hampshire, USA.
- Ricciucci M & Lanza B (2014). Bats and insect pest control: a review. *Vesperilio* 17:161-69. ISSN 1213-6123
- Ricciucci M. (2016). Play in bats: general overview, current knowledge and future challenges *Vesperilio* 18: 91–97, 2016 ISSN 1213-6123
- Richter, H. V., and G. S. Cumming, (2006): Food availability and annual migration of the straw-colored fruit bat (*Eidolon helvum*). J. Zool. 268, 35–44.
- Rittle T. L. (2009). Metabolic Bone Disease. In Bats in captivity Vol. 1 2009 ed. Susan M. Barnard cap 6 pp 187-196
- Robardet E, Borel C, Moinet M, Jouan D, Wasniewski M, Barrat J, et al. (2017). Longitudinal survey of two serotine bat (*Eptesicus serotinus*) maternity colonies exposed to EBLV-1 (European Bat Lyssavirus type 1): Assessment of survival and serological status variations using capture-recapture models. PLoS Negl Trop Dis.11:e0006048.
- Roberts, P. & Seabrook, W.A. (1989). A relationship between black rats (*Rattus rattus*), Seychelle fruit bats (*Pteropus seychellensis aldabrensis*) and the coccoid (*Icerya seychellarum*) (*Insecta, Homoptera*) on Aldabra Atoll, Seychelles. Journal of Zoology, L Doi: [10.1111/j.1469-7998.1989.tb02543.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1989.tb02543.x)
- Roy H. E., Bacher S., Essl F., Adriaens T., Aldridge D. C., Bishop J. D. D., Blackburn T. M., Branquart E., Brodie J., Carboneras C., Cottier-Cook E. J., Copp G. H., Dean H. J., Eilenberg J., Gallardo B., Garcia M., Garcia-Berthou E., Genovesi P., Hulme P. E., Kenis M., Kerckhof F., Kettunen M., Minchin D., Nentwig W., Nieto A., Pergl J., Pescott O. L., Peyton J. M., Preda C., Roques A., Rorke S. L., Scalera R., Schindler S., Schonrogge K., Sewell J., Solarz W., Stewart A. J. A., Tricarico E., Vanderhoeven S., van der Velde G., Vila M., Wood C. A., Zenetos A. & Rabitsch W. (2019). Developing a list of invasive alien species likely to threaten biodiversity and ecosystems in the European Union. Global Change Biology 25 (3): 1032–1048
- Ruempler, G. (1982). Chiroptera. In: Klo's, H.-G., and E. M. Lang (eds.). Handbook of Zoo Medicine. Van. Nostrand Reinhold, New York, New York. Pp. 310–312.
- Rydell J, Speakman JR. (1995). Evolution of nocturnality in bats: potential competitors and predators during their early history. Biological Journal of the Linnean Society 54: 183-191. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.1995.tb01031.x>
- Scalera R., Bevilacqua G., Carnevali L. e Genovesi P. (a cura di) (2018). *Le specie esotiche invasive: andamenti, impatti e possibili risposte*. ISPRA. pp 1-121
- Schatz J, Fooks AR, McElhinney L, Horton D, Echevarria J, Vázquez-Moron S, et al. (2013). Bat Rabies Surveillance in Europe. Zoonoses Public Health.60:22–34.
- Scheelings TF, Frith SE (2015). Anthropogenic Factors Are the Major Cause of Hospital Admission of a Threatened Species, the Grey-Headed Flying Fox (*Pteropus poliocephalus*), in Victoria, Australia. PLoS ONE 10(7): e0133638. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0133638>
- Scott TP, Nel LH. (2021). Lyssaviruses and the Fatal Encephalitic Disease Rabies. Front Immunol.;12 December:1–7.
- Seegobin VO & Probst J-M (2020). Seawater ingestion by the Mauritius flying fox. Afr J Ecol. 2020; 00:1–4. <https://doi.org/10.1111/aje.12749>

-
- Serangeli M.T., Cistrone L., Ancillotto L., Tomassini A. & Russo D. (2012). The post-release fate of hand-reared orphaned bats: survival and habitat selection. *Animal Welfare*, 21, 9-18.
- Sewell, T. R., Longcore, J., & Fisher, M. C. (2021). *Batrachochytrium dendrobatidis*. Trends in Parasitology, 37(10), 933-934.
- Sharifi M. & Vaissi S. (2013). The Impact of Body Mass at Birth on Postnatal Growth in Captive Kuhl's pipistrelle, *Pipistrellus kuhlii* (*Chiroptera, Vespertilionidae*). *Mammalia*, 77: 181-186.
- Shepherdson D. J. (2003). Environmental enrichment: past, present and future. 38(1), 118–124. doi:10.1111/j.1748-1090.2003.tb02071.x
- Shepherdson, D.J. (1998): Introduction: tracing the path of environmental enrichment in zoos. In Second Nature: environmental enrichment for captive animals: 1-12. Shepherdson, D. J., Mellen, J. D. & Hutchins, M. (Eds). Washington, DC: Smithsonian Institution Press
- Siemers B. M. & Page R. A. (2009). Behavioral Studies of bats in Captivity: methodology, training, and a experimental design. (T. H. Kunz and S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xiii 373-392 pp.
- Sieradzki, A. & Mikkola, J.H. (2020). A review of European owls as predators of bats, In: Owls (H. Mikkola eds), pp.1 -20.
- Simmons, N.B. & Geisler, J.H. (1998). Phylogenetic relationships of Icaronycteris, Archaeonycteris, Hassianycteris, and Palaeochiropteryx to extant bat lineages, with comments on the evolution of echolocation and foraging strategies in Microchiroptera. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 235, 1–182
- Simpson VR (2000). Veterinary advances in the investigation of wildlife diseases in Britain. *Res Vet Sci* 69: 11–16.
- Smith, J.D. (1976). Chiropteran evolution. In *Biology of Bats of the New World Family Phyllostomatidae (Part I)* (Baker, R.J. et al., eds), pp. 49-69, Texas Tech Press
- Sommer RS, Niederle M, Labes R, Zoller H. (2009). Bat predation by the barn owl *Tyto alba* in a hibernation site of bats. *Folia Zool.* 2009; 58(1): 98–103.
- Speakman J. R., Webb P. I., Racej P. A. (1991). Effects of Disturbance on the Energy Expenditure of Hibernating Bats. *Journal of Applied Ecology*, 28. 1087-1104.
- Speakman JR & Thomas DW (2003). Physiological ecology and energetics of bats. In *Bat Ecology*, ed. TH Kunz, M Brock Fenton, pp. 430–90. Chicago/London: Univ. Chicago Press
- Speakman JR (1991). The impact of predation by birds on bat populations in the British Isles. *Mammal Review*, 21:123-142
- Speakman, J. R., Lumsden, L. F. & Hays, G. C. (1994). Predation rates on bats released to fly during daylight in south-eastern Australia. *Journal of Zoology* 233, 318–321.
- Speakman, J.R. & Racey, P.A. (1989). Hibernal ecology of the pipistrelle bat: energy expenditure, water requirements and mass loss, implications for survival and the function of winter emergence flights. *Journal of Animal Ecology*, 58, 797–813.
- Speakman, J.R. & Rowland, A. (1999). Preparing for inactivity: how insectivorous bats deposit a fat store for hibernation. *Proceedings of the Nutrition Society*, 58, 123–131.
- Springer, M.S. Teeling E.C, Madsen O, Stanhope M.J, de Jong W.W (2001). Integrated fossil and molecular data reconstruct bat echolocation. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 98, 6241–6246
- Stawski C, Willis CKR, Geiser F (2014). The importance of temporal heterothermy in bats. *J Zool* 292:86–100
- Stebbins RE (1988). Conservation of European bats. Christopher Helm, London
- Stegeman, L. C. (1956). Tooth development and wear in *Myotis*. *Journal of Mammalogy*, 37: 58–63.
- Stevens, R. D. (2004), Untangling latitudinal richness gradients at higher taxonomic levels: familial perspectives on the diversity of New World bat communities. *Journal of Biogeography*, 31: 665–674. doi: 10.1111/j.1365-2699.2003.01042.x

-
- Stier, S. C. (2003). Dietary habits of two threatened co-roosting flying foxes (*Megachiroptera*) Subic Bay Philippines. (MSc), The University of Montana
- Stobb, R. (1994). Piscivory in the Comoro Islands flying fox *Pteropus seychellensis comorensis*-a refutation. South African Journal of Science, 90(5), 264–265.
- Straka Tanja M., Greving Hannah & Voigt Christian C. (2020): The effects of bat photographs on emotions, attitudes, intentions, and wildlife value orientations, Human Dimensions of Wildlife, DOI: 10.1080/10871209.2020.1864068
- Studier, E. H. & T. H. Kunz, (1995). Accretion of nitrogen and minerals in suckling bats, *Myotis velifer* and *Tadarida brasiliensis*. Journal of Mammalogy, 76: 32-42.
- Talan DA, Citron DM, Abrahamian FM, Moran GJ, Goldstein EJC (1999). Bacteriologic analysis of infected dog and cat bites. N Engl J Med 340: 85–92
- Teeling, E.C. Madsen, O., Van Den Bussche, R. A., de Jong,W.W., Stanhope,M. J., and Springer, M. S. (2002). Microbat paraphyly and the convergent evolution of a key innovation in Old World rhinolophoid bats. Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A. 99, 1431–1436
- Teeling, E.C. Scally M, Kao D.J, Romagnoli M.L, Springer M.S, Stanhope M.J (2000). Molecular evidence regarding the origin of echolocation and flight in bats. Nature 403, 188–192
- Teeling, E.C. Springer M.S, Madsen O, Bates P, O'Brien S.J, Murphy W.J (2005). A molecular phylogeny for bats illuminates' biogeography and the fossil record. Science 307, 580–584
- Theobald HE (2005). Dietary calcium and health. Nutr Bull.;30(3):237–77
- Théou, P. (2016). Putative predation of *Miniopterus schreibersii* (Vespertilionidae, Chiroptera) by *Zamenis longissimus* (Colubridae, Reptilia) in the Albanian National Park of Prespa Lakes. Mammalia 80: 571–572.
- Tuttle, M.D. and Stevenson, D. (1982). Growth and survival of bats. Pp. 105–150 in: Ecology of bats (ed. T.H. Kunz). Plenum, New York.
- Urbieta, G.L., Torres, J.M., Carvalho Dos Anjos, E.A., Carvalho, C.M. E. & Graciolli, G. (2019). Parasitism of bat flies (Nycteriidae and Streblidae) on bats in urban environments: lower prevalence, infracommunities, and specificity. Acta Chiropterologica, 20, 8
- Valdez, J. W. (2020). Arthropods as vertebrate predators: A review of global patterns. Global Ecology and Biogeography, 29, 1–13. <https://doi.org/10.1111/geb.13157>
- Van Den Bussche, R.A. & Hoofer, S.R. (2004). Phylogenetic relationships among recent chiropteran families and the importance of choosing appropriate out-group taxa. J. Mamm. 85, 321–330
- Van Deusen, H. M. (1968). Carnivorous habits of *Hypsognathus monstrosus*. J. Mammal. 49:335- 336.
- Van Valen, L. (1979). The evolution of bats. Evol. Theory 4, 104–121
- Velasco-Villa A, Mauldin MR, Shi M, Escobar LE, Gallardo-Romero NF, Damon I, et al. (2017). The history of rabies in the Western Hemisphere. Antiviral Res. 2017;146:221–32. doi:10.1016/j.antiviral.03.013.
- Vitousek, P.M., Mooney, H.A., Lubchenko, J. & Melillo, J.M. (1997). Human domination of Earth's ecosystems. Science, 277, 494–499.
- Von Busse, R., Waldman, R. M., Swartz, S. M., Voigt, C. C. and Breuer, K. S. (2014). The aerodynamic cost of flight in the short-tailed fruit bat (*Carollia perspicillata*): comparing theory with measurement. J. R. Soc. Interface 11, 20140147.
- Walker PJ, Freitas-Astua J, Bejerman N, Blasdell KR, Breyta R, Dietzgen RG, et al. (2022). ICTV Virus Taxonomy Profile: *Rhabdoviridae*. J Gen Virol. 2022;103:2021–2.
- Walsh J. R., Carpenter S. R. & Zandeen M. J. (2016). Invasive species triggers a massive loss of ecosystem services through a trophic cascade. Proceedings of the National Academy of Sciences 113 (15): 4081–4085
- Wang LF & Anderson DE. (2019). Viruses in bats and potential spillover to animals and humans. Curr Opin Virol.;34:79–89. doi:10.1016/j.coviro.2018.12.007.

-
- 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 Chiropt.* 11, 220–223.
- Wellehan, J. F. X., M. S. Zens, A. A. Bright, and S. J. Voss. (2001). Type I external skeletal fixation of radial fractures in microchiropterans. *J. Zoo and Wildl. Med.* 32: 487–93.
- Wilde, C.J., Knight, C.H. & Racey, P.A. (1999). Influence of torpor on milk protein composition and secretion in lactating bats. *Journal of Experimental Zoology*, 284, 35–41.
- Wilkinson, G.S.; Brunet-Rossini, A.K. (2009). Methods for age estimation and the study of senescence in bats. In *Ecological and behavioural methods for the study of bats*, Kunz, T.H.; Parsons, S., Eds.; Johns Hopkins University Press, pp.315-325.
- Willig M. R. & Selcer K. W. (1989). Bat Species Density Gradients in the New World: A Statistical Assessment *Journal of Biogeography* Vol. 16, No. 2 (Mar., 1989), pp. 189-195
- Willig M. R., Patterson B. D. and Stevens R. D. (2003). Patterns of range size, richness and body size in the Chiroptera in *Bat Ecology* edited by Kunz T. H. and Fenton M. B.
- Willis C. K. R. & Cooper C. E. (2009). Techniques for studying thermoregulation and thermal biology in bats (T. H. Kunz and S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xiii 646-658 pp.
- Wilson, D. E. (1988). Maintaining bats for captive studies. Pp. 247-264, in *Ecological and behavioral methods for the study of bats* (T. H. Kunz, ed.). Smithsonian Institution Press, Washington, D.C., 533 pp
- Wise EL, Marston DA, Banyard AC, Goharriz H, Selden D, Maclarens N, et al. (2017). Passive surveillance of United Kingdom bats for lyssaviruses (2005–2015). *Epidemiol Infect.* 145:2445–57. doi:10.1017/S0950268817001455.
- Woo PCY, De Groot RJ, Haagmans B, Lau SKP, Neuman BW, Perlman S, et al. (2023). ICTV Virus Taxonomy Profile: *Coronaviridae* 2023. *J Gen Virol.*;104:1–2.
- World Health Organization. (2018). WHO Expert Consultation on Rabies. Third report.
- World Health Organization. WHO Guide for Rabies Pre and Post-exposure Prophylaxis in Humans. (2014). World Heal Organ:1–21
- World Organisation for Animal Health (OIE) & International Union for Conservation of Nature (IUCN) (2014). Guidelines for Wildlife Disease Risk Analysis. OIE, Paris, 24 pp. Published in association with the IUCN and the Species Survival Commission
- World Organisation for Animal Health (OIEa) (2019). Infection with rabies virus. In: Terrestrial animal health code. p. 35. https://www.oie.int/en/what-we-do/standards/codes-and-manuals/terrestrial-code-online-access/?id=169&L=1&htmfile=chapitre_rabies.html.
- World Organisation for Animal Health (OIEb) (2019). Rabies (infection with rabies virus and other *Lyssaviruses*). In: Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. b. https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/3.01.17_RABIES.pdf.
- Zahn, A., and E. Kriner. (2016). Winter foraging activity of Central European Vespertilionid bats. *Mammalian Biology - Zeitschrift für Säugetierkunde* 81:40– 45.
- Zhao H, Rossiter SJ, Teeling EC, Li C, Cotton JA, Zhang S. (2009). The evolution of color vision in nocturnal mammals. *Proc Natl Acad Sci* 106: 8980–8985.
- Zhilalin A (2019). Siberian weasel *Mustela sibirica* Pallas, 1773 predatism on bats during winter period. *Subterranean Biology* 32: 111–117. <https://doi.org/10.3897/subbiol.32.46617>
- Zhou H, Chen X, Hu T, Li J, Song H, Liu Y, et al. (2020). A Novel Bat Coronavirus Closely Related to SARS-CoV-2 Contains Natural Insertions at the S1/S2 Cleavage Site of the Spike Protein. *Curr Biol.*;30:2196-2203.e3. doi:10.1016/j.cub.2020.05.023

Siti citati e consultati:

<http://www.bats.org.uk/>

<https://portals.iucn.org/library/sites/library/files/documents/2013-009.pdf>

Siti di riferimento:

www.tutelapipistrelli.it

<https://www.lubee.org/>

<https://www.eurobats.org/>

<https://www.batcon.org/>

<https://animaldiversity.org/>

<https://www.iucnbsg.org/>

Siti istituzionali

<https://www.izsvenezie.it/temi/animali/pipistrelli/>

<https://www.mase.gov.it/portale/pipistrelli>

<https://www.mase.gov.it/portale/rete-natura-2000>

<https://www.mase.gov.it/portale/cites-convenzione-di-washington-sul-commercio-internazionale-delle-specie-di-fauna-e-flora-selvatiche-minacciate-di-estinzione>

<https://www.mase.gov.it/portale/specie-esotiche-invasive>

