

Kriterienkatalog

zur Beurteilung von Wildtierauffangstationen nach rechtlichen und veterinärmedizinischen Gesichtspunkten

Anforderungen und Voraussetzungen für die
Haltung, Fütterung, Pflege, Rehabilitation und Wiederauswilderung
von heimischen Wildtieren

Michael Lierz und Katrin Hail

Unter Mitarbeit und Kommentierung u.a. von:
Madeleine Martin, Gabi Sparkuhl, Bernd Rüblinger

Beim Betrieb von Wildtierauffangstationen steht die Hilfestellung gegenüber dem verletzten oder hilflosen Wildtier im Vordergrund. Dieser grundsätzlich gutgemeinte Ansatz kann aus fachlichen und rechtlichen Gründen jedoch problematisch sein. Insbesondere ist einerseits ein gutes und auf die jeweilige Tierart bezogenes Fachwissen erforderlich und andererseits unterliegt die Aufnahme von Wildtieren einem Geflecht unterschiedlicher rechtlicher Restriktionen und Vorbehalte. Das Wohl der Wildtiere und die Rechtssicherheit für die Betreiber von Auffangstationen waren die Hauptmotive für die vorliegende Ausarbeitung.

Der folgende Kriterienkatalog (Tabelle 1-3) soll Behördenvertretern, insbesondere in den Veterinär- und Naturschutzbehörden, einen schnellen, umfangreichen und einfachen Überblick über das Management und die Ausstattung einer Wildtierauffangstation geben und die qualitative Beurteilung sowie die Beratung erleichtern. Hierbei handelt es sich um Empfehlungen; der Kriterienkatalog ersetzt nicht die Betrachtung des Einzelfalles und soll das vorhandene Ermessen der Ämter in keinsten Weise einschränken. Darüber hinaus dient der Katalog auch der Eigenkontrolle der Stationsbetreiber, die dadurch zu einer realistischen Einschätzung ihrer Leistungsfähigkeit sowie zur besseren rechtlichen Absicherung ihres Handelns kommen können. Letztlich wird die Einhaltung begründeter Standards auch eine Voraussetzung für eventuelle Anerkennungen und Unterstützungen von Wildtierauffangstationen durch das Land sein müssen. Der Kriterienkatalog soll zunächst schrittweise zur Erprobung eingeführt und anhand der Rückmeldungen aus der Praxis weiterentwickelt werden. Er ist nicht verbindlich, sondern als Arbeitshilfe zu betrachten.

Zu jedem Punkt sind zusätzlich Kommentare zum besseren Verständnis und zur Unterstützung bei der Auswertung eingefügt. Für viele Pläne bzw. Protokolle (Dienstplan, Fütterungsplan, Behandlungsprotokoll...) müssen erst Standards und Muster entwickelt werden. Hier macht es Sinn, aus den vorhandenen Lösungen jeweils die besten zu identifizieren und künftig als Hilfestellung für die Auffangstationen zur Verfügung zu stellen.

Die **Diskussionsgrundlage zur Rehabilitation von Wildtieren** (ISBN 978-3-89274-410-8) erläutert die Hintergründe zu den hier aufgeführten Kriterien und Hinweisen und sollte hinzugezogen werden..

Tabelle 1 dient der grundsätzlichen Datenerhebung und der Nennung von fachlich und/oder gesetzlich begründeten Grundpflichten sowie Zuständigkeiten. Die in Tabelle 2 beschriebenen Kriterien legen sehr wichtige Aufgaben der Wildtierauffangstation dar. Nichterfüllen eines Punktes bedeutet einen erheblichen Mangel der umgehend zu beheben ist oder die Arbeit einer Wildtierauffangstation unterbrechen sollte. Die in Tabelle 3 aufgeführten Punkte beschreiben erforderliche Aufgaben und Leistungsmerkmale der Wildtierauffangstation. Nicht erfüllte Punkte sollten möglichst umgehend nachgeholt, bzw. optimiert werden. Sollten hier mehrere Punkte nicht erfüllt sein, ist in jedem Fall Handlungsbedarf vorhanden.

Tabelle 1: Grunddaten und Zuständigkeiten

(N= Naturschutzbehörde; V= Veterinärbehörde; NV= Naturschutz und Veterinärbehörde (Beide);
E= Eigenkontrolle)

<u>Datenerhebung</u>				
Leiterin / Leiter bzw. Verantwortlicher der Wildtierauffangstation (WTA):				
Stellvertreterin / Stellvertreter:				
Anschrift der WTA:				
Aufgenommene Tierarten: Kapazität (nach Tierarten): Tierart:	Anzahl:			
Vorhandene personelle Kapazitäten:				
durchschnittlich___ Arbeitsstunden pro Woche, verteilt auf Personen				
Vermittlung nicht aufgenommener Tierarten erfolgt an (bitte aufschlüsseln):				
Betreuungstierarzt / -tierärztin:				

	Ja	Nein	Zuständig- keiten
1.1 Ist die Wildtierauffangstation ein <u>Zoo</u> im Sinne des § 42 BNatSchG?			N
1.2 Ist die Wildtierauffangstation ein <u>Tiergehege</u> im Sinne des § 43 BNatSchG? Falls ja, ist zu überprüfen, ob die entsprechenden Auflagen für Tiergehege erfüllt sind. Nach § 43 BNatSchG gelten Wildtierauffangstationen als Tiergehege, wenn sie kein Zoo sind und Tiere wildlebender Arten während eines Zeitraums von mindestens sieben Tagen im Jahr außerhalb von Wohn- und Geschäftsgebäuden in dauerhaften Einrichtungen halten. Zu beachten sind die Ausnahmen nach § 18 HAGBNatSchG.	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N
1.3 Gilt die Wildtierauffangstation als <u>tierheimähnliche Einrichtung</u> nach § 11 TierSchG? Falls ja, ist zu überprüfen, ob die entsprechenden Auflagen für tierheimähnliche Einrichtungen erfüllt sind. Wildtierauffangstationen gelten als tierheimähnliche Einrichtung, wenn sie Wildtiere in nicht geringer Zahl mit dem Ziel aufnehmen, diese wieder auszuwildern, sobald sie sich selbständig erhalten können (VG Darmstadt NuR 2011, Rn 529, 530, Stellungnahme der TVT AK Kleintiere 2008). Gilt insbesondere für die Fälle die weder Zoo noch Tiergehege sind.	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
1.4 Werden die entsprechend der Einteilung (1.1–1.3) vorgegebenen Anforderungen durch die Station erfüllt? Liegen entsprechende <u>Genehmigungen</u> vor? Einteilung nach Zoo, Tiergehege, tierheimähnliche Einrichtung. Falls nein ist der grundsätzliche Betrieb in Frage zu stellen.	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	NV
1.5 Werden Tiere nach HSOG gehalten? HSOG: Hessisches Gesetz über öffentliche Sicherheit und Ordnung			N
1.6 Gilt die Station als <u>gewerblicher Halter</u> für gefährliche Tiere oder besteht eine Ausnahmegenehmigung gemäß § 43a Absatz 1 Satz 3 HSOG für die jeweiligen aufgenommenen gefährlichen Tierarten? HSOG: Hessisches Gesetz über öffentliche Sicherheit und Ordnung; ohne Status als gewerblicher Halter oder ohne Ausnahmegenehmigung dürfen gefährliche Tiere im Sinne des HSOG nicht aufgenommen werden (hierzu zählen z.B. Luchs, Wolf, Kreuzotter, Aspispiper).	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N
1.7 Besteht eine aktuelle und vollständige Buchführung über aufgenommene Tiere und deren Verbleib?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	VN
1.8 Werden Tiere aufgenommen die dem Jagdrecht unterliegen und liegen entsprechende Genehmigungen bzw. Einverständniserklärungen der Jagdausübungsberechtigten vor?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	VN

Tabelle 2: Weitere gesetzliche oder fachliche Erfordernisse zum Betrieb einer Wildtierauffangstation

Nicht rein gesetzlich vorgeschriebene Anforderungen sollen den Überwachungsbehörden eine bessere Einschätzung der Gesamtsituation einer WTA ermöglichen und gelten als Anhalts- bzw. Prüfpunkte bei einer Abnahme einer Station bzw. bei Vor-Ort-Kontrollen. Ferner dienen sie auch der Eigenkontrolle / Selbsteinschätzung der Stationsbetreiber.

(N= Naturschutzbehörde; V= Veterinärbehörde; NV= Naturschutz- und Veterinärbehörde (beide); E= Eigenkontrolle)

<u>Sachkunde</u>	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.1 Liegt eine tierartsspezifische Sachkunde bzw. ein tierartsspezifischer Sachkundenachweis für alle aufgenommenen Tierarten vor?</p> <p>Die Sachkunde wird nach § 2 TierschG Satz 1 Nr. 3 generell verlangt. Der Sachkundenachweis wird nach § 11 Abs. 1 Satz 1 Nr. 3 bzw. auch § 11 Abs. 2 a.F. TierSchG von Wildtierauffangstationen als tierheimähnliche Einrichtung gefordert.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>2.2 In welcher Form wurde der Sachkundenachweis erbracht (evtl. aufschlüsseln nach einzelnen Arten)?</p> <p>_____</p> <p>_____</p> <p>_____</p> <p>_____</p>			V
<p>- Allgemeiner Teil (rechtliche Rahmenbedingungen, Ethik, Euthanasie)</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>- Spezieller Teil, der sich mit den aufgenommenen Tierarten beschäftigt inklusive Berücksichtigung der Besonderheiten des Rehabilitationsprozesses sowie der Anatomie, Physiologie und Biologie (Verhalten der betroffenen Tierarten unter natürlichen Bedingungen) zur Wiederauswilderung</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>- Übereinstimmung des speziellen Teils und der tatsächlich aufgenommenen Tierarten</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>- Ist die Personalausstattung für die Versorgung der Tiere ausreichend?</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>- Liegt ein Dienstplan vor, der die Versorgung der Tiere sicherstellt? (Urlaubszeit, Regelung zur Krankheitsvertretung etc.)</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V

	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.3 Existiert ein Unterweisungsplan für das Personal hinsichtlich des sicheren und fachlich korrekten Umgangs mit den Tieren?</p> <p>Gefahren für Mensch und Tier sollen so vermieden werden. Notwendig zur Erfüllung der Verpflichtungen aus § 2 TierSchG (art- und verhaltensgerechte Unterbringung, angemessene Ernährung und Sachkundeerfordernis)</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>2.4 Gibt es Hinweise die Zweifel an der Zuverlässigkeit des Betreibers /Personals begründen?</p> <p>Vgl. § 11 Abs. 2 a.F. i.V. mit § 21 (5) TierSchG; AVV 12.2.3. Mangelnde Zuverlässigkeit kann z.B. auch angenommen werden, wenn die finanzielle Grundlage nicht ausreicht.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	V
<p>2.5 Liegt ein Managementplan für die Aufnahme von Tieren nach <u>HSOG</u> oder anderweitig gefährlicher Tiere vor (z.B. Fledermäuse, Nager, Gifttiere, Wolf, Luchs, Wildschwein)?</p> <p>Schutzmaßnahmen für das Personal müssen aufgeführt sein, beispielsweise physikalische und chemische Hilfsmittel für den Umgang mit dem Gefahrtier und die wichtigsten Notrufnummern.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, NV
<u>Ablauf der Rehabilitation - Aufnahme</u>			
<p>2.6 Werden gesunde, nicht hilfebedürftige Wildtiere (z.B. Ästling, Rehkitz) wieder rückgeführt, um eine unnötige Aufnahme in der Wildtierauffangstation zu vermeiden?</p> <p>Die Entnahme von nicht hilfsbedürftigen Tieren ist nach §§ 39, 44 BNatSchG verboten. Beachtung § 1 Satz 2 TierSchG</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	NV
<p>2.7 Ist die Herkunft der aufgenommenen Tiere nachvollziehbar dokumentiert?</p> <p>Eine Rückführung ins Ursprungshabitat (vgl. § 45 (5) BNatSchG und Beachtung § 1 Satz 2 TierSchG) sowie eine Übersicht über den Bestand der Wildtierauffangstation ist sonst nicht möglich.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	NV
<p>2.8 Liegt ein Anamnesebogen für jedes aufgenommene Tier vor (Tierart, laufende Nummer, Fundort, Fundzeitpunkt, Fundumstände, Kontaktdaten der Finder für Rückfragen)?</p> <p>Dieser dient der routinemäßigen Abfrage wichtiger Daten.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, NV

	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.9 Werden bei Erschöpfung der Kapazitäten Tiere nach Erstversorgung an andere Wildtierauffangstationen vermittelt oder ganz abgewiesen (mit Verweis auf andere Wildtierauffangstationen, je nach Zustand des Tieres)?</p> <p>Eine Überbelegung muss vermieden werden, um die Qualität der Pflege nicht zu beeinträchtigen.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<u>Ablauf der Rehabilitation – Quarantäne</u>			
<p>2.10 Wurden Exemplare besonders geschützter Arten an die zuständige Naturschutzbehörde gemeldet?</p> <p>Meldung ist gem. § 45 (5) BNatSchG erforderlich.</p>			N
<p>2.10 Findet eine Quarantäne statt?</p> <p>Die Quarantäne stellt ein wichtiges Hilfsmittel zum Schutz der Mitarbeiter, anderer Wildtiere in der Station und eventuell der Haus- und Nutztiere in der Umgebung der Station dar. Empfohlen wird eine Quarantänedauer von 30 Tagen, wenn die Tiere so lange in der WTA sind, in tollwutgefährdeten Bezirken sogar bis zu einem halben Jahr für empfängliche Spezies.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<p>2.11 Ist die Quarantänedauer begründet und liegen Kriterien für die Unterschreitung der Quarantänedauer vor?</p> <p>Es muss eine klare Vorgehensweise inklusive Risikoanalyse bei der Unterbringung der Tiere geben, die schriftlich dokumentiert ist.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<p>2.12 Existiert eine Einschätzung des Zoonoserisikos für aufgenommene Tierarten gegenüber dem Personal und/oder Nutz- und Haustieren?</p> <p>Diese Einschätzung bezieht sich nur auf Tierarten, die auch tatsächlich aufgenommen werden. Hieraus muss ersichtlich sein, welche Gefahren eintreten können und welche Gegenmaßnahmen getroffen werden (z.B. die Gefahr einer Ansteckung mit Fledermaustollwut und die damit einhergehende Regelung, dass nur gültig gegen Tollwut geimpfte Personen mit Handschuhen mit den Fledermäusen Umgang haben dürfen).</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<p>2.13 Gibt es für den Fall eines Krankheitsausbruchs einen separaten Raum, in dem die betroffenen Tiere untergebracht werden können?</p> <p>Dieser Raum dient ebenfalls dem Schutz der Station. Bei Verdacht können betroffene Tiere so lange separiert werden, bis das entsprechende Untersuchungsergebnis vorliegt.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V

<u>Ablauf der Rehabilitation – Haltung</u>	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.14 Ist die Unterbringung der Tiere artgemäß?</p> <p>Hierbei sind Gehegegrößen, Gehegeausstattung, Klimaschutz etc. von Bedeutung. Als Grundlage können die Gutachten zu den Mindestanforderungen an die Haltung verschiedener Tiere und Fachliteratur herangezogen werden. Notwendig zur Erfüllung der Verpflichtungen aus § 2 TierSchG (art- und verhaltensgerechte Unterbringung)</p>	○	○	V
<p>2.15 Werden Abweichungen von fachlichen Haltungsempfehlungen begründet und sind für den vorgefundenen Fall notwendig?</p> <p>Abweichungen von üblichen Haltungen, z.B. Unterschreitung der Gehegegrößen, können zum Zwecke der Therapie (Fangstress, Verhinderung von Flug bei Knochenbrüchen, regelmäßiger Fang etc.) sinnvoll sein, sind aber entsprechend zu begründen.</p>	○	○	E, V
<p>2.16 Ist die Fütterung und das Management der Tiere artgemäß?</p> <p>Als Grundlage können die Gutachten zu den Mindestanforderungen an die Haltung verschiedener Tiere und Fachliteratur herangezogen werden.</p>	○	○	E, V
<p>2.17 Ist der Umgang mit den Tieren artgemäß?</p> <p>Sind entsprechende Fang- und Schutzeinrichtungen zum Umgang vorhanden? Sind Arbeitsanweisungen vorhanden? Als Grundlage dient hier Fachliteratur, so wie der spezielle Teil im Anhang</p>	○	○	E, V
<p>2.18 Ist für jedes Tier ein Fütterungsprotokoll vorhanden?</p> <p>Dieser Punkt dient der Transparenz und Nachvollziehbarkeit.</p>	○	○	E
<p>2.19 Ist jederzeit eine räumliche und hygienische Trennung zwischen den aufgenommenen Wildtieren und anderen Tieren der Station vorhanden?</p> <p>Ein Kontakt zwischen Haus- oder Nutztieren und Wildtieren muss in jedem Fall vermieden werden, damit es nicht zur Übertragung von Krankheiten kommt. Dazu gehört auch eine regelmäßige Desinfektion der Hände und von Gegenständen, die in verschiedenen Bereichen der Wildtierauffangstation eingesetzt werden, und das Wechseln von Kleidung, wo nötig.</p>	○	○	E

<u>Ablauf der Rehabilitation – Methoden</u>	Ja	Nein	Zuständig- keiten
2.20 Existiert eine schriftliche Darlegung, wann die tierärztliche Behandlung als abgeschlossen gilt und anhand welcher Kriterien dies entschieden wird?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
2.21 Liegt ein Ablaufplan der Rehabilitation vor, in dem die einzelnen Schritte aufgeführt sind, sowie die Kriterien/ Beurteilungsparameter wann mit einem folgenden Schritt begonnen wird?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
2.22 Existiert ein schriftlicher Aufzuchtplan mit geeigneten Methoden zur Vermeidung der Fehlprägung bei Jungtieren aufgenommener Arten?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
2.23 Existiert ein schriftlicher Aufzuchtplan mit geeigneten Methoden zur Vermeidung der Menschengewöhnung bei Tieren aufgenommener Arten? Da die Wiederauswilderung das Ziel der Aufnahme von Wildtieren ist, ist es unverzichtbar, eine Gewöhnung an Menschen zu verhindern	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<u>Ablauf der Rehabilitation - Verbleib der Tiere</u>			
2.24 Gibt es in der Station Dauerpfleglinge und falls ja, sind diese im Einzelnen begründet? Grundsätzlich sind reine Dauerpfleglinge abzulehnen und zu euthanasieren. Einzelfälle sind ethisch zu begründen (Nachzuchtprogramm bedrohte Art, Schulungszweck etc.)- siehe Allgemeiner Teil (Diskussionsgrundlage)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
2.25 Sind Dauerpflegefälle gemäß § 12 BArtSchV gekennzeichnet? Tiere, die in Anhang 6 der BArtSchV aufgelistet und die nicht wieder ausgewildert werden können, unterliegen der Kennzeichnungspflicht.	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N
2.26 Liegt bei relevanten Arten die Genehmigung zur Freilassung vor? Dies betrifft vor allem Arten deren Freilassung gesetzlich geregelt ist, wie z.B. jagdbare Arten (Einverständnis des Jagdpächters; Arten mit Freilassungsverbot, z.B. Kaninchen, Wildschweine, Genehmigung der Behörde).	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N

	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.27 Werden Neozoen betreut und ausgewildert?</p> <p>Falls ja, muss geprüft werden, ob es sich um invasive Arten nach EU-VO 1143/2014 handelt und ob eine Auswilderung zulässig, bzw. ob es durch Managementpläne eine Ausnahmeregelung gibt und ob die Kriterien dieser Ausnahmeregelung erfüllt sind.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N
<p>2.28 Sind ein Maßnahmenkatalog und Trainingskonzepte über geeignete Maßnahmen zur Überprüfung der körperlichen Fitness vorhanden?</p> <p>Wenn diese Überprüfung nicht stattfindet, kann nicht garantiert werden, dass sich das Wildtier nach Wiederauswilderung im Sinne des § 45 (5) BNatSchG selbständig erhalten kann und ob es im Sinne des § 3 Nr. 4 TierSchG auf die artgemäße Nahrungsaufnahme vorbereitet und an das Klima angepasst ist.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.29 Sind diese ausreichend und sinnvoll?</p> <p>Ist aus tierärztlicher Sicht nachvollziehbar, dass mit den angewandten Kriterien der körperliche Zustand tatsächlich umfassend beurteilbar ist? (BCS, Flug-, Lauf- und Kletterfähigkeiten, Ausdauer, etc.).</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.30 Werden lebende Tiere vermarktet und liegen hierfür entsprechende Genehmigungen vor?</p> <p>Eine Vermarktung von Wildtieren darf nicht stattfinden. Für Dauerpflegefälle kann durch die zuständige Behörde eine kommerzielle Zurschaustellung genehmigt werden (z.B. in Zoos und Tierparks).</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N, E
<p>2.31 Werden tote Tiere vermarktet und liegen hierfür entsprechende Genehmigungen vor?</p> <p>Eine Verwendung darf nur zu wissenschaftlichen Zwecken erfolgen. Wenn dies nicht gegeben ist, werden tote Tiere an die zuständige Landesbehörde oder, wenn sie dem Jagdrecht unterliegen, an den Jagdpächter abgegeben. Die Verwendung von toten Tieren der besonders geschützten Arten für Zwecke der Forschung und Lehre ist zulässig, bei Exemplaren der streng geschützten Arten ist eine Genehmigung der UNB nach § 45 Abs. 7 Nr. 3 BNatSchG erforderlich.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	N

<u>Tierärztliches Programm</u>	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.32 Existiert ein detaillierter Betreuungsvertrag?</p> <p>Dieser Betreuungsvertrag kann sich beispielsweise am Musterbetreuungsvertrag für Tierheime der Bundestierärztekammer orientieren. Geregelt sein sollte, wie oft der Tierarzt/die Tierärztin in der Station vorstellig wird, wann er/sie nachts und am Wochenende erreichbar ist, auf welche Klinik oder Praxis ausgewichen werden kann, wenn kein Notdienst angeboten wird, welche Aufgaben dem Personal der Wildtierauffangstation übertragen werden und welche Aufgaben routinemäßig vom Tierarzt/von der Tierärztin wahrgenommen werden.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<p>2.33 Werden lebensmittelliefernde Tiere nach §56a AMG behandelt?</p> <p>Hierzu zählen die meisten jagdbaren Tierarten. Wartezeiten oder Verbote der Anwendung sind zu beachten.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<p>2.34 Liegt ein Kriterienkatalog („Abwägungshilfe für den Einzelfall“) für die Entscheidung zwischen Euthanasie und Rehabilitation vor?</p> <p>Dieser Punkt muss schriftlich festgehalten werden.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.35 Wird bzw. wie wird der Tierarzt / die Tierärztin in den Entscheidungsprozess zwischen Euthanasie und Rehabilitation einbezogen?</p> <p>Da die Euthanasie Aufgabe des Tierarztes / der Tierärztin ist, muss er / sie mit einbezogen werden. Falls mit ja beantwortet ist zu prüfen, ob die Entscheidungskraft ausreichend ist.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.36 Wird die Euthanasie bei Fällen mit infauster oder sehr schlechter Prognose auf Wiederauswilderung konsequent durchgeführt?</p> <p>Beurteilung kann z.B. anhand der vorhandenen Dauerpflegefälle erfolgen.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.37 Wird bei der Eingangsuntersuchung eine Diagnose und im Anschluss ein Therapieplan erstellt?</p> <p>Überprüfung kann anhand des Behandlungsplans des jeweiligen Tieres erfolgen.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.38 Liegt ein Plan vor in dem die Zeitpunkte und Kriterien wann eine Re-Evaluierung der Wiederauswilderungsprognose erfolgt, aufgeführt sind?</p> <p>Nach der Eingangseinschätzung soll der Rehabilitationsprozess des Tieres und die Prognose der Wildbahnfähigkeit regelmäßig überprüft werden, um bei einer Verschlechterung der Prognose in der Regel eine Euthanasie durchzuführen.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E

	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>2.39 Liegt ein Ablaufplan einer Routine-Eingangsuntersuchung vor?</p> <p>Die Eingangsuntersuchung sollte in den Grundlagen schematisiert ablaufen und einen Mindestumfang enthalten, um typische und häufige, teilweise auch verdeckt vorliegende Erkrankungen/Infektionen zu erkennen.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.40 Liegt ein tierärztlicher Behandlungsplan für jedes einzelne Tier vor (z.B. Stallkarte)?</p> <p>Ein Behandlungsplan muss nicht nur vorhanden, sondern auch aktuell und dem jeweiligen Tier zuzuordnen sein.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E, V
<p>2.41 Sind die Kriterien zur Aufzucht von Jungtieren für jede Tierart schriftlich erfasst und nachvollziehbar?</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.42 Liegt ein Untersuchungsplan vor, welche Untersuchungen vor der Wiederauswilderung durchgeführt werden, um eine Verbreitung von Krankheiten in wildlebende Populationen zu verhindern, bzw. nach welchen Kriterien darauf verzichtet wird?</p> <p>Klinisch inapparente Infektionserkrankungen können bei Einschleppung in eine naive Population zu schweren Krankheitsausbrüchen führen. Vor der Wiederauswilderung sollte daher ein tierartspezifisches Untersuchungsprotokoll existieren „Wann“, „Wie“ auf „Welche“ Krankheiten untersucht wird. Dies trifft auch auf Krankheiten zu, die zwischen Tierarten innerhalb einer Station übertragen werden können.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>2.43 Besteht eine schriftliche Risikoeinschätzung zur Gefahr der Einschleppung von Krankheiten in naive Populationen oder zur Eingliederung von naiven Individuen in infizierte Populationen?</p> <p>Die Gefahr für naive Populationen durch Einschleppung von Krankheiten ist möglicherweise höher als der Gewinn für die Population aus der Wiederauswilderung eines einzelnen Wildtieres. Umgekehrt ist die Ansteckungsgefahr für ein naives Einzeltier in einer durchseuchten Population möglicherweise tierschutzrelevant.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E

Tabelle 3: Weitere fachlich wichtige Punkte zum Betrieb einer Wildtierauffangstation (dient v.a. der Eigenkontrolle; trotzdem möglichst zeitnahe Umsetzung empfohlen)

(N= Naturschutzbehörde; V= Veterinärbehörde; NV= Naturschutz- und Veterinärbehörde (Beide);
E= Eigenkontrolle

<u>Sachkunde</u>	Ja	Nein	Zuständigkeiten
<p>3.1 Finden regelmäßige Fortbildungen des Personals und der Leitung der Station statt?</p> <p>Neue Erkenntnisse zur Pflege der einzelnen Arten und der Austausch mit anderen Stationen sind ein wertvolles Werkzeug in der Wildtierpflege.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>3.2 Ist Fachliteratur zu den betreuten Tierarten verfügbar und haben die Mitarbeiter der Station darauf einfachen Zugriff?</p> <p>Hier sind besonders Bestimmungsbücher gemeint, auf die schnell zugegriffen werden kann. Dies gilt insbesondere für die Bestimmung von Jungtieren.</p>			E
<u>Datenerhebung</u>			
<p>3.3 Findet eine Aufklärung der Finder statt, wenn nicht hilfsbedürftige Jungtiere oder gesunde adulte Tiere der Natur entnommen werden?</p> <p>Die Entnahme von nicht hilfsbedürftigen Tieren ist nach §§ 39, 44 BNatSchG verboten. Beachtung § 1 Satz 2 TierSchG.</p> <p style="text-align: center;"><input type="radio"/> <input type="radio"/></p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>3.4 Existiert ein Pflege- und Unterbringungsplan als Übersicht für Mitarbeiter, aus dem sich die maximale Kapazität der WTA ablesen lässt?</p> <p>Unnötig lange Wartezeiten für hilfsbedürftige Wildtiere werden vermieden, wenn die Tiere direkt an andere Wildtierauffangstationen weitervermittelt werden können, in denen die Kapazität noch nicht erschöpft ist.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E

<u>Ablauf der Rehabilitation – Quarantäne</u>	Ja	Nein	Zuständig- keiten
<p>3.5 Findet eine Aufzeichnung der Quarantänedauer für jedes aufgenommene Tier inklusive Zuordnungsmöglichkeit zum entsprechenden Tier statt?</p> <p>Transparenz in diesem Punkt ermöglicht die Nachverfolgbarkeit von Maßnahmen und soll eine Verschleppung von Krankheiten in andere Bereiche der Wildtierauffangstation verhindern.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>3.6 Werden Wildtiere über 48 Stunden nach Aufnahme in einem separaten Raum gehalten und dann erst in die Quarantäne verbracht?</p> <p>Wildtiere mit unerkannten inneren Blutungen und schwer erkrankte Wildtiere versterben häufig innerhalb der ersten 48 Stunden bis 5 Tage. Bei Infektionen mit zoonotischen Erregern muss sich dieser separate Raum leicht reinigen und desinfizieren lassen und stellt eine weitere Sicherheitsstufe dar, um das Personal und auch andere Wildtiere der Station zu schützen.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>3.7 Existiert ein separater Behandlungsraum, in dem die Erstuntersuchung und weitere Behandlungen von kranken und verletzten Tieren stattfinden?</p> <p>Dieser Raum dient der Reduktion von Stress für die Wildtiere in der Quarantäne.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<u>Ablauf der Rehabilitation – Haltung</u>			
<p>3.8 Können die Tiere zu ihren jeweiligen Unterlagen (Quarantänedauer, tierärztlicher Behandlungsplan, Fundort etc.) in geeigneter Weise (z.B. durch Markierung oder Einzelhaltung) zugeordnet werden?</p> <p>Dieser Punkt dient der Transparenz und der Möglichkeit zur Wiederauswilderung im Ursprungshabitat.</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<u>Ablauf der Rehabilitation – Methoden</u>			
<p>3.9 Wird der Trainingserfolg auf geeignete Weise festgestellt?</p> <p>Dokumentation der körperlichen Fitness</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
<p>3.10 Liegt ein Katalog vor, nach welchen Methoden trainiert wird?</p>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E

<u>Ablauf der Rehabilitation - Verbleib der Tiere</u>	Ja	Nein	Zuständigkeiten
<p>3.11 Falls Dauerpflegefälle aufgenommen werden: Betreibt die Station in geeignetem Maße Öffentlichkeitsarbeit, wissenschaftliche Arbeit oder anerkannte Nachzuchtprogramme oder gibt es sonst. Gründe, die die Haltung von Dauerpflegefällen rechtfertigen? Ist die Anzahl der Dauerpfleglinge ausreichend, diesen Zweck zu erfüllen oder werden zu wenig / zu viel gehalten?</p> <p>Ist dies nicht der Fall, so sind die betroffenen Tiere entweder an entsprechende Stellen zu vermitteln oder konsequent zu euthanasieren.</p>	○	○	E, (NV)
<p>3.12 Existiert ein Kriterienkatalog der Auffangstation zur Sicherstellung der erfolgreichen Wiederauswilderung?</p> <p>Die Begründung für die Entnahme aus der Natur und die daraufhin stattfindende Rehabilitation ist die Wildbahnfähigkeit. Erfolgreich ist die Wiederauswilderung jedoch erst dann, wenn das Tier sich Wochen und Monate danach selbständig erhalten kann und im Sinne des Artenschutzes auch einer Population anschließt, um sich fortzupflanzen. Die Sicherstellung des Erfolgs ist also der Kern des Rehabilitationsprozesses.</p>	○	○	E
<p>3.13 Existiert ein schriftliches Programm zum gesamten Ablauf der Wiederauswilderung?</p> <p>Ein standardisierter Ablauf sichert die Qualität der Wiederauswilderungsmethoden.</p>	○	○	E
<p>3.14 Wird ein Monitoring des Wiederauswilderungserfolgs in geeigneter Weise durchgeführt?</p> <p>Ein Monitoring ist in vielen Fällen personal- und kostenintensiv, wo die Möglichkeit besteht sollte es jedoch dennoch durchgeführt werden, um mehr über die Effektivität der Rehabilitationsmaßnahmen zu lernen und den Rehabilitationsprozess dahingehend anzupassen und zu verbessern.</p>	○	○	E
<p><u>Tierärztliches Programm</u></p>			
<p>3.15 Wird protokolliert, wann und wie oft der Tierarzt / die Tierärztin in der Station tätig ist und welche Maßnahmen jeweils getroffen wurden?</p> <p>Dieses Protokoll dient der Eigenkontrolle und der Transparenz.</p>	○	○	E

	Ja	Nein	Zuständig- keiten
3.16 Liegt ein Untersuchungsplan, inkl. standardmäßiger Probennahme bei Einlieferung der Tiere vor?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
3.17 Ist das Herausfangen und Behandeln während der Quarantäne mit geringstmöglichem Stress möglich? Schmerzen und Leiden werden hierdurch vermieden. Besonders stressanfällige Wildtiere können sich bei unsachgemäßer Handhabung in Panik selbst verletzen.	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E
3.18 Sind die Gehege geeignet, die Tiere regelmäßig zu fangen und zu behandeln, bzw. zu kontrollieren? Ist eine tägliche Inaugenscheinnahme in den Gehegen möglich?	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	E

Spezieller Teil:

Dieser spezielle Teil dient als kurze Übersicht zu den wichtigsten Tiergruppen die in Wildtierauffangstationen in Hessen betreut werden. Er erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit und deckt nur die wichtigsten Stichpunkte ab. Er ersetzt geeignete Fachliteratur nicht. Die im Folgenden besprochenen Tiergruppen sind absteigend nach ihrer Häufigkeit in hessischen Wildtierauffangstationen geordnet. Die Physiologie, Anatomie und das Verhalten jeder einzelnen Tierart wird nicht aufgeführt, da es den Rahmen dieses Teils sprengen würde und sollte daher über weiterführende Literatur abgedeckt werden. Dies gilt ebenso für die Therapie gängiger pathologischer Zustände und Einzelheiten zur Haltung und Fütterung. Der Kriterienkatalog dient der/m Amtstierärztin / -arzt als kurze Anleitung zur groben Prüfung einer fachgerechten Haltung und Rehabilitation einheimischer Wildtiere.

Als weiterführende Literatur sind beispielsweise geeignet:

- Gavier-Widén, D., Meredith, A., & Duff, J. P. (Eds.). (2012). *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. John Wiley & Sons.

Zur Ätiologie und Therapie siehe z.B.:

- Miller, R. E., & Fowler, M. E. (Eds.). (2014). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8-E-Book* (Vol. 8). Elsevier Health Sciences
- Mullineaux, E., Keeble, E. (Eds.). (2016). *BSAVA Manual of wildlife casualties*, British small animal veterinary association.

Zu Fütterungstechniken siehe:

- Fowler, M. E. (1981). Force-feeding techniques in wild animals. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 12(1), 3-10.

Zur Haltung und Aufzucht siehe:

- Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.
- Mullineaux, E., Keeble, E. (Eds.). (2016). *BSAVA Manual of wildlife casualties*, British small animal veterinary association.

Am Ende jeden Abschnitts finden sich Verweise auf weiterführende Literatur, die für die jeweilige Tiergruppe relevant sind. Diese erheben jedoch keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

Allgemeines:

Das Personal von Wildtierauffangstationen sollte im korrekten Umgang mit Wildtieren unterwiesen sein, und für den Fall von Verletzungs- oder Zoonosegefahr für das Personal sollten schriftliche Protokolle über das sichere Vorgehen vorhanden sein (Blackett 2016, Couper 2016a). Generell sollten Einmalhandschuhe getragen und Hände, Gegenstände und Flächen, die das Tier berührt hat, desinfiziert werden (Chitty 2016, Richardson 2016). Dies gilt besonders bei Erstkontakt mit dem vorgestellten Wildtier. Bei der Untersuchung neu angekommener Tiere sollte im Umgang mit den Wildtieren ein Standardprotokoll befolgt werden, um das Verletzungsrisiko für Mensch und Tier so gering wie möglich zu halten (Richardson 2016) und die Untersuchung selbst zügig und gründlich durchführen zu können. Dazu gehört in den wärmeren Monaten auch eine Untersuchung auf Myiasis (Richardson 2016). Die im Folgenden für jede Tiergruppe aufgeführten häufigen Erkrankungen und Parasiten stellen unverbindliche Untersuchungsempfehlungen dar, die sowohl bei der Behandlung kranker Tiere, während der Quarantäne und auch bei der Risikoanalyse bei Wiederauswilderung herangezogen werden können. Im Fall, dass als gefährlich geltende Tiere aufgenommen werden, muss ein Notfallplan bereitstehen, um mit physikalischen (Treibbretter, Netze, feste Handschuhe, Schutzbrillen etc.) und chemischen Mitteln (chemische Immobilisierung) die Sicherheit von Personal und Wildtier zu gewährleisten (Fowler 2014). Nach dem hessischen Gesetz über öffentliche Sicherheit und Ordnung (HSOG) gelten von den einheimischen Arten nur Luchs (*Lynx lynx*), Wolf (*Canis lupus*), Kreuzotter (*Viperaberus*) und Aspispviper (*Viperaaspis*) als gefährlich. Davon abgesehen können aber einige andere Arten dem Menschen gefährlich werden. Dies direkt durch Verletzungen (z.B. Biss, Griff, Kratzen) oder indirekt durch Zoonosen (z.B. Chlamydiosen, Salmonellose, Tollwut). Ein Kontakt zwischen Wildtieren und Haustieren ist zu vermeiden, um Ansteckungen in beide Richtungen zu unterbinden. Dazu gehören sowohl Haustiere in der Wildtierauffangstation als auch im Tierheim. Für Haustierkrankheiten empfängliche Wildtiere sollten möglichst nicht in der Tierarztpraxis vorgestellt, sondern direkt in der Station untersucht werden (Woodford 2000). Kranke, juvenile und verletzte Tiere sollten ruhig und warm untergebracht sein (Chitty 2016). Für Jungtiere jeder Spezies gilt, dass die Aufzucht durch die Eltern durch den Menschen nur mit hohem Aufwand ersetzt werden kann und daher, wenn möglich, immer eine Rückführung versucht werden muss (Gebhard 1998, Lawson & Best 2016). Ist diese nicht durchführbar, dürfen Jungtiere niemals allein aufgezogen werden (S. Sacher, pers. Mitteilung), es sei denn, die Phase der Speziesprägung (auf Geschwister, auf Eltern, auf spätere Sexualpartner) ist bereits abgeschlossen. Für die meisten Arten liegen für diese Zeitpunkte jedoch keine genauen oder keine Daten vor,

weshalb zur Sicherheit immer mindestens ein zweites Jungtier derselben Art mitaufgezogen werden sollte.

Die Eingangsuntersuchung bei Aufnahme eines Tieres sollte immer dem gleichen Schema folgen. Hier ist besonders auf Traumata sowie Ekto- und Endoparasitosen zu achten, da diese zu den häufigsten pathologischen Befunden gehören (z.B. Keymer 1983, Gebhard 1998, Woodford 2000, Stocker 2005, Pfäffle 2010, Bosch & Lurz 2011, Pizzi & Seddon 2016, Chitty 2016, Forbes 2016, Richardson 2016). Treten Traumata einer bestimmten Genese bei einer der im Folgenden beschriebenen Tiergruppen besonders häufig auf, sind sie explizit beschrieben. Infektionskrankheiten werden aufgeführt, um der Amtsveterinärin / dem Amtsveterinär und der Wildtierauffangstation Hinweise zu geben, wenn für eine Wiederauswilderung in einem anderen als dem Ursprungshabitat eine Risikoanalyse vorgenommen werden muss. Diese Erkrankungen können auch symptomlos vorkommen und stellen dann möglicherweise für die Population im Zielhabitat ein Problem dar (Woodford 2000). Die Einschätzung für die Risikoanalyse muss durch die Wildtierauffangstation anhand aktueller Literatur und unter Berücksichtigung der vorkommenden Erkrankungen im Zielhabitat erfolgen. Sind Infektionskrankheiten der alleinige Grund für die Aufnahme in der Wildtierauffangstation, können sie auch als Selektionsmarker betrachtet werden (Kirkwood & Best 1998). Daher stellen die aufgeführten viralen und bakteriellen Erkrankungen keine Behandlungsempfehlung dar. In solchen Fällen sollte die Euthanasie des Tieres in Betracht gezogen werden (Kummerfeld et al. 2005). Parasiten können den Genesungsprozess zusätzlich belasten und können sich in den Gehegen der Wildttierstationen anreichern. Zusätzlich ist die Re-Infektionsrate in Gehegen größer als in der freien Wildbahn. Daher sollten sie immer behandelt werden. Ist eine übermäßige Parasitenlast jedoch der alleinige Grund für einen schlechten Allgemeinzustand, sind auch Parasiten als Selektionsmarker zu betrachten und eine Euthanasie in Betracht zu ziehen (Kirkwood & Best 1998). Treten durch Infektionskrankheiten Gefahren für den Menschen auf, werden sie in den einzelnen Abschnitten erwähnt.

Grundsätzlich sollten neu ankommende Wildtiere eine Quarantäne durchlaufen. Die Quarantäne beträgt in der Regel 30-35 Tage, außer für empfängliche Tiere in tollwutgefährdeten Bezirken (hier ist eine Ausdehnung auf sechs Monate oder länger möglich) (Woodford 2000). Während der Quarantänedauer müssen die Tiere einzeln untergebracht sein, wenn es sich nicht um Jungtiere aus dem gleichen Wurf oder Gelege handelt. Nach Abschluss der Quarantäne und tierärztlichen Behandlung werden Langzeitpatienten üblicherweise in Gehege mit Naturboden und Vegetation

umgesiedelt. Handelt es sich um soziale Spezies, kann jetzt die Zusammenstellung von sozialen Gruppen durchgeführt werden, um arttypisches Verhalten zu fördern (Goulden 2016).

Kurzzeitpatienten können auch vor Ablauf der Frist wieder ausgewildert werden, sobald dies vom Zustand des Tieres her möglich ist (Mullineaux et al. 2016). Dies ist jedoch bei der Risikoanalyse übertragbarer Krankheiten in die Zielpopulation besonders zu berücksichtigen. Insgesamt ist bei der Risikoanalyse auch zu beachten, dass in der Zielpopulation vorkommende Krankheiten, das frei zu lassende Tier gefährden können (Woodford 2000).

Vor der Wiederauswilderung ist die Eignung des Auswilderungshabitats zu prüfen, insbesondere, wenn es sich nicht um das Herkunftshabitat handelt. Der limitierende Faktor für die Aufnahmekapazität eines Habitats ist häufig nicht die Dichte einer bestimmten Art, sondern das Nahrungsangebot oder beispielsweise die Anzahl von Nisthöhlen für Säuger (Juškaitis 2005) und Brutplätzen für Vögel (Strohmaier 2013) oder von geeigneten Singwarten für Singvögel (Schuhmacher & Fartmann 2003) auf einer bestimmten Fläche.

Grundsätzlich sind die Tiere auf die Freilassung vorzubereiten. Je länger die Tiere in Menschenobhut waren, je ausgeprägter muss die Vorbereitung sein. Dies kann körperliches Training voraussetzen oder z.B. kognitives Training, um geeignete Nahrung finden zu können.

Weiterführende Literatur:

Blackett, T. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 137-151.

Bosch, S., & Lurz, P. W. (2011). *Das Eichhörnchen*. VerlagsKG Wolf.

Chitty, J. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 389-397.

Couper, D. (2016a). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 175-191.

Forbes, N. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 398-420.

Fowler, R. (2014). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8*, Eds: R. Eric Miller, Murray Fowler, ISBN: 9781455773978, Saunders

Gebhard, J. (1998). Das Fledermausbrevier Teil I und II. Sonderdruck aus „Schweizer Tierschutz STS - Du + die Natur“ Nr. 2/96 und Nr. 3/97

Goulden, S. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 355-378.

HSOG: Hessisches Gesetz über die öffentliche Sicherheit und Ordnung, 1990

Juškaitis, R. (2005). The influence of high nestbox density on the common dormouse *Muscardinus avellanarius* population. *Acta theriologica*, 50(1), 43-50.

Keymer, I. F. (1983). Diseases of squirrels in Britain. *Mammal Review*, 13(2-4), 155-158.

Kirkwood, J. and Best, R. (1998): In *Practise* 1998 20: 214-216doi: 10.1136/inpract.20.4.214, Treatment and rehabilitation of wildlife casualties: legal and ethical aspects

Kummerfeld, N., Korbel, R., & Lierz, M. (2005). Therapie oder Euthanasie von Wildvögeln – tierärztliche und biologische Aspekte. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(6), 431-439.

Lawson, B., & Best, D. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 421-438.

Mullineaux, E., Keeble, E. (Eds.). (2016). *BSAVA Manual of wildlife casualties*, British small animal veterinary association.

Pfäffle, M. P. (2010). *Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehog (Erinaceus europaeus)* (Doctoral dissertation, Karlsruher Inst. für Technologie, Diss., 2010).

Pizzi, R. & Seddon, C. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 343-354.

Richardson, J. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 192-209.

Schuhmacher, O., & Fartmann, T. (2003). Offene Bodenstellen und eine heterogene Raumstruktur–Schlüsselrequisiten im Lebensraum des Warzenbeißers (*Decticus verrucivorus*). *Articulata*, 18(1), 71-93.

Stocker, L. (2005). *Practical Wildlife Care, 2nd edn*. Blackwell Publishing Ltd, Oxford.

Strohmaier, B. (2013) Auswirkungen eines Winterhochwassers mit Eisbildung auf die Brutvogelgemeinschaften der Augewässer in den österreichischen March-Auen.

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

Einzelne Tiergruppen:

A Vögel (Aves):

Auffangstationen, die regelmäßig Wildvögel aufnehmen, sollten dies ausführlich dokumentieren und die Tiere entsprechend kennzeichnen, um eine Unterscheidung einzelner Individuen in der Wildtierauffangstation und den weiteren Verbleib in der Wildbahn nachvollziehen zu können (Schäffer & Rönsch 2005) und um Rückmeldung über den Erfolg der angewandten Methoden zur Wiederauswilderung zu erhalten.

Die Fixierung des Tieres erfolgt

- Bei Wildvögeln unter 150g Gewicht mit einer Hand
- Bei größeren Vögeln, außer Greifvögel, im Taubenthaltergriff
- Bei Rabenvögeln mit beiden Händen oder in einem Handtuch (Lawson & Best 2016).
- Bei Vögeln, bei denen für den Menschen eine Verletzungsgefahr besteht, sind weitere Vorsichtsmaßnahmen in den entsprechenden Kapiteln beschrieben.

Untersuchungen, beginnend mit der Erstuntersuchung, müssen zügig durchgeführt werden, da Vögel stressempfindlich sind (Forbes 2016). Eine routinemäßige vollständige ophthalmologische Untersuchung ist dabei in jedem Fall unabdingbar, da traumatisch bedingte Läsionen zum überwiegenden Teil am hinteren Augensegment lokalisiert und daher von außen nicht sichtbar sind (Kummerfeld et al. 2005). Ein- oder beidseitiger Visusverlust führt bei fast allen Spezies dazu, dass sie in der Natur nicht überlebensfähig sind (Kummerfeld et al. 2005, Pizzi & Seddon 2016).

Eine Quarantäne für aufzunehmende Vögel sollte zunächst für zwei bis fünf Tage in einem besonderen Aufnahmeraum erfolgen. Hier sollte eine Barriere, z.B. Schleuse, die Haltungseinrichtungen der übrigen Station abgrenzen (Kummerfeld et al. 2005). Die Kurzzeitunterbringung in der Quarantäne erfolgt im Käfig oder einer Krankbox mit nicht zu großen Türen, damit die Vögel nicht entkommen (Lawson & Best 2016).

In einigen Fällen werden Vögel mit nicht zu erkennenden massiven inneren Blutungen (Gehirn, Leber oder Lunge) oder schweren Infektionen innerhalb der ersten 48h der Quarantäne verenden (Kummerfeld et al. 2005). Einige Infektionen sind nur schwer, sehr langwierig oder gar nicht zu behandeln. An Tuberkulose erkrankte Vögel sollten z.B. euthanasiert werden.

Generell gilt, dass eine Artbestimmung besonders bei Küken zur optimalen Versorgung und erfolgreichen Wiederauswilderung unerlässlich ist, da sehr genau zwischen Körner-, Insekten-, Fleisch- und Allesfressern unterschieden werden muss (Brandes 2009). Entsprechende Bestimmungsliteratur für die Zuordnung der Jungvögel sollte in der Wildtierstation vorhanden

sein. Auch das Alter der Fundvögel spielt eine große Rolle im Umgang mit dem Tier, da sich hierauf die Fütterungsintervalle, die Art der Wiederauswilderung und die Intensität des Trainings gründen. Eine nicht professionelle Aufzucht von Jungvögeln führt früher oder später zu deren Verenden (Kummerfeld et al. 2005). Falsche Fütterung kann zu Gefiederschäden und damit zu einer erschwerten oder unmöglichen Wiederauswilderung führen (Kummerfeld et al. 2005, Brandes 2009). Eine tägliche Bademöglichkeit ist für die Gefiederentwicklung ebenfalls wichtig (Wildvogelhilfe.org 2005) und Jungtiere benötigen zur Vorbeugung von Rachitis Sonnenlicht bzw. UVB-Licht (Doneley 2006, Chitty 2016). Die Unterbringung von Nesthockern erfolgt in Ersatznestern, bis sie stehen können, und mit einer Wärmequelle, bis das Gefieder geschlossen ist (Brandes 2009). Sobald die Jungen das Nest verlassen und in die Ästlingsphase kommen, sollten sie in eine geschützte Voliere umgesetzt werden. Hier können sie ihre Flugmuskulatur trainieren und aus diesen Volieren dann auch im Soft Release ausgewildert werden (Lawson & Best 2016). Falls die Tiere noch nicht selbständig aus dem Napf fressen, müssen sie in der Voliere weiter von Hand gefüttert werden (Brandes 2009). Einige Arten, z.B. Greifvögel sollten über Kunstnester im Freiflug ausgewildert werden.

Einige Arten sind nicht winterharte Zugvögel und müssen daher in der kalten Jahreszeit frostsicher untergebracht sein (Kummerfeld et al. 2005). Standvögel dagegen sollten im Winter auch kalt gehalten werden, um eine Wiederauswilderung im nächsten Frühjahr zu begünstigen (Kummerfeld et al. 2005).

Vor allem die Wiederauswilderung ist ein problematischer Zeitpunkt. Bei jungen Vögeln sollte sie daher über einen Soft Release in Außenvolieren erfolgen, sobald die Vögel selbständig Futter aufnehmen (Brandes 2009). Kontakt zu Artgenossen ist hierbei wichtig (Wildvogelhilfe.org 2005). Für adulte Vögel, die nur einige Tage in der Wildtierauffangstation waren, eignet sich ein Hard Release im Ursprungshabitat gut (Mullineaux et al. 2016). Vögel, insbesondere Beutegreifer, müssen nach einem mehr als 14 tägigen Aufenthalt in einer Station trainiert werden (Lierz et al, 2005). In den folgenden Kapiteln werden die jeweiligen Besonderheiten der entsprechenden Vogelgruppen stichpunktartig aufgeführt.

Weiterführende Literatur:

Bergs, S. *Der Wildvogelpatient: statistische Untersuchungen zum medizinischen, organisatorischen und finanziellen Aufwand für die Versorgung von verletzten Wildvögeln* (Doctoral dissertation, München, Univ., Diss., 2009).

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Chitty, J. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 389-397.

Doneley, B. (2006). Pigeon medicine and surgery. In *North American Veterinary Conference* (Vol. 20, pp. 1525-1530). North American Veterinary Conference.

Forbes, N. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 398-420.

Kirkwood, J. and Best, R. (1998): In *Practise* 1998 20: 214-216doi: 10.1136/inpract.20.4.214, Treatment and rehabilitation of wildlife casualties: legal and ethical aspects

Kummerfeld, N., Korbelt, R., & Lierz, M. (2005). Therapie oder Euthanasie von Wildvögeln – tierärztliche und biologische Aspekte. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(6), 431-439.

Lierz, M., Greshake, M., Korbelt, R., & Kummerfeld, N. (2005). Falknerisches Training und Auswilderbarkeit von Greifvögeln – ein Widerspruch?. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(6), 440-445.

Peters, M., Kilwinski, J., Reckling, D., & Henning, K. (2009). Gehäufte Todesfälle von wild lebenden Grünfinken an Futterstellen infolge *Trichomonas-gallinae*-Infektionen – ein aktuelles Problem in Norddeutschland. *Kleintierpraxis*, 54, 433-438.

Pizzi, R. & Seddon, C. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 343-354.

Schäffer, D., und Rönsch, K. (2005). Jungvögel als Fundtiere, ein unterschätztes Problem – Auswertung von Internetanfragen. DVG-Vet-Congress 2005, Fachgruppe Tierschutzrecht, Nürtingen.

Wildvogelhilfe (2005). <http://wildvogelhilfe.org/aufzucht/aufzucht.html>,
<http://wildvogelhilfe.org/aufzucht/artbestimmung.html>

A-1 Sperlingsvögel (Passeriformes), Schwalben (Hirundinidae), Mauersegler (*Apusapus*) und andere kleinere Vögel

Hierzu zählen unter anderem auch Spechte.

Haltung/Handling:

- Mauersegler und Schwalben nicht in Käfigen, sondern in glattwandigen Boxen oder Kisten, damit das Gefieder nicht beschädigt wird, halten (Steinbach-Sobiraj & Pees 2007).
- lange Rehabilitation beim adulten Mauersegler ist aus tierschutzrechtlichen Gründen nicht angezeigt (Hagen et al. 2005).

Jungtiere:

- Wenige Tage alten Küken aller Arten zusätzlich Probiotika zufüttern (z.B. Bird Bene-Bac) (Brandes 2009).
- Fütterungsintervall für Nestlinge beträgt 30 Min. über 14-15 Stunden täglich. Den Magen-Darm-Trakt nicht überladen, sondern nur so lange füttern, bis das Betteln und Sperren deutlich nachlässt.
- Für Ästlinge den Abstand der Intervalle langsam auf 60 Min steigern, um die Tiere zum selbständigen Fressen zu animieren (Brandes 2009)
- bei Rabenvögeln den Kontakt zum Menschen auf das Nötigste, wie Füttern und Reinigung, beschränken (Lawson & Best 2016)
- bei Fehlen artgleicher Jungvögel Abgabe der Rabenvögel an andere Stationen, die Vögel der gleichen Art im passenden Alter aufgenommen haben (Rogoschik, pers. Mitteilung)

- Möglichkeit, sich ausreichend zu bewegen und die Umgebung zu erkunden, sind für die Entwicklung junger Rabenvögel überaus wichtig (Brandes 2009)
- Zwangsfütterung bei jungen Mauerseglern ist notwendig, da sie nicht sperren. Schnabel dabei seitlich öffnen (Brandes 2009).

Ernährung:

- drei große Gruppen an Ernährungstypen: Weichfresser, Körnerfresser und Allesfresser
- Allesfresser sind hauptsächlich Rabenvögel.
- Körnerfresser mit kurzem, kräftigem, kegelförmigem Schnabel (Sperlinge, Finken)
- Weichfresser sind hauptsächlich insektivor (häufig auch Spinnentiere und Regenwürmer) und haben einen feinen, schmalen Schnabel (Grasmücken, Fliegenschnäpper, Drosseln, Stare, Meisen, Schwalben) (Brandes 2009, Lawson & Best 2016)
- Allesfresser mit einer breiteren, längeren Schnabelform als der der Weichfresser (Lawson & Best 2016)
- Artbestimmung für die Auswahl des passenden Futters unabdingbar (Brandes 2009)
- Futterangebot für Rabenvögel in der Ästlingsphase so vielseitig wie möglich (Nüsse, ganze Eier, Kleintiere, etc.) und in der Voliere versteckt oder aufgehängt, um eine einseitige Futterprägung zu vermeiden (Brandes 2009)
- Spechte benötigen aufrecht stehende Rindenstücke, an denen sie sitzen und nach Nahrung suchen können (Lawson & Best 2016)

Tab. 4: Geeignete Futtermittel für unterschiedliche Nahrungstypen

Nahrungstyp	Grundfutter	Besonderheiten
Körnerfresser: (Girlitz, Grünfink, Stieglitz, Erlenzeisig, Birkenzeisig, Hänfling, Gimpel) (Brandes 2009)	10% Insekten, 90% Beoperlen/Futtermischung für Körnerfresser	Ästlinge: kommerzielles Eifutter unter das gewohnte Futter gemischt; nach und nach wird dieses dann durch Körnerfutter (Kanarienfutter oder Waldvogelfutter) ersetzt

<p>Körnerfresser: (Buchfinken, Kernbeißer, Sperlinge, Lerchen, Ammern) (Brandes 2009)</p>	<p>50% Insekten (zerteilte Grillen und Drohnenbrut), 50% Beoperlen/ Futtermischung für Weichfresser oder Körnerfresser (1 Teil Eifutter oder Quikon Handaufzuchtfutter für Kanarien, 1 Teil zarte Haferflocken, 1 Teil gekochter Reis, 1 Teil Speisequark, 2g Korvimin ZVT auf 100g Futtermischung)</p>	<p>Altvögel sind Körnerfresser, Jungvögel werden aber hauptsächlich mit Insekten ernährt! Ästlinge: kommerzielles Eifutter unter das gewohnte Futter gemischt; nach und nach wird dieses dann durch Körnerfutter (Kanarienfutter oder Waldvogelfutter) ersetzt</p>
<p>Empfindliche Insektenfresser: (Meisen, Zaunkönig, Schnäpper, Stelzen, Rotschwänze, Grasmücken) (Brandes 2009)</p>	<p>80% Insekten (zerteilte Grillen und Drohnenbrut), 20% Beoperlen/ Futtermischung für Weichfresser (2 Teile reines Insektenfutter, 1 Teil hart gekochtes Ei, 1 Teil Speisequark, 2g Korvimin ZVT auf 100g Futtermischung)</p>	<p>Ästlinge: lebende Futtertiere wie Mehlwürmer über das gewohnte Futter streuen</p>
<p>Weniger empfindliche Insektenfresser: (Drosseln, Stare) (Brandes 2009)</p>	<p>50% Insekten, 50% Beoperlen/ Futtermischung für Weichfresser</p>	<p>Ästlinge: lebende Futtertiere wie Mehlwürmer über das gewohnte Futter streuen</p>
<p>Schwalben: (Brandes 2009)</p>	<p>100% Insekten (zerteilte Grillen und Drohnenbrut)</p>	
<p>Mauersegler: (nach Brandes 2009 und Deutsche Gesellschaft für Mauersegler e.V.)</p>	<p>Reine Insektenfresser, Futter: subadulte, unbeflügelte Heimchen und Grillen (12-18mm groß); Drohnenbrut</p>	<p>Falls die Segler nicht gut fressen: Beine, Flügeldecken und Vorderteile der Insekten entfernen</p>

Rabenvögel: (nach Brandes 2009)	Zerteilte Eintagsküken & Mäuse (30%), Beoperlen, eingeweichtes Katzentrockenfutter, Hunde- und Katzendosenfutter (ges. 25%), Weichfuttermischung für Singvögel (25%), Futterinsekten (10%), Nüsse, süße Früchte (10%)	In der Ästlingsphase so vielseitig wie möglich füttern (Nüsse, ganze Eier, Kleintiere) und Futter verstecken oder aufhängen
---	---	---

Zoonoserisiko:

- hauptsächlich *Chlamydia psittaci*, *Campylobacter* sp., *Escherichia albertii*, *Mycobacterium avium*, *Yersinia* spp. und *Salmonella enterica* spp. *enterica* ser. Typhimurium (Meissner & Anz 1977, Kapperud, Gerbermann et al. 1994, Stenwig & Lassen 1998, Niskanen et al. 2003, Lawson & Best 2016).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten:

- Bei infektiösen Erkrankungen muss häufig euthanasiert werden, da besonders die kleinen Wildvögel erst bei prognostisch ungünstigen Zuständen klinische Symptome zeigen (Lawson & Best 2016)
- Paramyxoviren, insbesondere andere als PMV-1, können bei Sperlingsvögeln Erkrankungen hervorrufen.
- Mauersegler, auch Jungtiere, sind oft von Bandwürmern befallen (Brandes 2009)
- Abgebrochene Schwung- und Stoßfedern verlängern beim Mauersegler die Rehabilitationszeit deutlich, daher sollten diese Federn geschifft werden (Haupt 2001, Hagen et al. 2005)
- Das Gefieder darf auf keinen Fall verkleben oder abgestoßen sein, schon kleinste Einschränkungen gefährden das Überleben des Seglers (Brandes 2009)
- Stoß- oder Schwungfedern dürfen nicht gezogen werden (Hagen et al. 2005)

Wiederauswilderung:

- Kleine Jungvögel werden in die Auswilderungsvoliere gesetzt, sobald sie futterfest sind
- Soft Release, sobald Scheu vor dem Menschen gezeigt wird (Brandes 2009)
- Die Ausflugklappe der Auswilderungsvoliere bleibt danach geöffnet und es wird weiterhin Futter angeboten, bis die Vögel nicht mehr zurückkehren
- Bei Rabenvögeln wird die Ausflugklappe dauerhaft geöffnet, sobald die Gefiederentwicklung vollständig abgeschlossen ist (Brandes 2009)
- Mauersegler immer über Hard Release, wenn alle Schwungfedern voll herausgewachsen sind (vordere Schwungfedern mindestens 160 mm lang, die Flügelspitzen überragen bei zusammengelegten Flügeln die Enden der Stoßfedern) und keine Federspulen mehr zu erkennen (Brandes 2009)
- Mauersegler zeigen dann Unruhe, zitterndes Trainieren der Flugmuskulatur, und lassen sich nur noch schwer füttern (Haupt 2001)
- Optimales Wetter für eine Wiederauswilderung beim Mauersegler ist trocken, mit leichtem Wind (Brandes 2009). Auf keinen Fall den Vogel hochwerfen (Haupt 2001). Der Segler springt von allein von der Hand oder startet auf ebenem, glattem Boden (Brandes 2009)
- Anfang September ist der letztmögliche Zeitpunkt, einen Mauersegler in Deutschland auszuwildern. Spätere Wiederauswilderungen finden über die „Deutsche Gesellschaft für Mauersegler e.V.“ statt.

Weiterführende Literatur:

BMEL, Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft, 1996. Gutachten über die Mindestanforderungen an die Haltung von Kleinvögeln

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Deutsche Gesellschaft für Mauersegler e.V., <http://www.mauersegler.com/>

Hagen, N., Lierz, M., & Hafez, H. M. (2005). DER KLINISCHE FALL: Federreparatur zur Wiederauswilderung eines Mauerseglers (*Apus apus*). *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(5), 389-392.

Haupt, C. (2001). *Mauersegler in Menschenhand: erste Hilfe, Aufzucht und Pflege, tierärztliche Versorgung*. Deutsche Gesellschaft für Mauersegler.

Lawson, B., & Best, D. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 421-438.

Mullineaux, E., Keeble, E. (Eds.). (2016). *BSAVA Manual of wildlife casualties*, British small animal veterinary association.

Steinbach-Sobiraj, K., & Pees, M. (2007). Wildvögel in der Praxis-Erste Hilfe und Versorgung. *kleintier konkret*, 10(03), 18-23.

A-2 Entenvögel (Anatidae), Schreitvögel und andere Wasservögel

Die in diesem Abschnitt beschriebenen Arten sind weniger nach Taxonomie als nach den Anforderungen an ihre Unterbringung zusammengefasst. Er umfasst daher unter anderem Arten der Ordnungen Ciconiiformes (Reiher, Dommeln), Charadriiformes (Regenpfeiferartige), Gruiformes (Kranichvögel) sowie Wasservögel inklusive Enten, Schwäne, Gänse und Taucher.

Haltung/Handling:

- Graureiher und Dommeln stechen nach Gesicht und Augen. Zum Schutz Brillen tragen oder ein Stück Gartenschlauch auf den Schnabel aufsetzen (Kummerfeld et al. 2005, Pizzi & Seddon 2016)
- Schwäne und Gänse beißen und schlagen mit den Flügeln (Goulden 2016). Die Flügel daher gut fixieren, entweder mit den Händen oder mit einem Handtuch, das um das Tier gewickelt wird (Goulden 2016)
- Während der Paarungszeit kann mit aggressiverem Verhalten gerechnet werden (Goulden 2016)
- Immer auf ausreichend Platz für die Tiere achten, besonders Reiher neigen bei angezogenen Beinen durch Zirkulationsstörungen zu Frakturen und Paralysen der Beine,

und Verletzungen der Karpalgelenke. Sie müssen bequem aufrecht stehen können (Pizzi & Seddon 2016)

- Die Unterbringung erfolgt in Außenvolieren (für am Wasser lebende Arten mit Wasserteil, bei Reiher und Kranichen ist eine flache, breite Schüssel mit Wasser ausreichend), sobald die tiermedizinische Behandlung abgeschlossen ist (Pizzi & Seddon 2016)
- Tiere aus demselben Ursprungshabitat nach Abschluss der Quarantäne zusammen in kleinen Gruppen halten, Einteilung nach Körpergröße und Alter der Tiere
- Taucher benötigen Schwimmmöglichkeiten oder, falls aus gesundheitlichen Gründen nicht möglich, eine sehr weiche Auflage (z.B. Schaumstoff, in Handtücher eingeschlagen) (Goulden 2016)

Jungtiere:

- Viele Graureiherküken und auch Küken anderer Arten (Dommeln, Kraniche, Wachtelkönig) sind oftmals durch einen Kalziummangel vorbelastet (Ball 2003, Carpenter 2003, Waters 2003). Jungtierfutter großer Arten daher täglich mit einem Kalziumpräparat supplementieren (Pizzi & Seddon 2016)
- Küken von Nestflüchtern müssen immer zum dazugehörigen Muttertier und den Geschwistern gesetzt werden, in einer Pflegefamilie kommt es zu Aggressionen gegenüber den fremden Jungtieren (Kummerfeld et al. 2005)
- Fehlt das Muttertier, bleibt nur eine Waisengruppe zur Aufzucht, bereits auf die eigene Art geprägte Einzeltiere verkümmern sonst, und auf den Menschen geprägte Tiere (innerhalb der ersten Lebensstunden) können nicht wieder ausgewildert werden (Kummerfeld et al. 2005, Brandes 2009)
- Werden die Jungtiere erst im Alter von einigen Tagen der Natur entnommen, ist die Gefahr der Fehlprägung als gering einzustufen (Pizzi & Seddon 2016)
- Unterbringung in den ersten beiden Lebenswochen erfolgt in einem Kükenheim oder einer Aufzuchtbox für Nestflüchternküken
- Weitere Unterbringung erfolgt dann in einem Laufstall für Nestflüchternküken, wobei die Tiere bei kühler oder feuchter Witterung über Nacht zu Beginn noch in das Kükenheim zurückgesetzt werden (Brandes 2009)
- Deckung des Wasserbedarfs in der ersten Zeit über eine Stülptränke, später flache Wasserschale ohne steilen Rand, damit schwimmende Tiere nicht panisch an der falschen Stelle nach einem Ausstieg suchen und ertrinken

- Sobald die Tiere sich ausreichend putzen und dabei ihr Gefieder einfetten, muss eine Bademöglichkeit mit großen Waschschüsseln oder Duschwannen gegeben sein (Brandes 2009).
- Direkt nach Durchbrechen des Deckgefieders Umsiedlung in eine Voliere mit Teich und Naturboden
- Heranwachsende Jungschwäne und Tauchenten benötigen besonders viel Wasserfläche mit ausreichend Tiefe zum Schwimmen, damit sich keine Pododermatitis ausbildet (Brandes 2009)
- Jungschwäne nicht mit Kükenstarter aufziehen, weil sie dann zu schnell wachsen (Goulden 2016)

Ernährung:

- Frisch geschlüpfte Küken zehren noch von ihrem Dottersack, beim Höckerschwankküken kann dies mehrere Tage dauern, bei Entenküken meist nur einen Tag (Brandes 2009)
- Nahrung wird von Beginn an selbständig aufgenommen, als Grundfutter Entenstarter als Pelletfutter anbieten
- Für frisch geschlüpfte Küken die Pellets in einer flachen Schale mit Wasser übergießen, sodass es einige Millimeter hoch über den Pellets steht. Es darf dabei kein pappiger Brei entstehen.
- Wasserlinsen oder klein gehackten Salat mit in die Schale geben (Brandes 2009). Langsam den Grünfutteranteil erhöhen
- Handelt es sich nicht um Stockenten-, Graugans- oder Höckerschwankküken, wird ein Spezialfutter aus Eifutter, hart gekochtem und zerkleinertem Ei, Mehlwürmern und anderen Futterinsekten sowie Lundi-Micro® der Firma Lundi angeboten (Brandes 2009)
- Für adulte Tiere sollte das Futter, wo nicht anders vermerkt, in einer Schüssel mit Wasser angeboten werden, um natürlichen Verhaltensweisen entgegenzukommen (Brandes 2009) (siehe Tabelle 5)

Tab.5: Geeignete Futtermittel für unterschiedliche Nahrungstypen

Nahrungstyp / Arten	Grundfutter
Taucher (Goulden 2016)	Fisch (sollte gefroren gelagert und nach Bedarf im Kühlschrank aufgetaut werden)
Graureiher (Goulden 2016)	Fisch und Eintagsküken
Kraniche (Goulden 2016)	Mäuse und Eintagsküken
Insektenfresser (Pizzi & Seddon 2016)	Müssen auf natürlichem Boden nach Insekten suchen können, fressen sonst nicht selbständig
Tauchenten: (Goulden 2016)	Fisch, Weizen, grünes Blattgemüse, Brot, kommerzielles Wassergeflügelfutter
Schwimmenten, Schwäne, Gänse (Goulden 2016)	Weizen, grünes Blattgemüse, Brot, kommerzielles Wassergeflügelfutter

Zoonoserisiko:

- Aviäre Influenza A, sofern es sich um hochpathogene Stämme handelt (Allwinn & Doerr 2005, Freidl 2014). In Deutschland wurden bisher keine Infektionen von aviärer Influenza beim Menschen festgestellt (Robert-Koch-Institut, Stand November 2015). *Chlamydia psittaci*, Salmonellen, Mycobakterien, *Camphylobacter* sp..

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Traumata z.B. durch andere Tiere, Kollisionen, Geschosse und Angelhaken, und Auszehrung (Pizzi & Seddon 2016, Goulden 2016)
- Mehr als geringfügige Verletzungen des Schnabels erfordern eine Euthanasie (Pizzi & Seddon 2016)
- Vergiftungen hauptsächlich durch Blei aus Geschossen oder Angelgewichten und durch Botulismus (Goulden 2016)
- Aspergillose tritt in Mernschenobhut auf, wenn z.B. Stroh als Untergrund verwendet oder die Einstreu nicht täglich gewechselt wird und die Belüftung nicht effizient genug ist (Goulden 2016)

- Reiher und Kraniche sind für Pododermatitiden empfänglich und sollten daher auf Kunstrasen stehen (Pizzi & Seddon 2016)
- Unter den viralen Erkrankungen spielen besonders die Entenpest (Virusenteritis der Enten, duck virus enteritis (DVE)), die aviäre Influenza (Wassergeflügel stellt ein Reservoir hierfür dar) (Goulden 2016) und Avipoxviren (Krone et al. 2003) eine Rolle
- Häufige bakterielle Erkrankungen werden durch *Clostridium perfringens*, *Yersinia* sp., *Pasteurella* sp., *Riemerella anatipestifer*, *E. coli*, *Proteus* sp., *Actinomyces* sp., *Nocardia* sp. und *Mycobacterium avium* ausgelöst (Goulden 2016, Pizzi & Seddon 2016)
- Kokzidiose, *Echinura uncinata*, *Amidostomum* sp. sowie Cestoden und Trematoden gehören zu den wichtigsten Endoparasiten (Goulden 2016, Pizzi & Seddon 2016).
- Häufig werden Entenegel (*Theromyzon tessulatum*) und verwandte Spezies sowie Federlinge und Myiasis gefunden (Goulden 2016, Pizzi & Seddon 2016).

Wiederauswilderung:

- Stressanfällige Spezies, wie z.B. Taucher, sollten schnell wieder ausgewildert oder, wo dies nicht möglich ist, euthanasiert werden (Pizzi & Seddon 2016).
- Das Gefieder von Wassergeflügel muss vor der Wiederauswilderung wasserabweisend sein. Dies muss über einige Tage hinweg in der Auffangstation beobachtet werden (Goulden 2016).
- Wiederauswilderung am besten morgens, damit sich die Tiere gut orientieren können (Pizzi & Seddon 2016)
- Stockentenküken können im Alter von zwei Monaten ausgewildert werden, sofern sie dann schon flugfähig sind und in einer großen Voliere mit Teich und Grünfläche aufgezogen wurden. Sie werden in der Gruppe an ein geeignetes Gewässer gesetzt, allerdings nicht in der Nähe anderer Enten, da diese ihr Revier verteidigen (Brandes 2009)
- Graugänse und Höckerschwäne sind erst im Alter von etwa viereinhalb Monaten flugfähig und sollten auch erst dann, nach Art der Stockenten, ausgewildert werden (Brandes 2009)
- Andere Arten werden über Hard Release an einem Gewässer ausgewildert, an dem die entsprechende Art vorkommt, oder in ihrem Ursprungshabitat (Pizzi & Seddon 2016).

Weiterführende Literatur:

Allwinn, R., & Doerr, H. W. (2005). Ist die Vogelgrippe eine Gefahr für den Menschen?. *DMW-Deutsche Medizinische Wochenschrift*, 130(15), 946-948.

Ball, R. L. (2003). Charadriiformes (gulls, shorebirds). *Zoo and Wild Animal Medicine*, 36-141.

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Carpenter, J. W. (2003). Gruiformes (cranes, limpkins, rails, gallinules, coots, bustards). *Zoo and Wild Animal Medicine*. 5th ed. St Louis, MO: Saunders Elsevier, 171-180.

Freidl, G. S., Meijer, A., de Bruin, E., de Nardi, M., Munoz, O., Capua, I., ...& Banks, J. (2014). Influenza at the animal-human interface: a review of the literature for virological evidence of human infection with swine or avian influenza viruses other than A (H5N1). *Eurosurveillance*, 19(18), 8-26.

Goulden, S. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 355-378.

Krone, O., Henne, E., Blahy, B., et al. (2003). Preliminary results: causes of death and diseases of the Eurasian crane (*Grus grus*) in Germany. *Proceedings of the 7th EAAV Conference and the 5th ECAMS Scientific Meeting, Tenerife*

Kummerfeld, N., Korbel, R., & Lierz, M. (2005). Therapie oder Euthanasie von Wildvögeln – tierärztliche und biologische Aspekte. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(6), 431-439.

Pizzi, R. & Seddon, C. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 343-354.

Robert-Koch-Institut:

https://www.rki.de/DE/Content/Infekt/EpidBull/Merkblaetter/Ratgeber_Influenza_zoonotisch.html;jsessionid=349FE73DBEDE46CD5DF7FD17612F689B.1_cid372

Waters, M. (2003). Ciconiiformes (herons, ibises, spoonbills, storks). *Zoo and wild animal medicine (ed 5)*, Saunders-Elsevier, Philadelphia, 122-129.

A-3 Tauben (Columbidae)

Haltung/Handling:

- Ringeltauben mit beiden Händen halten oder in ein Handtuch einwickeln, um sie vor Selbstverletzung und Federverlust zu schützen, da sie beim Handling mit den Flügeln schlagen (Chitty 2016). Besonders bei Ringeltauben können Schwung- und Stoßfedern schnell ausgezogen werden.
- Adulte Tiere können kurzzeitig in Transportboxen für Kleintiere untergebracht werden. Diese sollten so hoch wie möglich gestellt werden, um den Tauben ein Gefühl von Sicherheit zu geben (Chitty 2016).

Jungtiere:

- Die Unterbringung von Jungtieren erfolgt in Kunstnestern, z.B. den kommerziell für Taubenzüchter erhältlichen Taubennestern. Diese werden in einen Karton oder eine Box gestellt, um ein Entkommen der Tauben zu verhindern. Bis zur vollständigen Befiederung sollte die Umgebungstemperatur 30°C betragen (Brandes 2009).
- Sobald die Tauben vollständig befiedert sind und selbständig Nahrung aufnehmen, werden sie zum Flugtraining in eine Voliere gesetzt (Chitty 2016). Diese sollte neben Sitzstangen mit einem feinmaschigen Netz unter dem Volierendach und einer Holzverschalung an den Seiten ausgestattet sein, damit sich die Tiere bei Erschrecken nicht an Gefieder oder Kopfhaut verletzen (Brandes 2009). Dies gilt insbesondere für Ringeltauben.

Ernährung:

- Zur Handaufzucht von Jungtauben können als Kropfmilchersatz NutriBird-A21 oder Orlux Handmix von Versele-Laga, Kaytee exact, Quikon Hand-Vormula oder Quikon Handaufzucht für Kanarien verwendet werden (Brandes 2009).
- Sobald das Gefieder geschlossen ist, und bei adulten Tieren, wird für Ringel- und Stadtauben ein kommerzielles Brieftaubenfutter, bestehend aus Körnern und Leguminosen, in einem flachen Napf angeboten (Doneley 2006).
- Für die kleinere Türkentaube eine Mischung für kleine Ziertauben anbieten oder Sittichfutter auf Hirsebasis unter das grobe Taubenfutter mischen (Brandes 2009)
- Außerdem muss Grit angeboten werden (Brandes 2009)

Zoonoserisiko:

- Hauptrisiko für den Menschen sind die Salmonellose und Chlamydiose (*Chlamydia psittaci*), auch bei Tieren, die nicht krank erscheinen (Chitty 2016).
- Bei der Reinigung der Haltungseinrichtungen daher nicht nur Handschuhe tragen, sondern auch Staubmasken und Brillen, um das Risiko einer Chlamydieninfektion gering zu halten. Die zu reinigenden Flächen zuerst mit Desinfektionsmittel anfeuchten, um die Entstehung von Aerosolen zu verhindern (Chitty 2016).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten:

- Traumata durch Kollisionen, Luftgewehrgeschosse und Greifvögel und Verfangen in Netzen (Chitty 2016)
- Taubenpocken (*Avipoxvirus columbae*), Herpesviren und Taubenparamyxovirus (PMV) kommen ebenfalls vor (Doneley 2006, Chitty 2016).
- Häufig gesehene bakterielle Erreger sind *Salmonella* sp. und *E. coli*, außerdem *Chlamydia psittaci*, Mykoplasmen, Staphylokokken, Streptokokken und *Pasteurella* sp. (Chitty 2016).
- *Capillaria* sp. und Askariden zählen wie Kokzidien zu den häufigen Endoparasiten von Tauben (Chitty 2016).
- Zecken können durch heftige Gewebsreaktionen das Allgemeinbefinden beeinträchtigen (Chitty 2016).

Wiederauswilderung:

- Wiederauswilderung junger und adulter Tiere nach zwei Wochen in der Auswilderungsvoliere
- Über die nächsten Tage auf einem Dach oder einem anderen offenen Platz in der Nähe weiterhin das gewohnte Futter im gewohnten Napf anbieten (Brandes 2009).
- Unter Umständen müssen die Tauben in weiterer Entfernung von der Wildtierauffangstation ausgewildert werden, damit sie nicht zurückkommen (Stocker 2005).

Weiterführende Literatur:

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Chitty, J. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 389-397.

Doneley, B. (2006). Pigeon medicine and surgery. In *North American Veterinary Conference* (Vol. 20, pp. 1525-1530). North American Veterinary Conference.

Stocker, L. (2005). *Practical Wildlife Care, 2nd edn*. Blackwell Publishing Ltd, Oxford.

A-4 Greifvögel (Accipitriformes), Falken (Falconidae) und Eulen (Strigiformes)

Haltung/Handling:

- Siehe **BMEL Mindestanforderungen an die Haltung von Greifvögeln und Eulen**
- Verletzungsgefahr durch Krallen und bei Adlern auch durch den Schnabel (Forbes 2016).
- Eine ophthalmologische Untersuchung gehört immer zur Eingangsuntersuchung von Greifvögeln dazu (Korbel 2000, Forbes 2016).
- Glatte Kisten oder Boxen für die kurzzeitige Unterbringung
- Gefieder immer schützen (Stoßfederschutz z.B. aus altem Röntgenfilm), um die Wiederauswilderung nicht durch beschädigte Federn zu verzögern (Kummerfeld et al. 2005).
- Außerdem muss immer eine Sitzstange oder ein Sitzblock angeboten werden, sodass die Stoßfedern nicht den Boden berühren (Forbes 2016).
- Sichtkontakt zu anderen Tieren (egal ob Beutetier oder von der gleichen Art) ist zu vermeiden (Forbes 2016).
- Zur weiteren Unterbringung siehe Lierz, M., Hafez, H. M., Korbel, R., Krautwald-Junghanns, M., Kummerfeld, N., Hartmann, S., & Richter, T. (2010). Empfehlungen für die tierärztliche Bestandsbetreuung und die Beurteilung von Greifvogelhaltungen. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 5 (2010).

Jungtiere:

- Frisch geschlüpfte Greifvögel und Falken benötigen ein Ersatznest und zusätzliche Wärme.
- Nach Ausbildung des zweiten Dunenkleides ist Zimmertemperatur ausreichend.
- Junge Falken können nach Ausbildung des zweiten Dunenkleides in einen Auswilderungskasten mit einem Untergrund aus z.B. Rundkies gesetzt werden, dessen Einflug zu Beginn mit einer vergitterten Klappe verschlossen ist. Dieser kann an einem Gebäude angebracht werden, damit die Tiere in den Wildflug gehen können (siehe unten).
- Für Bussarde und andere Habichtsartige eignen sich besonders Hunde- oder Katzenkörbe mit einem Kunsthorst aus Zweigen darauf, die auf einem Pfahl angebracht werden. Diesen stellt man an einem geeigneten Platz für den Wildflug auf (Brandes 2009).

Ernährung:

- Für Nahrungsspezialisten wie Wespenbussard (*Pernis apivorus*) oder Fischadler (*Pandion haliaetus*) reicht die Sachkunde für Greifvögel generell nicht aus, da diese Arten spezielle Ansprüche stellen und in der Haltung schwierig sind (Brandes 2009).
- Verfüttert werden sollten ganze Tierkörper von Geflügel und Kleinsäugetern (Eintagsküken, Tauben, Wachteln, Mäuse, Ratten, Kaninchen) (Hunde- und Katzenfutter sowie Fleisch von Großsäugern wie Rind und besonders Schwein sind ungeeignet). Siehe hier auch Leix (Hrsg., Die Beizjagd, 2018, Franck-Kosmos-Verlag)
- Für Nahrungsspezialisten ist eine entsprechende Anpassung des Futters an die Ansprüche der Art notwendig (Brandes 2009).
- Fressen die Tiere nicht freiwillig, sollten sie mit Fleisch niemals gestopft werden und stattdessen über eine Sonde Futterbrei erhalten (Forbes 2016).
- Vor der nächsten Fütterung muss der Kropf komplett geleert sein, und bei der Verfütterung von gewöllebildenden Stoffen muss einmal am Tag, meist morgens vor der Fütterung, ein Gewölle geworfen werden (Brandes 2009).
- Jungvögel aller Arten beginnen erst mit Durchbrechen der Schwung- und Stoßfedern Gewölle zu bilden. Vorher müssen die Futtertiere komplett enthäutet und Eingeweide, Füße, Kopf und die langen Röhrenknochen entfernt werden. (Brandes 2009). Das Fleisch kann bis zu einem Tag im Kühlschrank aufbewahrt werden, nachdem es im Mixer zerkleinert wurde. Das Gemisch aus Fleisch, Vitaminen und Mineralstoffen wird direkt vor der Fütterung erwärmt, ohne zu kochen.

Zoonoserisiko:

- Für den Menschen sind die aviäre Chlamydiose, Salmonellose und Tuberkulose von Bedeutung. Auf Hygiene und Selbstschutz achten (Forbes 2016). Griffverletzungen können sich bakteriell infizieren. Da die Eingriffe meist sehr klein sind und sich schnell verschliessen, sind tiefe verzögert auftretende Infektion, auch mit Anaerobiern, komplikationsvoll.

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Vergiftungen durch Blei, Organophosphate, Carbamate, alpha-Chloralose und Rodentizide können lange genug überlebt werden, dass die Vögel noch in die Wildtierauffangstation gebracht werden (Forbes 2016).

- Das Newcastle-Disease-Virus, die aviäre Influenza, Avipoxviren, das West-Nil-Virus und Adenoviren können Greifvögel, Falken und Eulen infizieren (Lierz et al. 2002, Schettler et al. 2003, Krone et al. 2004, Hesterberg et al. 2009, Ziegler et al. 2012)
- Adenoviren werden durch das Verfüttern von infizierten Vögeln übertragen und durch Tiefgefrieren nicht abgetötet (Forbes 2016). Geflügelfleisch oder Fleisch von anderen Vogelspezies sollte daher nicht verfüttert werden (Forbes 2016).
- Chlamydiose und Tuberkulose gehören zu den wichtigsten bakteriellen Erkrankungen (Lierz et al. 2002, Schettler et al. 2003).
- Wird eine Aspergillose diagnostiziert, ist das Tier einzuschläfern, da die Prognose im Hinblick auf Behandlungsdauer und Wiedererlangung der körperlichen Fitness als schlecht einzuschätzen ist (Forbes 2016).
- Zeckenbisse (*Ixodes frontalis*) können zu übermäßigen Reaktionen, ggf. sogar zu bakteriellen Infektionen führen (Monks et al. 2006).
- Ektoparasiten mit weniger drastischen Folgen sind Milben (*Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum*, *Dermoglyphus* spp., *Cnemidocoptes* spp.), Federlinge (*Mallophago* spp.), Lausfliegen (*Hippoboscidae* spp.) und Schmeißfliegenlarven (Myiasis).
- Häufige Endoparasitosen werden verursacht durch Askariden, *Spirurida* spp., *Syngamus tracheae*, *Cyathostoma* spp., Trematoden und Trichomonaden sowie Kokzidien (Joseph 1999, Honisch 2009, Lierz et al. 2010, Forbes 2016).

Wiederauswilderung:

Juvenile Greifvögel und Falken:

- Unverletzte, gesunde Tiere sollten umgehend zum Fundort rückgeführt und auf einen erhöhten, ruhigen Platz gesetzt werden, beispielsweise ein Flachdach. Die Elterntiere versorgen sie dort dann weiter (Brandes 2009)
- Ein Soft Release von Jungtieren ist mit den unten beschriebenen Methoden im Normalfall gut möglich
- Jungtiere, die aufgrund von Verletzungen oder anderen Erkrankungen die Bettelflugphase verpasst haben und für die die unten stehenden Methoden daher nicht geeignet sind, müssen mit falknerischem Training an Beute gebracht werden, da eine ausschließliche Haltung in großen Flugvolieren zu keiner signifikanten Erhöhung der Überlebensdauer nach der Auswilderung führt (Fajardo et al. 2000).

- Falknerisches Training ermöglicht das Überprüfen der Flugfähigkeit und selbständiges Erjagen lebender Beute (Mueller & Degernes 1989, Arend 2001, Lierz et al. 2005, Holz et al. 2006).
- Die ideale Umgebung hierfür ist das spätere Auswilderungshabitat (Forbes 2016).
- Bei Jagdflügen der Tiere sind die jagdlichen Bestimmungen einzuhalten (Reviergrenzen, Jagdzeiten, etc.), da dieses Training als Jagdausübung gilt (BJagdG).
- Falkner und Falknerverbände sollten in den Wiederauswilderungsprozess mit eingebunden werden oder das Personal der Wildtierauffangstationen entsprechend schulen (Lierz et al. 2005).
- Für Eulen ist ein falknerisches Training nicht notwendig und wäre auch nur dann möglich, wenn die Tiere auf den Menschen geprägt sind, was einer Wiederauswilderung entgegensteht.

Auswilderungsmethoden für junge Greifvögel und Falken:

Sind in der Nähe Alttiere der gleichen Art bekannt, zu deren gleichaltrigen Jungtieren die Fundtiere gesetzt werden können, kann die sogenannte Adoptionsmethode angewendet werden. Die Alttiere kümmern sich dann sowohl um die eigenen als auch um die zugesetzten Jungtiere (Bednarek 1996). Um die Altvögel zu unterstützen, kann in deren Nähe Futter angeboten werden. Die Jungvögel müssen mindestens einen Tag lang beobachtet werden, ohne dass die Eltern dies bemerken. Greift ein Elternteil nach dem Jungtier oder wird es über den ganzen Tag hinweg nicht von den Eltern gefüttert, gilt der Versuch als gescheitert und das Jungtier muss wieder aus dem Nest genommen werden (Brandes 2009).

Beim Wildflug werden die Jungvögel am Beginn der Ästlingsphase in einem Kunstnest bis zur Selbständigkeit gefüttert, ohne dass Elterntiere anwesend sind. Dies findet möglichst ohne Sichtkontakt zum Menschen statt. Die Tiere erlernen das Jagen autodidaktisch und wildern sich selbst aus (Fox 1995). Ältere Tiere gewöhnen sich nicht an die neue Umgebung und verlassen sie sofort wieder.

Greifvögel und Falken, adulte Tiere:

- Ein falknerisches Training der Greife ist bei schlechter Kondition erforderlich, oder bei Aufhalten länger als 14 Tage (Lierz et al. 2005). Dies gilt besonders für hochspezialisierte Verfolgungs oder Überraschungsjäger, weniger für Ansitzjäger.
- Für Falken sind das Federspieltraining (Fox 1995) und das Drachentraining, besonders bei Wanderfalken, (Morell 1998, Arend 2001) beschrieben und führen zu einer guten Verbesserung der Kondition. Beireiteübungen eignen sich für Habicht, Sperber, Bussard und Adler (Fox 1995) und das Vertical Jumping ist geeignet für alle Greifvögel und Falken (Layman 1994) (zur Durchführung dieser Methoden siehe in der weiterführenden Literatur)
- Alle oben beschriebenen Trainingsmethoden erfordern eine zeitlich begrenzte Anbindehaltung mittels Geschüh. Vorteile sind die Schonung des Gefieders und die kurzzeitige Gewöhnung an den Menschen und dadurch die Reduktion von handlingsbedingtem Stress (Heidenreich 1995). Eine Anbindehaltung (mit Geschüh) ist jedoch nur zu Trainingszwecken über einen begrenzten Zeitraum zu tolerieren (BMELF, 1995).
- Zur Einschätzung der Kondition erfolgen regelmäßige Gewichtskontrollen und eine Verlaufsdocumentation, ergänzend wird die Brustmuskulatur beurteilt und die Atmung nach den Trainingseinheiten dokumentiert (hochfrequente Atmung mit offenem Schnabel nach welcher Trainingsintensität? Wie schnell beruhigt sich diese wieder?) (Fox 1995).

Eulen:

- Haben sich die Jungtiere in der Auswilderungsvoliere eingewöhnt, fliegen problemlos und fressen selbständig, so kann die Tür der Voliere geöffnet werden. Über die nächsten Tage sollte weiterhin Futter in der Voliere angeboten werden, um den Tieren den Übergang in die Freiheit zu erleichtern (Soft Hack) (Forbes 2016).
- Schleiereulen können mittels eines Schleiereulenkastens ausgewildert werden, indem man die gut fliegenden Jungvögel über zwei Tage mittels eines Gitters vor dem Ausflug im Kasten einsperrt, damit sie sich an ihn gewöhnen, und dann abends das Gitter entfernt. Es wird weiterhin Futter im Kasten angeboten, welches man abends, nach dem Ausfliegen der Eulen, hineinlegt (Brandes 2009).
- Eulen, die zuvor keine lebende Beute geschlagen haben, haben bei einem Hard Release schlechte Überlebenschancen (Fajardo et al. 2000).

- Möglich sind eine Unterscheidung von Individuen mittels bioakustischer Individualerkennung (bspw. beim Uhu, Lengagne 2001, Geidel 2007) oder Telemetrie (Hegemann et al. 2007) zur Kontrolle des Auswilderungserfolgs.

Weiterführende Literatur:

Arend, L. (2001). *Reconditioning Raptors: A Training Manual for the Creance Technique*. The Raptor Center, College of Veterinary Medicine at the University of Minnesota, USA

Bednarek, W. (1996). Zuchtbericht 1994 – Naturentfremdung behindert Greifvogelschutz. *Greifvögel und Falknerei* (1994): 42-45.

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Fajardo, I., Babiloni, G., & Miranda, Y. (2000). Rehabilitated and wild barn owls (*Tyto alba*): dispersal, life expectancy and mortality in Spain. *Biological Conservation*, 94(3), 287-295.

Forbes, N. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 398-420.

Fox, N. (1995). *Understanding the Bird of Prey*. Hancock House Publishers Ltd, Canada

Geidel, C. (2007). Untersuchung zur bioakustischen Individualerkennung adulter Uhus (*Bubo bubo*). Diplomarbeit

Hegemann, A., Hegemann, E. D., & Krone, O. (2007). Erfolgreiche Wiederauswilderung eines einäugigen Uhus (*Bubo bubo*) mit anschließender Brut. *Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr*, 120, 183-188.

Heidenreich, M. (1995). *Greifvögel: Krankheiten, Haltung, Zucht; mit 31 Tabellen*. Blackwell Wiss.-Verlag.

- Hesterberg, U., Harris, K., Stroud, D., Guberti, V., Busani, L., Pittman, M., ...& Brown, I. (2009). Avian influenza surveillance in wild birds in the European Union in 2006. *Influenza and Other Respiratory Viruses*, 3(1), 1-14.
- Holz, P. H., Naisbitt, R., & Mansell, P. (2006). Fitness level as a determining factor in the survival of rehabilitated peregrine falcons (*Falco peregrinus*) and brown goshawks (*Accipiter fasciatus*) released back into the wild. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 20(1), 15-20.
- Honisch, M. (2009). *Phylogenie von Nematoden einheimischer Greifvögel* (Doctoral dissertation, Freie Universität Berlin).
- Joseph, V. (1999). Raptor hematology and chemistry evaluation. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 2(3), 689-699.
- Korbel, R. T. (2000). Disorders of the posterior eye segment in raptors—examination procedures and findings. *Raptor biomedicine III*, 179-194.
- Krone, O., Essbauer, S., Wibbelt, G., Isa, G., Rudolph, M., & Gough, R. E. (2004). Avipoxvirus infection in peregrine falcons (*Falco peregrinus*) from a reintroduction programme in Germany. *The Veterinary Record*, 154(4), 110-113.
- Kummerfeld, N., Korbel, R., & Lierz, M. (2005). Therapie oder Euthanasie von Wildvögeln – tierärztliche und biologische Aspekte. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(6), 431-439.
- Layman, S. (1994). Vertical Jumping. Hawk Chalk – Mitteilungsblatt der North American Falconers Association, USA, 23(1) 17-21
- Leix (Hrsg.), Die Beizjagd, 2018, Franck-Kosmos-Verlag, ISBN: 978-3-440-15470-0
- Lengagne, T. (2001): Temporal stability in the individual features in the calls of Eagle Owls (*Bubo bubo*). *Behaviour* 138: 1407-1419.

Lierz, M., Göbel, T., & Kaleta, E. F. (2002). Vorkommen von Chlamydophila psittaci, Falkenherpesvirus und Paramyxovirus 1 bei geschwächt oder verletzt aufgefundenen Greifvögeln und Eulen. *Tierärztl Prax*, 30, 139-144.

Lierz, M., Greshake, M., Korbel, R., & Kummerfeld, N. (2005). Falknerisches Training und Auswilderbarkeit von Greifvögeln—ein Widerspruch?. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 33(6), 440-445.

Lierz, M., Hafez, H. M., Korbel, R., Krautwald-Junghanns, M., Kummerfeld, N., Hartmann, S., & Richter, T. (2010). Empfehlungen für die tierärztliche Bestandsbetreuung und die Beurteilung von Greifvogelhaltungen. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*, 5(2010).

Monks, D., Fisher, M., & Forbes, N. A. (2006). Ixodes frontalis and avian tick-related syndrome in the United Kingdom. *Journal of small animal practice*, 47(8), 451-455.

Morell, P. (1998). Drachenfliegen – eine neue Methode des Flugtrainings für Beizvögel. In: Greifvögel und Falknerei. Melsungen: Neumann-Neudamm 1999; 122-31

Mueller, L., & Degernes, L. (1989). Physiological assessment of rehabilitated raptors prior to release. *Wildlife J*, 12, 7-8.

Schettler, E., Fickel, J., Hotzel, H., Sachse, K., Streich, W. J., Wittstatt, U., & Frandölich, K. (2003). Newcastle disease virus and Chlamydia psittaci in free-living raptors from eastern Germany. *Journal of wildlife diseases*, 39(1), 57-63.

Schettler, E., Langgemach, T., Sömmer, P., Streich, J., & Frölich, K. (2001). Seroepizootiology of selected infectious disease agents in free-living birds of prey in Germany. *Journal of Wildlife Diseases*, 37(1), 145-152.

Ziegler, U., Seidowski, D., Angenvoort, J., Eiden, M., Müller, K., Nowotny, N., & Groschup, M. H. (2012). Monitoring of West Nile virus infections in Germany. *Zoonoses and public health*, 59(s2), 95-101.

B Säuger (Mammalia)

Die unterschiedlichen Gruppen von Säugetierarten sind nach ihrer ungefähren Häufigkeit in hessischen Wildtierauffangstationen geordnet. Regelmäßig werden Jungtiere gebracht, die vermeintlich hilflos und/oder verwaist sind. Für die Ernährung verwaister Säugetiere ist es wichtig, die Zusammensetzung der Milch zu kennen, die sich tierartlich sehr unterscheidet (Mullineaux et al. 2016). Unterschiedliche Rezepte werden im Folgenden nicht aufgeführt und sollten daher der Fachliteratur entnommen werden. Unterbringung und Handling der verschiedenen Gruppen werden kurz erläutert, sind aber nicht umfangreich genug beschrieben, um eine alleinige Wissensquelle darstellen zu können. Auch hier sollte daher auf Fachliteratur zurückgegriffen werden.

Zur Vermeidung von Krankheitsübertragungen sollte die Quarantänedauer für Säuger mindestens 35 Tage betragen (Woodford 2000). Einige bei der Wiederauswilderung angebrachte Markierungen, beispielsweise Mikrochiptransponder, machen eine entsprechende Genehmigung erforderlich. Hierfür sind in Hessen die Regierungspräsidien zuständig.

Zur Haltung von Säugern siehe: **BMEL Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren und BMEL Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Wild in Gehegen.**

B-1 Igel (*Erinaceus europaeus*)

Haltung/Handling:

- Igel reagieren auf Annäherung mit Zusammenrollen. Das Entrollen der Igel kann durch leichte Auf- und Abbewegung und durch Streichen über die Rückenstacheln gefördert werden, um die klinische Allgemeinuntersuchung durchführen zu können. Sobald der Igel ausgerollt ist, kann er an den Hintergliedmaßen nach oben gehalten werden, während die Vordergliedmaßen den Untersuchungstisch berühren (Bexton 2016).
- Igel können beißen, tun dies aber nur selten.
- Das als Abwehr gedachte Schnauben kann als respiratorische Erkrankung fehlinterpretiert werden (Bexton 2016).

- Die Unterbringung erfolgt einzeln in glattwandigen Kisten oder Boxen mit einer Grundfläche von einem halben Quadratmeter.
- Für längerfristige Unterbringung wird eine Grundfläche von einem bis zwei Quadratmeter empfohlen (ProIgel e.V. 2015, Bexton 2016).
- Der Bodengrund sollte so beschaffen sein, dass die Tiere sich eingraben können und so Schutz finden. Geeignet ist hierfür Zeitungspapier, zusätzlich sollte ein Schlafhaus mit zerknülltem Papier oder Küchenrolleblättern angeboten werden (ProIgel e.V. 2015).
- Bei Überwinterung in der Station muss außerdem auf die korrekte Umgebungstemperatur geachtet werden (siehe hierzu in der weiterführenden Literatur).

Jungtiere:

- Igelmilch hat einen hohen Fett- und Eiweißgehalt und nur wenig Laktose. Da kommerziell kein gleichwertiger Ersatz erhältlich ist, wird in der Aufzucht üblicherweise auf Esbilac oder Welpenmilch für Hunde oder Katzen ausgewichen. Um die Fett- und Eiweißaufnahme zu erhöhen, wird pro Mahlzeit mehr Milch gefüttert (25% des Körpergewichts statt, wie bei Säugen durch das Muttertier, 15%). Zusätzlich sollten die Jungtiere früh an die selbständige Nahrungsaufnahme gewöhnt werden, um eine normale Entwicklung sicherzustellen.
- Kuhmilch und andere Ersatzmilchpräparate mit hohem Laktosegehalt eignen sich für Igel nicht (ProIgel e.V. 2015).
- Die Altersbestimmung muss zur richtigen Ernährung und Unterbringung (z.B. eventuell notwendige Wärmequelle) korrekt durchgeführt werden.
- Ein Unterschieben der Jungtiere bei einer fremden Igelmutter kann funktionieren, jedoch besteht das Risiko, dass die Mutter die fremden Jungen tötet. Dieses Vorgehen ist daher abzulehnen (Bexton 2016).

Ernährung:

- Igel sind in der Regel insektivor, ernähren sich aber auch omnivor, wenn sich die Gelegenheit ergibt.
- Kleinere Vertebraten und Fleisch werden in der Regel angenommen (Bexton 2016).
- In Menschenobhut kann Katzendosenfutter mit einem Fleischanteil von mindestens 60% zur Hälfte mit gegartem Fleisch, gekochtem Ei ohne Gewürze und gegartem Fisch gemischt angeboten werden.

- Eine alleinige Fütterung mit Katzenfeuchtfutter ist nicht empfehlenswert und adulte Igel sollten nicht ad libitum gefüttert werden, um eine Adipositas zu vermeiden (ProIgel e.V. 2015).

Zoonoserisiko:

- Wichtig im Zusammenhang mit der Behandlung von Igeln sind für den Menschen die Salmonellose und Dermatophytosen durch *Trichophyton erinacei* (*T. mentagrophytes* var. *erinacei*) und seltener durch *Microsporum* spp. Diese Hautpilzkrankungen kommen bei ca. 25% der Igel vor (Morris & English 1969).
- Zum Schutz sollten immer Handschuhe getragen werden, wenn mit Igeln oder deren Kontaktgegenständen umgegangen wird (Bexton 2016).
- Die Leptospirose spielt für den Igel selbst keine große Rolle, kann jedoch ebenfalls auf den Menschen übertragen werden (Twiggg et al. 1968).
- Flöhe der Igel können ebenfalls temporär auf den Menschen übergehen.

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Häufige Endoparasiten bei adulten und auch juvenilen Igeln sind Lungenwürmer (*Capillaria* und *Crenosoma* sp.) sowie Darmwürmer wie Kokzidien (*Isospora rastegaivae*), Trematoden (*Brachylaemus erinacei*), Cestoden (häufig *Hymenolepis erinacei*), Acantocephala (*Plagiorhynchus cylindraceus*) und *Capillaria* (Stocker 1987, Majeed et al. 1989, Reeve 1994, Reeve 1998, Gaglio et al. 2010, Pfäffle 2010, Bexton 2016).
- Bei einem Parasitennachweis sollte eine Behandlung erfolgen, da die Parasitenlast bei Wiederauswilderung wieder stark ansteigen kann (Reeve 1998, Morris & Warwick 1994, Sainsbury et al. 1996).
- Flöhe (*Archaeopsylla erinacei*) und Zecken (*Ixodes hexagonus*) sind häufige Ektoparasiten sowohl bei juvenilen als auch bei adulten Igeln (Reeve 1998).
- Milben kommen ebenso vor, häufig handelt es sich um *Caparinia tripilis*, seltener um Sarkoptesräude oder *Demodex erinacei* (Bexton 2016).
- Eine Untersuchung der Körperöffnungen gehört zur Abklärung einer Myiasis zur Allgemeinuntersuchung bei Eingang des Igels in der Auffangstation (Bexton 2016).
- Es treten zufällige Vergiftungen mit Molluskiziden (Reeve 1994) und Rodentiziden (Dowding et al. 2010) auf

- Die Salmonellose (Robinson und Routh 1999) und Bordetellose spielen beim Igel eine wichtige Rolle (Bexton 2016).
- Leptospirose und Yersiniose kommen selten vor, die Leptospirose hat jedoch zoonotisches Potential (Twiggy et al. 1968).
- Infektionen mit Morbilliviren kommen sowohl inapparent als auch mit klinischen Symptomen vor, wie z.B. zentralnervöse Störungen (Vizoso & Thomas 1981, Bexton 2016).
- Zahnerkrankungen sind häufig bei älteren Igeln zu finden, oder kommen bei längerer Fütterung in Menschenobhut vor (Bexton 2016).
- Übergewicht und Mangelernährung sind ebenfalls auf die Ernährung in Menschenobhut zurückzuführen.

Wiederauswilderung:

- Nicht ausgewildert werden sollten Igel, die sich nicht komplett zusammenrollen können; die Dyspnoe zeigen, da hier sehr oft sowohl die unteren als auch die oberen Atemwege stark betroffen sind; die chronische Zahnerkrankungen haben; die an Auszehrung, Blindheit oder dem Verlust einer Gliedmaße leiden (Bexton 2016).
- Spät im Jahr geborene Jungigel sollten bis November ein Körpergewicht von über 550g haben (Morris 1984). Ist dies nicht der Fall, können sie in der Auffangstation aufgefüttert und dann mit dem Auswilderungsgewicht von 550g wieder ausgewildert werden. Dies kann bei mildem Wetter auch noch im Winter geschehen, sollte ansonsten jedoch eine Überwinterung in der Station nach sich ziehen (Bexton 2016).
- Für überwinterte Igel eignet sich vom Zeitpunkt her Anfang April bis Anfang Mai für die Wiederauswilderung.
- Wegen des guten Ortsgedächtnisses der Igel und der Vermeidung von Krankheitseinschleppung ist das Ursprungshabitat immer zu bevorzugen, sofern es nicht ungeeignet ist (beispielsweise in der Nähe stark befahrener Straßen) (ProIgel e.V. 2015).
- Zur Verfügung gestelltes Futter und Unterstände wurden bei früheren Wiederauswilderungen nicht angenommen (Morris & Warwick 1994).
- Das Abwandern in andere Gebiete nach der Wiederauswilderung scheint nicht von der Igeldichte in dem entsprechenden Gebiet abhängig zu sein, sodass hierauf keine Rücksicht genommen werden muss (Reeve 1998).

- Transmitter (7-8 Gramm schwer) können am Rücken zwischen den Schulterblättern mit Epoxidharz angebracht werden (Reeve 1982), um die Tiere nach Wiederauswilderung weiter zu verfolgen.
- Die meisten Verluste nach Wiederauswilderung sind menschenassoziiert (Verkehrstod) oder erfolgen durch Prädatoren (Reeve 1998).
- Hauptprädatoren für den Igel ist der Dachs (Bexton 2016), daher sollte bei Wiederauswilderung auf eine geringe bis nicht vorhandene Dachspopulation geachtet werden (Doncaster 1992, Morris & Warwick 1994). Auch in unmittelbarer Nähe von Straßen sollte keine Wiederauswilderung stattfinden (ProIgel e.V. 2015). Uhus sind ebenfalls häufiger Prädatoren der Igel (Marchesi 2002).

Weiterführende Literatur:

Bexton, S. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 117-136.

Doncaster, C. P. (1992). Testing the role of intraguild predation in regulating hedgehog populations. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 249(1324), 113-117.

Dowding, C. V., Shore, R. F., Worgan, A., Baker, P. J., & Harris, S. (2010). Accumulation of anticoagulant rodenticides in a non-target insectivore, the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). *Environmental Pollution*, 158(1), 161-166.

Gaglio, G., Allen, S., Bowden, L., Bryant, M., & Morgan, E. R. (2010). Parasites of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Britain: epidemiological study and coprological test evaluation. *European journal of wildlife research*, 56(6), 839-844.

Majeed, S. K., Morris, P. A., & Cooper, J. E. (1989). Occurrence of the lungworms *Capillaria* and *Crenosoma* spp. in British hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *Journal of comparative pathology*, 100(1), 27-36.

Marchesi, L., Sergio, F., & Pedrini, P. (2002). Costs and benefits of breeding in human-altered landscapes for the Eagle Owl *Bubo bubo*. *Ibis*, 144(4).

Morris, P. (1984). An estimate of the minimum body weight necessary for hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) to survive hibernation. *Journal of Zoology, Lond.*, 203, 291-294.

Morris, P., & English, M. P. (1969). Trichophyton mentagrophytes var. erinacei in British hedgehogs. *Sabouraudia: Journal of Medical and Veterinary Mycology*, 7(2), 122-128.

Morris, P. A., & Warwick, H. (1994). A study of rehabilitated juvenile hedgehogs after release into the wild. *Animal Welfare*, 3(3), 163-177.

Pfäffle, M. P. (2010). *Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehog (Erinaceus europaeus)* (Doctoral dissertation, Karlsruher Inst. für Technologie, Diss., 2010).

ProIgel e.V. 2015: Igel in der Tierarztpraxis, 6. Auflage, ISBN 978-3-940377-13-5 (<http://www.pro-igel.de/merkblaetter/publpdfs/tierarzt.pdf>)

Reeve, N. (1994). *Hedgehogs*. T.& A. D. Poyser.

Reeve, N. J. (1982). The home range of the hedgehog as revealed by a radio tracking study. In *Symp Zool Soc Lond* (Vol. 49, pp. 207-230).

Reeve, N. J. (1998). The survival and welfare of hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) after release back into the wild. *ANIMAL WELFARE-POTTERS BAR-*, 7, 189-202.

Robinson, I., & Routh, A. (1999). Veterinary care of the hedgehog. *IN PRACTICE-LONDON-BRITISH VETERINARY ASSOCIATION-*, 21, 128-138.

Sainsbury, A. W., Cunningham, A. A., Morris, P. A., Kirkwood, J. K., & Macgregor, S. K. (1996). Health and welfare of rehabilitated juvenile hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) before and after release into the wild. *The Veterinary Record*, 138(3), 61-65.

Stocker, L. (1987). *The complete hedgehog*. Chatto & Windus Ltd..

Twigg, G. I., Cuerden, C. M., & Hughes, D. M. (1968). Leptospirosis in British wild mammals. In *Symposia of the Zoological Society of London* (Vol. 24, pp. 75-98).

Vizoso, A. D., & Thomas, W. E. (1981). Paramyxoviruses of the morbilli group in the wild hedgehog *Erinaceus europeus*. *British journal of experimental pathology*, 62(1), 79.

B-2 Fledermäuse (Microchiroptera)

Haltung/Handling:

- Beim Handling von Fledermäusen immer Handschuhe tragen (Gebhard 1998, Wohlfahrt 2009). Geeignet sind dünne Gartenhandschuhe, über denen Latexhandschuhe getragen werden können, um eine Infektionsübertragung zwischen einzelnen Tieren zu vermeiden (Couper 2016a).
- Fledermäuse sollten nie nur an den ausgestreckten Flügeln fixiert, sondern immer auch am Körper unterstützt werden. Druck auf die Brust und ein Greifen im Nacken, wie es bei Nagern üblich ist, sind zu vermeiden (Couper 2016a).
- Fledermäuse können sich heterotherm verhalten, also in Ruhe- oder Notzeiten die Körpertemperatur von 37°C auf die Umgebungstemperatur absenken, um Energie zu sparen (Gebhard 1998, Couper 2016a). Fundtiere sollten daher erst kühl gestellt werden, bis über das weitere Vorgehen entschieden ist (Gebhard 1998).
- Einem Austrocknen der Flughaut sollte durch Bewegung und angepasste Luftfeuchtigkeit entgegengewirkt werden. Beheizte Räume sind hier nachteilig oder sollten angefeuchtet werden. Besonders betroffen sind hiervon Arten der Gattungen *Plecotus* und *Myotis* (z.B. Braunes Langohr, Mausohr) (Gebhard 1998). Ein Temperaturgefälle von ca. 25°C bis 35°C und eine Luftfeuchtigkeit von 50-60% wirken einer Austrocknung der Flügel entgegen, sowie tägliche Bewegung in Form von Flug- und Kletterübungen (Gebhard 1998, Bat World Sanctuary 2010, Couper 2016a).
- Bleiben die Tiere nur kurze Zeit in der Wildtierauffangstation, sind sogenannte Faunaboxen mit feststeckbarem Deckel für die Unterbringung ausreichend, die auf einer

Seite mit einem Stück Stoff ausgekleidet werden, an dem sich die Fledermäuse mit den Hintergliedmaßen festhalten können (Couper 2016a).

- Holzboxen sind schlechter zu desinfizieren als die Faunaboxen aus Plastik und daher nicht zu empfehlen (Couper 2016a).
- Sitzen die Tiere am Boden, weil sie sich nicht mit den Hintergliedmaßen an den Wänden oder der Decke festhalten können, und ist der Untergrund für die Tiere zu rau, kommt es zu Abrasionsverletzungen des Carpus, bei Hufeisennasen (Rhinolophidae) sogar bereits nach wenigen Tagen (Racey 1999).
- Einzelhaltung ist in Anbetracht möglicher Infektionen für Kurzzeitpatienten angemessen, insbesondere wenn es sich nicht um Tiere vom selben Quartier handelt (Couper 2016a).
- Bei Volierenhaltung von Langzeitpatienten in der Rehabilitation sollten mehr Nistkästen als Tiere vorhanden sein, eine Trennung nach Geschlechtern ist sinnvoll, ebenso die Trennung kleiner Arten von den größeren.
- Langzeitpatienten leiden häufig an Nekrosen der Flughäute, die die Flughäute klebrig erscheinen lassen. Die Ätiologie ist bisher nicht geklärt, und die Therapie ist oft langwierig und schwierig (Routh 2003, Couper 2016a). Ein langer Aufenthalt ist folglich so weit wie möglich zu vermeiden und der gute Zustand der Flughäute engmaschig zu überwachen und durch regelmäßiges Training zu fördern.
- Überwacht werden muss auch der tägliche Kot- und Urinabsatz, die Futteraufnahme in Verbindung mit Gewichtsschwankungen sowie die Kondition (Couper 2016a).

Jungtiere:

- Eine Artbestimmung ist hier essentiell (Unterscheidung Jungtier große Art oder adultes Tier kleine Art, mit nicht flugfähigen Jungtieren kann nur von Juni-August gerechnet werden) (Gebhard 1998).
- Die Fütterung der Jungtiere sollte mit Welpenmilch (Esbilac) erfolgen; Taurin in der Milch kann zu Haarausfall führen, daher ist eine Ersatzmilch für Katzen bei der Aufzucht von Fledermäusen nicht geeignet (Gebhard 1998).
- Der Kopf der jungen Fledermäuse sollte sich bei der Fütterung unterhalb des Körpers befinden und die Nasenlöcher nicht mit Ersatzmilch bedeckt sein, um Aspirationspneumonien vorzubeugen (Bexton & Couper 2010).

- Kot- und Urinabsatz sollten bei jeder Fütterung manuell stimuliert werden. Sobald sich die Jungtiere mit den Flügeln vom Boden hochdrücken können, kann mit dem Flugtraining und der Umstellung auf feste Nahrung begonnen werden (Couper 2016a).
- Eine zu frühe Umstellung von Ersatzmilch auf Mehlwürmer kann die Rachitis fördern. Besonderes Augenmerk sollte daher bei der Aufzucht von Jungtieren auf ein ausgewogenes Kalzium-Phosphor-Verhältnis gelegt werden (Simpson 1994).

Ernährung:

- Alle europäischen Fledermausarten ernähren sich ausschließlich von Arthropoden (Insekten, Spinnen, Tausendfüßler) (Gebhard 1998).
- Gefüttert wird in Menschenobhut häufig mit Mehlwürmern, da sie leicht verfügbar sind. Aufgrund des schlechten Kalzium-Phosphor-Verhältnisses müssen sie jedoch durch „gut loading“, also Fütterung mit hochwertigem Futter oder einem Mineralstoff/Vitamingemisch, aufgewertet werden. Geeignet sind hierfür kommerzielles Hühnerfutter, Obst (keine Zitrusfrüchte), Gemüse, trockenes Brot, Milchaustauscherpulver und Mineral-Vitamingemische.
- Chinone, die von Mehlwürmern produziert werden, werden bei Fledermäusen für Fellverlust verantwortlich gemacht (Couper 2016a). Eine dauerhafte Fütterung mit Mehlwürmern ist daher für solche Tiere nicht empfehlenswert.
- Fledermäuse müssen erst lernen aus einem Napf zu fressen und zu trinken – teilweise ist tagelanges Training nötig.

Zoonoserisiko:

- Bei europäischen Fledermausarten spielt vor allem die Fledermaustollwut (European bat lyssavirus, EBLV) als Zoonose eine Rolle (Mühldorfer et al. 2011a).
- Zum Selbstschutz dürfen nur Personen mit den Tieren arbeiten, die für die Arbeit unterwiesen und gegen Tollwut geimpft sind, und im Umgang müssen jederzeit Handschuhe getragen werden. Außerdem muss es in der Station eine Gesundheits- und Sicherheitsbeurteilung für diese Gefahren geben, um das sofortige Eingreifen nach Bissen oder Kratzern zu gewährleisten (Couper 2016a).
- Fledermäuse sind außerdem potentielle Träger anderer viraler Zoonosen, wie Hendravirus, Nipahvirus, Ebola und Coronavirus (SARS, MERS) (Calisher et al. 2006, Wong et al. 2007, Lelli et al. 2013).

- Weitere mögliche Zoonosen sind die Salmonellose (Mühldorfer et al. 2011a) und Dermatophytosen (Simpson 1994).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Kleinere Löcher in den Flughäuten sind selten der Grund für Flugunfähigkeiten, aber ein wertvoller Hinweis auf mögliche Angriffe durch Katzen. Diese gehören zu den häufigen Ursachen für traumatische Verletzungen bei Fledermäusen (Gebhard 1998). Sie sind regelmäßig so schwerwiegend, dass die Tiere euthanasiert werden müssen.
- 90% von Frakturen treten in Ober- und Unterarm auf, und zwei Drittel davon sind offen oder anderweitig kompliziert (Mühldorfer et al. 2011b). Die Prognose ist dann entsprechend vorsichtig zu stellen, besonders im Hinblick darauf, dass Frakturen in Ober- und Unterarm zwar sowohl konservativ als auch, in größeren Spezies, chirurgisch versorgt werden können (Lollar & Schmidt-French 1998), aber sehr häufig mit einer Bewegungseinschränkung einhergehen, die eine Wiederauswilderung unmöglich macht. Folglich ist in solchen Fällen eine Euthanasie durchzuführen (Gebhard 1998, Couper 2016a).
- Gleiches gilt für Frakturen in Ellbogen, Schulter, Kiefer und Trümmerfrakturen der Handgelenke (Gebhard 1998).
- Gute Heilungschancen haben Bein- und Schwanzwirbelfrakturen sowie Frakturen im distalen Fingerknochenbereich (Gebhard 1998).
- Individuell beurteilt werden müssen Frakturen der Fingerknochen sowie Zusammenhangstrennungen der Muskulatur, hier kann die Prognose sehr unterschiedlich ausfallen (Gebhard 1998).
- Von Amputationen wird dringend abgeraten, da sie völlig konträr zur angestrebten Wildbahntauglichkeit laufen (Gebhard 1998).
- Verfangen in Fliegenklebefallen, Vergiftungen und Verschmutzungen des Fells werden ebenfalls regelmäßig festgestellt (Racey und Swift 1986, Couper 2016a).
- Neben den viralen Zoonoseerregern treten bei Fledermäusen Infektionen mit Herpes- und Adenoviren auf (Wibbelt et al. 2007, Sonntag et al. 2009, Mühldorfer et al. 2011a).
- Unter den Bakterien spielen *Pasteurella multocida* (meist in Verbindung mit Katzenbissen), *Salmonella* spp. und *Yersinia pseudotuberculosis* eine wichtige Rolle (Simpson 1994, Mühldorfer et al. 2011a).

- Gegen Pilzbefall (Dermatophytosen) sollte nur nach eindeutiger Diagnose behandelt werden, da Antimykotika potentiell toxisch sind (Simpson 1994, Lollar und Schmidt-French 1998, Couper 2016a).
- Die Weißnasenkrankheit (*Pseudogymnoascus destructans*) spielt bisher in Deutschland keine Rolle, wurde jedoch bereits in Fledermäusen in England nachgewiesen (Barlow et al. 2015) und sorgt in Nordamerika für starke Populationseinbrüche (Lorch et al. 2011, Meteyer et al. 2011).
- Milben und Zecken (Baker und Craven 2003) sowie Helminthen (Barlow et al. 2015), Haemoprotozoa (Concannon et al. 2005) und Kokzidien (Gruber et al. 1996, Mühldorfer et al. 2011b) kommen vor allem bei geschwächten Tieren vor.

Wiederauswilderung:

- Handelt es sich um gerade gefundene Jungtiere, die offensichtlich gesund sind, so kann in der ersten Nacht nach dem Auffinden eine Rückführung versucht werden. Das Jungtier wird kurz bevor die Fledermäuse ausfliegen warm und sicher in der Nähe der Ausflugsöffnung platziert, sodass es nicht aus dem Behältnis herausklettern kann, die Mutter aber von oben Zugriff hat und ihr Junges mitnehmen kann, sobald sie es rufen hört. Bei Nichterfolg kann am Morgen oder zu Beginn der zweiten Nacht ein weiterer Versuch gestartet werden. Das Jungtier soll nicht die ganze Nacht über dort sitzen, sondern nur während der Aktivitätsphasen der adulten Tiere (Bat Conservation Trust 2007).
- Flügelringe (Klammern) können zur Unterscheidung in der Haltung angebracht werden, sollten aber vor Auswilderung wieder entfernt werden, da hier Verletzungen entstehen können, die eventuell zum Tod des Tieres führen (Hitchcock 1957, Herreid et al. 1960, Baker et al. 2001).
- Besonders Jungtiere müssen bei Tragen eines Ringes gut überwacht werden, sodass sich keine Deformationen der Knochen bilden (Perry & Beckett 1966).
- Ausnahmen können möglicherweise gemacht werden, wenn die Tiere nach der Wiederauswilderung regelmäßig im Rahmen von Forschungsprojekten überwacht werden und mit Abschluss dieser Projekte die Klammern auch wieder entfernt werden (Gebhard 1998).
- Wenn die Tiere mehrere Tage in menschlicher Obhut verbracht haben oder in schlechtem körperlichen Zustand waren, muss vor der Auswilderung ein Flugtraining stattfinden. Hierbei kann auch die Ortungsfähigkeit getestet werden. 10 bis 15 Minuten durchgehendes

Fliegen und mehrere Bodenstarts hintereinander mit anschließendem Gewinnen an Höhe sollten von der Fledermaus problemlos durchgeführt werden können (Bat Conservation Trust 2007).

- Die Bewertung der körperlichen Fitness erfolgt am besten abends, da dies dem Aktivitätsrhythmus der Fledermäuse entspricht. Eine scheinbar unverletzte Fledermaus, die nicht nach einigen Tagen fliegt, hat vermutlich unentdeckte Verletzungen mit schlechter Prognose (Couper 2016a).
- Kleine Arten sind wendiger als große und benötigen daher beim Training weniger Platz. Ein durchschnittlich großer Raum, aus dem die Tiere nicht entweichen können, ist ausreichend.
- Für große Arten sollte dagegen mehr Platz zur Verfügung stehen, um ihnen das Manövrieren in der Luft zu ermöglichen (Couper 2016a).
- Handaufgezogene Jungtiere müssen einige Wochen vor Wiederauswilderung die Möglichkeit haben, ihre Flug- und Ortungsfähigkeiten zu trainieren und zu verbessern (Kelly et al. 2012). Das Fangen fliegender Insekten sollte hierfür ermöglicht werden (Bat Conservation Trust 2007).
- Fledermäuse, insbesondere die Weibchen sollten immer am Fundort wieder ausgewildert werden (besonders Weibchen sind in Bezug auf Schlafquartiere und Geburtsplätze sehr konservativ) (Bat Conservation Trust 2007).
- Fledermäuse sollten in der Abenddämmerung und bei geeignetem Wetter ausgewildert werden. Ungeeignet sind sehr kalte, windige und regnerische Abende (Bat Conservation Trust 2007). Ein Hard Release ist bei adulten Tieren möglich (Serangeli et al. 2012).
- Die Möglichkeit zum Soft Release besteht z.B. bei Großen Abendseglern und Zwerg- und Mückenfledermäusen.
- Andere Arten wie z.B. Breitflügel gewöhnen sich nicht an die Auswilderungsvoliere und kommen daher auch nicht zurück, wenn sie keinen Jagderfolg hatten.
- Für Jungtiere wird von Gebhard (1998) eine Methode zum Soft Release beschrieben.
- Telemetrie und Beringung wurden bereits erfolgreich eingesetzt, um Tiere sowohl kurz- als auch langfristig wieder zu finden (Kelly et al. 2008, Kelly et al. 2012, Serangeli et al. 2012).
- Mikrochiptransponder können an Ausflugöffnungen abgelesen werden, wenn die Fledermäuse das ringförmige Lesegerät durchfliegen (Wimsatt et al. 2005).

Weiterführende Literatur:

Baker, A. S., & Craven, J. C. (2003). Checklist of the mites (Arachnida: Acari) associated with bats (Mammalia: Chiroptera) in the British Isles. *Systematic and Applied Acarology Special Publications*, 14(1), 1-20.

Baker, G. B., Lumsden, L. F., Dettmann, E. B., Schedvin, N. K., Schulz, M., Watkins, D., & Jansen, L. (2001). The effect of forearm bands on insectivorous bats (Microchiroptera) in Australia. *Wildlife Research*, 28(3), 229-237.

Barlow, A. M., Worledge, L., Miller, H., Drees, K. P., Wright, P., Foster, J. T., ...& Fraser, M. (2015). First confirmation of *Pseudogymnoascus destructans* in British bats and hibernacula. *Veterinary Record*, 177(3), 73-73.

Barnard, S. M. (1995). *Bats in Captivity*. Wild Ones Animal Books, California

Bat Conservation Trust: Bat Care Guidelines (2007). *A guide to bat care for rehabilitators*

Bat World Sanctuary (2010). Insectivorous Bat Care Standards. https://batworld.org/wp-content/uploads/2011/03/BWS-Standards_Bats_-in_Captivity1.pdf

Bexton, S., & Couper, D. (2010). Handling and veterinary care of British bats. *In practice*, 32(6), 254-262.

Brown, M. und Brown, B. (2006). *Bat Rescue Manual*. Otley, West Yorkshire Bat Hospital

Calisher, C. H., Childs, J. E., Field, H. E., Holmes, K. V., & Schountz, T. (2006). Bats: important reservoir hosts of emerging viruses. *Clinical microbiology reviews*, 19(3), 531-545.

Concannon, R., Wynn-Owen, K., Simpson, V. R., & Birtles, R. J. (2005). Molecular characterization of haemoparasites infecting bats (Microchiroptera) in Cornwall, UK. *Parasitology*, 131(4), 489-496.

- Couper, D. (2016a). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 175-191.
- Gebhard, J. (1998). Das Fledermausbrevier Teil I und II. Sonderdruck aus „Schweizer Tierschutz STS - Du + die Natur“ Nr. 2/96 und Nr. 3/97
- Gruber, A. D., Schulze, C. A., Brüggemann, M., & Pohlenz, J. (1996). Renal coccidiosis with cystic tubular dilatation in four bats. *Veterinary pathology*, 33(4), 442-445.
- Herreid, C. F., Davis, R. B., & Short, H. L. (1960). Injuries due to bat banding. *Journal of Mammalogy*, 41(3), 398-400.
- Hitchcock, H. B. (1957). The use of bird bands on bats. *Journal of Mammalogy*, 38(3), 402-405.
- Kelly, A., Goodwin, S., Grogan, A., & Mathews, F. (2008). Post-release survival of hand-reared pipistrelle bats (*Pipistrellus* spp). *Animal Welfare*, 17(4), 375-382.
- Kelly, A., Goodwin, S., Grogan, A., & Mathews, F. (2012). Further evidence for post-release survival of hand-reared, orphaned bats based on radio-tracking and ring-return data. *Animal Welfare-The UFAW Journal*, 21(1), 27.
- Lelli, D., Papetti, A., Sabelli, C., Rosti, E., Moreno, A., & Boniotti, M. B. (2013). Detection of coronaviruses in bats of various species in Italy. *Viruses*, 5(11), 2679-2689.
- Lollar, A. (2010). Standards and medical management for captive insectivorous bats. *Weatherford: Bat World Sanctuary*.
- Lollar, A., & French, B. A. S. (1998). *Captive care and medical reference for the rehabilitation of insectivorous bats*. Bat Conservation Intl.
- Lorch, J. M., Meteyer, C. U., Behr, M. J., Boyles, J. G., Cryan, P. M., Hicks, A. C., ...& Blehert, D. S. (2011). Experimental infection of bats with *Geomyces destructans* causes white-nose syndrome. *Nature*, 480(7377), 376-378.

- Meteyer, C. U., Valent, M., Kashmer, J., Buckles, E. L., Lorch, J. M., Blehert, D. S., ...& Ballmann, A. E. (2011). Recovery of little brown bats (*Myotis lucifugus*) from natural infection with *Geomyces destructans*, white-nose syndrome. *Journal of Wildlife Diseases*, 47(3), 618-626.
- Mühldorfer, K., Speck, S., Kurth, A., Lesnik, R., Freuling, C., Müller, T., ... & Wibbelt, G. (2011a). Diseases and causes of death in European bats: dynamics in disease susceptibility and infection rates. *PLoS One*, 6(12), e29773.
- Mühldorfer, K., Speck, S., & Wibbelt, G. (2011b). Diseases in free-ranging bats from Germany. *BMC veterinary research*, 7(1), 61.
- Perry, A. E., & Beckett, G. (1966). Skeletal damage as a result of band injury in bats. *Journal of Mammalogy*, 47(1), 131-132.
- Racey, P. A. (1999). Handling, releasing and keeping bats. In: *Bat Workers' Manual*. A. J. Mitchell-Jones and A. P. McLeish (Hrsg.), 51-56. Joint Nature Conservancy Committee, Peterborough
- Racey, P. A., & Swift, S. M. (1986). The residual effects of remedial timber treatments on bats. *Biological conservation*, 35(3), 205-214.
- Routh, A. (2003). In: Mullineaux, E., Best, D., & Cooper, J. E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 95-108.
- 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-The UFAW Journal*, 21(1), 9.
- Simpson, V. R. (1994, November). Pathological conditions in British bats. In *Proceedings of Wildlife Disease Association, First European Conference: 22-24 November 1994; Paris, France* (Vol. 47).

Sonntag, M., Mühldorfer, K., Speck, S., Wibbelt, G., & Kurth, A. (2009). New adenovirus in bats, Germany. *Emerging infectious diseases*, 15(12), 2052.

Wibbelt, G., Kurth, A., Yasmum, N., Bannert, M., Nagel, S., Nitsche, A., & Ehlers, B. (2007). Discovery of herpesviruses in bats. *Journal of General Virology*, 88(10), 2651.

Wimsatt, J., O'Shea, T. J., Ellison, L. E., Pearce, R. D., & Price, V. R. (2005). Anesthesia and blood sampling of wild big brown bats (*Eptesicus fuscus*) with an assessment of impacts on survival. *Journal of Wildlife Diseases*, 41(1), 87-95.

Wohlfahrt, S. (2009). Leitfaden für die Pflege von Fledermäusen, Im Auftrag der Koordinationsstelle für Fledermausschutz und –forschung in Österreich, KFFÖ

Wong, S., Lau, S., Woo, P., & Yuen, K. Y. (2007). Bats as a continuing source of emerging infections in humans. *Reviews in medical virology*, 17(2), 67-91.

B-3 Hundartige (Canoidae)

Zu den Hundartigen zählen neben den Hunden (Canidae) auch Marder (Mustelidae) und Kleinbären (Procyonidae).

Haltung/Handling:

- Hundartige können beim Beißen entweder sehr ausdauernd zupacken, oder sofort wieder loslassen, dafür aber wiederholt zubeißen (Bourne 2016).
- Durch dicke Handschuhe fehlt oft das Gefühl beim Handling der Tiere. Große, schwere Decken reichen dagegen aus, um das Wildtier soweit durch die Decke hindurch im Nacken zu fixieren, dass Sedativa verabreicht werden können. In den meisten Fällen wird eine Sedation zur Allgemeinuntersuchung notwendig sein (Mullineaux 2016, Bourne 2016, Couper 2016b).
- Wenn die Tiere im Nacken gegriffen und hochgehoben werden, muss immer mit der zweiten Hand die Hinterhand des Tieres unterstützt werden (Couper 2016b).

- Wenn für Fuchs oder Dachs Maulkörbe verwendet werden, müssen diese danach gründlich desinfiziert werden (Couper 2016b).
- Sehr junge Tiere wehren sich in der Regel nicht und der Umgang mit ihnen ist gefahrlos möglich (Mullineaux 2016).
- Eine kurzzeitige Unterbringung kann in Edelstahlkäfigen erfolgen, die ausbruchsicher sind (Mullineaux 2016, Bourne 2016).
- Für die Unterbringung von adulten Füchsen sollte etwas mehr Platz zur Verfügung stehen, etwa ein begehbare Zwinger, der ein Dach hat, da Füchse leicht Höhen von 1,80m überwinden (Couper 2016b).
- Langzeitpatienten werden in leicht zu reinigenden, ausgestalteten, größeren Gehegen untergebracht.
- Für Marderartige sind Glasvivarien mit fest sitzender Abdeckung geeignet, da bereits kleine Löcher, durch die der Kopf des Tieres hindurchpasst, ein Entweichen zulassen (Bourne 2016).
- Wichtig: Tiere sollten nicht ins Tierheim oder in die Tierarztpraxis gebracht werden, wo die Ansteckungsgefahr durch Haushunde, und umgekehrt, groß ist (Woodford 2000).
- Quarantäne für 30 Tage, außer in tollwutgefährdeten Bezirken (hier Ausdehnung auf sechs Monate oder länger möglich) (Woodford 2000).

Jungtiere:

- Die Handaufzucht junger Tiere kleiner Marderarten kann sich als schwierig gestalten und sollte nur von erfahrenen Pflegern versucht werden (Bourne 2016).
- Dachswelpen sind typischerweise 8-10 Wochen alt, wenn sie gefunden werden, da sie in diesem Alter das erste Mal den Bau verlassen (Mullineaux 2016). Sie müssen in Gruppen aufgezogen werden, um sich zu sozialisieren. Im Alter von 10 Wochen wird mit der Entwöhnung begonnen und eine große Auswahl an Futter angeboten (Mullineaux 2016).

Ernährung:

- Marderartige sind karnivor. Besonders kleine Arten sollten mehrmals am Tag gefüttert werden (Bourne 2016).
- Dachse verweigern in den ersten Tagen häufig die Futterraufnahme, lassen sich aber dennoch gut rehabilitieren, evtl. mit Zwangsfütterung über die ersten Tage. Für die omnivoren Dachse sollte eine große Vielfalt an Futterarten angeboten werden (Mullineaux 2016).
- Füchse nehmen Dosenfutter für Hunde gut an, sollten jedoch auch mit Eintagsküken und Wachteln gefüttert werden (Couper 2016b).

Zoonoserisiko:

- Die Echinokokkose stellt, da Deutschland aktuell tollwutfrei ist, die wichtigste Zoonose dar. Auf Selbstschutz des Personals durch Handschuhe und Mundschutz besonders in Fell und Faeces von Füchsen ist daher zu achten (Woodford 2000).
- Der Waschbärspulwurm (*Baylisascaris procyonis*) ist besonders bei Waschbären in Hessen flächendeckend verbreitet und besitzt ein zoonotisches Potential.
- Flöhe können ebenfalls auf den Menschen übergehen.

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Vergiftungen spielen eine große Rolle (Shore et al. 2003). Die Behandlung erfolgt bei unbekannter Noxe symptomatisch, und Tiere, die nicht innerhalb kurzer Zeit auf die Behandlung ansprechen, sollten euthanasiert werden (Mullineaux 2016).
- Zu den wichtigsten viralen Erkrankungen zählen die infektiöse canine Hepatitis (ICH, ein Adenovirus) und die Staupe (canines Staupevirus, CDV) (Keymer & Epps 1969, Trebbien et al. 2014).
- Bakterien des *Mycobacterium tuberculosis*-Komplexes bei Mardern (Delahay et al. 2002, Delahay et al. 2008) und die Leptospirose bei Füchsen (Slavica et al. 2011) sind zu beachten.
- Die Sarkoptesräude (*Sarcoptes scabiei*) kann klinisch schwere Symptome verursachen (Woodford 2000). Andere Ektoparasiten sind Flöhe, Läuse, Milben und Zecken, die selten eine Rolle im Krankheitsgeschehen spielen, aber dennoch entfernt werden sollten (Couper 2016b).
- Die Echinokokkose stellt die wichtigste endoparasitäre Erkrankung dar (Woodford 2000).

- Bei Füchsen werden häufig *Toxocara canis* und *Uncinaria stenocephala* gefunden, die bei juvenilen Tieren zu Problemen führen können (Blackmore 1964, Smith et al. 2003, Brash 2003).
- *Skrjabinogylus nasicola* kann bei hoher Parasitenlast in den Nasennebenhöhlen zu zentralnervösen Störungen bei Hermelin, Wiesel, Iltis und Baumarder führen (Bourne 2016).

Wiederauswilderung:

- Adulte Dachse müssen genau dort ausgewildert werden, so wie gefunden wurden, da sie sehr territorial sind (Mullineaux 2016). Junge, futterfeste Dachse werden in kleinen Gruppen von mindestens zwei männlichen und vier bis sechs weiblichen Tieren ausgewildert.
- Andere Marderjunge müssen vor der Wiederauswilderung gelernt haben, wie sie Beute machen können (Bourne 2016). Adulte Marder können per Hard Release dort ausgewildert werden, wo sie gefunden wurden (Mevis 2013, unveröffentlicht, Bourne 2016).

Weiterführende Literatur:

Blackmore, D. K. (1964). A survey of disease in British wild foxes (*Vulpes vulpes*). *Veterinary Record*, 76, 527-533.

Bourne, D. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 242-252.

Brash, M. G. I. (2003). In: Mullineaux, E., Best, D., & Cooper, J. E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 154-165.

Couper, D. (2016b). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 260-274.

Delahay, R. J., De Leeuw, A. N. S., Barlow, A. M., Clifton-Hadley, R. S., & Cheeseman, C. L. (2002). The status of *Mycobacterium bovis* infection in UK wild mammals: a review. *The Veterinary Journal*, 164(2), 90-105.

- Delahay, R., Wilson, G., Harris, S. & McDonald, D. W. (2008). Family Mustelidae. In: *Mammals of the British Isles: Handbook, 4. Edition*, Harris, S. & Yalden, D. W. (Hrsg.) 425-436. The Mammal Society, Southampton
- Keymer, I. F., & Epps, H. B. (1969). Canine distemper in the family Mustelidae. *The Veterinary Record*, 85(7), 204.
- Mevis, L. (2003). Behaviour and survival of captive-reared orphaned stonemartens (*Martes foina*) after release in the wild. School of Life Sciences, University of Sussex
- Mullineaux, E. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 210-227.
- Shore, R. F., Fletcher, M. R., & Walker, L. A. (2003). Agricultural pesticides and mammals in Britain. *Conservation and conflict: mammals and farming in Britain. Linnean Society Occasional Publication*, 4, 37-50.
- Slavica, A., Deždek, D., Konjević, D., Cvetnić, Ž., Sindičić, M., Stanin, D., ... & Turk, N. (2011). Prevalence of leptospiral antibodies in the red fox (*Vulpes vulpes*) population of Croatia. *Veterinárni medicína*, 56(4), 209-213.
- Smith, G. C., Gangadharan, B., Taylor, Z., Laurenson, M. K., Bradshaw, H., Hide, G., ...& Craig, P. S. (2003). Prevalence of zoonotic important parasites in the red fox (*Vulpes vulpes*) in Great Britain. *Veterinary parasitology*, 118(1), 133-142.
- Trebbien, R., Chriel, M., Struve, T., Hjulsgaard, C. K., Larsen, G., & Larsen, L. E. (2014). Wildlife reservoirs of canine distemper virus resulted in a major outbreak in Danish farmed mink (*Neovison vison*). *PloS one*, 9(1), e85598.
- Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

B-4 Eichhörnchen (*Sciurus vulgaris*)

Haltung/Handling:

- Für den Untersucher geht die größte Gefahr von Bissen und Kratzern durch die Tiere aus.
- Eichhörnchen bewegen sich sehr schnell und sollten daher ruhig und vorsichtig, aber fest gehalten werden (Blackett 2016).
- Bei Handling können Eichhörnchen in eine Starre fallen, bei der sie auch die Luft anhalten (Sainsbury 2003). Die Tiere müssen in einem solchen Fall sofort ohne weitere Störungen ruhig und dunkel gesetzt werden, um sich zu erholen (Blackett 2016).
- Die Unterbringung muss ausbruchssicher und für die Eichhörnchen unzerstörbar sein, da sie sich mühelos durch Holz und Plastik hindurchnagen können. Für kranke Hörnchen, die einer intensiven Pflege bedürfen, eignet sich dafür ein kleinmaschiger Katzentransportkäfig (Bourne 2002a). Er sollte ruhig und warm und etwas erhöht stehen. Das Innere sollte eine Versteckmöglichkeit bieten und der Käfig kann mit einem Handtuch abgedeckt werden, um den Stress für das Tier zu reduzieren (Blackett 2016).
- Diese kurzfristig untergebrachten Tiere benötigen Äste als Klettermöglichkeiten, natürliches Tageslicht oder einen gleichwertigen Ersatz und einen Nistkasten mit passender Einstreu. Äste von Eiche, Birke, Haselnuss, Kiefer, Apfel und Weide sind geeignet (Dutton 2004).
- Für langfristig untergebrachte Eichhörnchen ist mehr Platz und Beschäftigung erforderlich (Blackett 2016). Die Unterbringung erfolgt generell einzeln, Ausnahmen können für junge Geschwistertiere und für adulte Tiere unter engmaschiger Beobachtung in großen Außenvoliere gemacht werden (maximal 3 Hörnchen pro Voliere und mindestens ein Nistkasten pro Tier vorausgesetzt) (Blackett 2016).
- Für den Kobelbau werden hauptsächlich Materialien wie Blätter, Gras, Moos, Nadeln und Flechten verwendet (Tittensor 1970), daher sollten diese auch zur Verfügung gestellt werden, um natürliches Verhalten zu unterstützen.

Jungtiere:

- Subadulte und juvenile Tiere scheinen eine vorübergehende Unterbringung in Menschenobhut besser zu verkraften als adulte (Gurnell 1987).
- Jungtiere setzen bis zum 10. Tag nach Belecken durch die Mutter Kot und Urin ab (Eibl-Eibesfeldt 1951). Dies sollte bei verwaisten Jungtieren manuell stimuliert werden. In

- dieser Zeit sind sie noch nackt und die Augen geschlossen. Das Handling sollte dennoch auf ein Minimum reduziert werden, um eine Fehlprägung zu vermeiden (Blackett 2016).
- Zur Handaufzucht verwaister Jungtiere siehe in der weiterführenden Literatur.
 - Mit 14-21 Tagen ist eine dünne Flaumschicht aus Haaren zu erkennen (Gurnell et al. 2012).
 - Im Alter von drei Wochen brechen die unteren Schneidezähne durch (Gurnell et al. 2012)
 - Mit 4-5 Wochen reagieren die Tiere auf Geräusche und beginnen, die Augen zu öffnen (Gurnell et al. 2012, Bosch & Lurz 2012).
 - Am 41. Lebenstag sind bei jungen Eichhörnchen alle Schneidezähne durchgebrochen (Eibl-Eibesfeldt 1951).
 - Mit sieben Wochen nehmen sie die erste feste Nahrung auf und klettern (Gurnell et al. 2012, Bosch & Lurz 2012).
 - Entwöhnt sind sie mit 10-12 Wochen.
 - Bei juvenilen männlichen Tieren, die noch nicht sexuell aktiv sind (9-11 Monate), ist das Skrotum noch nicht dunkel gefärbt (Bosch & Lurz 2012, Blackett 2016).
 - Die Epiphysenfugen schließen sich beim Eichhörnchen nach 12-18 Lebensmonaten, erkennbar im Röntgenbild (Degn 1973).
 - Die weitere Altersbestimmung ist schwierig (Holm 1987): Jungtiere tragen ein lockeres, struppig wirkendes Fell mit kurzem und dichtem Schwanzhaar. Körpergewicht und Schienbeinlänge können Hinweise auf die Altersklasse geben.

Ernährung:

- Zur Handaufzucht eignen sich verschiedene Milchersatzprodukte, wie Esbilac®, Cimicat® (Sainsbury 2003) und Royal Canin® Baby Cat Milk.
- Ein Wechsel des Milchersatzes sollte vermieden werden (Blackett 2016).
- Zur Fütterung eignet sich eine Mischung aus Nagerpellets, Gemüse, Obst und Nüssen (Sainsbury 2003, Stocker 2005).
- Spätestens in der Auswilderungsvoliere sollte auf natürliche und abwechslungsreiche Fütterung umgestiegen werden.
- Hauptnahrung adulter Eichhörnchen sind energetisch hochwertige Baumsamen und -früchte mit niedrigem Tanningehalt (Gurnell 1987). Eine ausschließliche Fütterung mit Eicheln führt zum Tod der Tiere (Kenward & Holm 1993).
- Pilze werden getrocknet in Astgabeln als Winternahrung deponiert (Sulkava & Nyholm 1987, Lurz & South 1998).
- Rosinen, Paranüsse, Erdnüsse und Sonnenblumenkerne eignen sich nicht als Futter, da sie ein schlechtes Calcium-Phosphor-Verhältnis aufweisen (Sainsbury 2003, Keymer & Hime 1977, RSNE 2011).

Zoonoserisiko:

- Eichhörnchen sind Träger einiger potentiell zoonotischer Krankheiten. Dazu zählen Salmonellosen, Leptospirosen, Infektionen mit *Trichophyton* spp., *Borrelia burgdorferi*, *Campylobacter* spp., *Toxoplasma gondii*, *Capillaria* spp., *Yersinia pseudotuberculosis* und *Y. enterocolitica*, *Erysipelothrix rhusiopathiae* und *Francisella tularensis* (Keymer 1983, Sainsbury 2003, Simpson 2008, Bosch & Lurz 2012, Gurnell et al. 2012).
- Flöhe können für das Personal und die Umgebung der Tiere ebenfalls eine Rolle spielen (Blackett 2016).
- In Großbritannien wurde bei einigen Tieren Lepra (*Mycobacterium leprae*, *M. lepromatosis*) nachgewiesen (Avanzi et al. 2016). Für Deutschland liegen keine Nachweise vor.

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Skalpierungsverletzungen am Schwanz von Eichhörnchen können durch fehlerhaftes Handling auftreten (Blackett 2016).
- Bissverletzungen durch andere Eichhörnchen und, bei Jungtieren im Alter von 6-7 Wochen, Traumata durch Stürze sind ebenfalls regelmäßig zu sehen (Stocker 2005, Blackett 2016).
- Unter den infektiösen viralen Erkrankungen sind besonders das Parapoxvirus der Hörnchen (Sainsbury et al. 1997, Lurz et al. 2005, Carroll et al. 2009), Adenoviren (Martínez-Jiménez et al. 2011, Peters et al. 2011, Simpson et al. 2013b) und Rotaviren (Everest et al. 2009, 2010, 2011) zu nennen (Blackett 2016).
- Das Parapoxvirus führt bei europäischen Eichhörnchen zu schweren, oft tödlichen Erkrankungen und wird über klinisch inapparent infizierte Grauhörnchen übertragen. Diese kommen zur Zeit in Deutschland freilebend noch nicht vor, daher ist auf die Vermeidung der Einschleppung besonders zu achten.
- Zu den wichtigen bakteriellen Erregern zählt unter anderem *Staphylococcus aureus* als Erreger der exsudativen Dermatitis (Simpson et al. 2010ab, 2013b). In Verbindung mit Bronchopneumonien werden häufig *Bordetella bronchiseptica* (Simpson et al. 2006, 2013b) und *Pasteurella multocida* (Keymer 1983, Bosch & Lurz 2012) isoliert, durch Aspiration von Futterbrei kann es ebenfalls zu Pneumonien kommen. Enteritiden durch *Salmonella* spp. und *Campylobacter* spp. wurden ebenfalls beschrieben (Sainsbury 2003, Dipineto 2009).
- Zu den wichtigsten Ektoparasiten zählen Flöhe (*Monopsyllus sciurorum*) und Läuse (*Neoheamatopinus sciuri*) (Keymer 1983, Duff et al. 2010, Simpson et al. 2013b). Zecken und Milben können ebenfalls eine Rolle spielen (Keymer 1983, Simpson et al. 2010a, Bosch & Lurz 2011, Simpson et al. 2013b).
- Unter den Endoparasiten spielen hauptsächlich Kokzidien (z. B. *Eimeria sciurorum*) und *Toxoplasma gondii* eine Rolle (Keymer 1983, Jokelainen und Nylund 2012, Simpson et al. 2013b).

Wiederauswilderung:

- Der Gesichtssinn ist für Eichhörnchen aufgrund ihrer Lebensweise und der Bedrohung durch verschiedene Prädatoren überaus wichtig (Thorington & Ferrell 2006). Tiere mit ein- oder beidseitigem Visusverlust sind daher zur Wiederauswilderung nicht geeignet.
- Eichhörnchen sollten auf Zahnfehlstellungen untersucht werden. Tiere mit Fehlstellungen sind möglicherweise nicht zur Wiederauswilderung geeignet, da diese die Nahrungsaufnahme derart stören können, dass das Tier verhungert (Gurnell 1987, Holm 1987, Woodford 2000).
- Schwanzamputation sind beim Eichhörnchen zu vermeiden, bzw. sollten schwanzlose Hörnchen euthanasiert werden, da dies zu erheblichen Überlebensnachteilen in der freien Natur führt, da der Schwanz zum balancieren genutzt wird.
- Optimalhabitate beinhalten mindestens vier bis dreizehn Hektar geschlossene Waldfläche mit Fichten und Waldkiefern im Samen produzierenden Alter; Eichen, Buchen und Haselnuss sind ebenfalls wertvoll für die Eichhörnchenernährung (Bosch & Lurz 2011).
- Zeitlich gut geeignet ist der frühe Morgen bei vorteilhaftem Wetter (kein Sturm oder heftiger Schneefall, etc.) zwischen August und November (Sainsbury 2003).
- Soft Release eignet sich für Eichhörnchen sehr gut: Die Auswilderungsvoliere wird mit Nahrung und Wasser sowie Nistkästen ausgestattet. Die Umzäunung des Geheges wird nach 2-4 Wochen Eingewöhnungszeit mit Ästen überbrückt, sodass die Tiere jederzeit ein- und aussteigen können (Venning et al. 1997, Dutton 2004).
- Ein Soft Release sollte immer dann stattfinden, wenn das Tier von Hand aufgezogen wurde, als adultes Tier lange in Menschenobhut war und/oder nicht in seinem Ursprungshabitat ausgewildert werden kann (Blackett 2016).
- Für Jungtiere wird eine Wiederauswilderung im Alter von 12-14 Wochen empfohlen (Sainsbury 2003). Voraussetzung hierfür ist die vollständige Entwöhnung mit 10-12 Wochen und die selbständige Aufnahme von fester Nahrung (Blackett 2016).
- Zur weiteren Überwachung eignen sich beim Eichhörnchen kleine Metallohrmarken, subkutane Mikrochips und eventuell Senderhalsbänder (Bosch & Lurz 2012).

Weiterführende Literatur:

Avanzi, C., del-Pozo, J., Benjak, A., Stevenson, K., Simpson, V. R., Busso, P., ...& Shaw, D. J. (2016). Red squirrels in the British Isles are infected with leprosy bacilli. *Science*, 354(6313), 744-747.

Blackett, T. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 137-151.

Bosch, S., & Lurz, P. W. (2011). *Das eichhörnchen*. VerlagsKG Wolf.

Bosch, S., & Lurz, P. W. (2012). *The Eurasian red squirrel: Sciurus vulgaris*. Westarp-Wiss..

Bourne, D. (2002a). Accomodation of casualty squirrels. In: *Wildlife: first aide and care, Wildpro – the electronic encyclopedia and library for wildlife*. <http://wildpro.twycrosszoo.org>

Bourne, D. (2002b). *UK Wildlife: First Aide and Care*. Wildlife Information Network, London (CD ROM).

Carroll, B., Russell, P., Gurnell, J., Nettleton, P., & Sainsbury, A. W. (2009). Epidemics of squirrelpox virus disease in red squirrels (*Sciurus vulgaris*): temporal and serological findings. *Epidemiology & Infection*, 137(2), 257-265.

Degn, H. J. (1973). Systematic position, age criteria and reproduction of Danish Red squirrels. *DANISH REVIEW OF GAME BIOLOGY*, 8(2).

Dipineto, L., Gargiulo, A., Cuomo, A., Santaniello, A., Sensale, M., Borrelli, L., ...& Fioretti, A. (2009). *Campylobacter jejuni* in the red squirrel (*Sciurus vulgaris*) population of Southern Italy. *The Veterinary Journal*, 179(1), 149-150.

Duff, J. P., Haley, P., Wood, R., & Higgins, R. J. (2010). Causes of red squirrel (*Sciurus vulgaris*) mortality in England. *Veterinary Record*, 167(12).

Dutton, C. (2004). *The red squirrel: Redressing the wrong*. European Squirrel Initiative.

- Eibl-Eibesfeldt, I. (1951). Beobachtungen zur Fortpflanzungsbiologie und Jugendentwicklung des Eichhörnchens (*Sciurus vulgaris* L.). *Ethology*, 8(3), 370-400.
- Everest, D. J., Dastjerdi, A., Gurralla, R., Banks, M., Meredith, A. L., Milne, E. M., & Sainsbury, A. W. (2009). Rotavirus in red squirrels from Scotland. *Veterinary Record*, 165(15).
- Everest, D. J., Duff, J. P., & Higgins, R. J. (2011). Rotavirus in a wild English red squirrel (*Sciurus vulgaris*) identified by electron microscopy. *Veterinary Record*, 169(6), 160-160.
- Everest, D. J., Stidworthy, M. F., & Milne, E. M. (2010). Retrospective detection by negative contrast. *Veterinary Record*, 167, 1007-1010.
- Gurnell, J. (1987). *Natural history of squirrels*. Christopher Helm.
- Gurnell, J., Lurz, P., und Wauters, L. (2012). *Squirrels*. Mammal Society, Southampton, UK.
- Holm, J. (1987). *Squirrels*. Whittet Books, London.
- Jokelainen, P., & Nylund, M. (2012). Acute fatal toxoplasmosis in three Eurasian red squirrels (*Sciurus vulgaris*) caused by genotype II of *Toxoplasma gondii*. *Journal of wildlife diseases*, 48(2), 454-457.
- Kenward, R. E., & Holm, J. L. (1993). On the replacement of the red squirrel in Britain. A phytotoxic explanation. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 251(1332), 187-194.
- Keymer, I. F. (1983). Diseases of squirrels in Britain. *Mammal Review*, 13(2-4), 155-158.
- Keymer, I. F., & Hime, J. M. (1977). Nutritional osteodystrophy in a free-living red squirrel (*Sciurus vulgaris*). *Veterinary Record (UK)*.
- Lurz, P. W. W., Gurnell, J., & Magris, L. (2005). *Sciurus vulgaris*. *Mammalian species*, 1-10.

Lurz, P. W. W., & South, A. B. (1998). Cached fungi in non-native conifer forests and their importance for red squirrels (*Sciurus vulgaris* L.). *Journal of Zoology*, 246(4), 443-486.

Martínez-Jiménez, D., Graham, D., Couper, D., Benkő, M., Schöniger, S., Gurnell, J., & Sainsbury, A. W. (2011). Epizootiology and pathologic findings associated with a newly described adenovirus in the red squirrel, *Sciurus vulgaris*. *Journal of wildlife diseases*, 47(2), 442-454.

Peters, M., Vidovszky, M. Z., Harrach, B., Fischer, S., Wohlsein, P., & Kilwinski, J. (2011). Squirrel adenovirus type 1 in red squirrels (*Sciurus vulgaris*) in Germany. *Veterinary Record-English Edition*, 169(7), 182.

RSNE (2011). RSNE Advice Note – *Supplementary feeding red Squirrels* Northern England (RSNE). www.rsne.org.uk

Sainsbury, A. W. (2003) in: Mullineaux, E., Best, D., & Cooper, J. E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 66-74.

Sainsbury, A. W., Nettleton, P., and Gurnell, J. (1997). Recent developments in the study of parapoxvirus in red and grey squirrels. In: *Conservation of red squirrels. S. vulgaris* L., ed. J. Gurnell und P. W. W. Lurz, 105-108. PTES, London

Simpson, V. (2008). Wildlife as reservoirs of zoonotic diseases in the UK. *In Practice*, 30(9), 486-494.

Simpson, V. R., Birtles, R. J., Bown, K. J., et al. (2006). Hepatozoon species infection in wild red squirrels (*Sciurus vulgaris*) on the Isle of Wight. *Veterinary Record*, 159, 202-205.

Simpson, V. R., Davison, N., Hudson, L., Enright, M., & Whatmore, A. M. (2010b). *Staphylococcus aureus* ST49 infection in red squirrels. *Veterinary Record*, 167(2).

Simpson, V. R., Davison, N. J., Kearns, A. M., Pichon, B., Hudson, L. O., Koylass, M., ... & Whatmore, A. M. (2013a). Association of a lukM-positive clone of *Staphylococcus aureus* with fatal exudative dermatitis in red squirrels (*Sciurus vulgaris*). *Veterinary microbiology*, *162*(2), 987-991.

Simpson, V. R., Hargreaves, J., Butler, H. M., Davison, N. J., & Everest, D. J. (2013b). Causes of mortality and pathological lesions observed post-mortem in red squirrels (*Sciurus vulgaris*) in Great Britain. *BMC veterinary research*, *9*(1), 229.

Simpson, V. R., Hargreaves, J., Everest, D. J., Baker, A. S., Booth, P. A., Butler, H. M., & Blackett, T. (2010a). Mortality in red squirrels (*Sciurus vulgaris*) associated with exudative dermatitis. *Veterinary Record*, *167*(2), 59-63.

Stocker, L. (2005). *Practical Wildlife Care*, 2nd edn. Blackwell Publishing Ltd, Oxford.

Sulkava, S., & Nyholm, E. S. (1987). Mushroom stores as winter food of the red squirrel, *Sciurus vulgaris*, in northern Finland. *Aquilo Seriologicala Zoologica*, *25*, 264-270.

Thorington, R. W., & Ferrell, K. E. (2006). *Squirrels: the animal answer guide*. JHU Press.

Tittensor, A. M. (1970). Red squirrel dreys. *Journal of Zoology*, *162*(4), 528-533.

Venning, T., Sainsbury, T., Gurnell, J., (1997). Red squirrel translocation and population reinforcement as a conservation tactic. In: Gurnell J, Lurz P (eds) *The conservation of red squirrels, *Sciurus vulgaris* L.*. People's Trust for Endangered Species, London, 133–144.

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

B-5 Bilche (Gliridae), andere Nager (Rodentia) und Insektenfresser (Eulipotyphla)

Haltung/Handling:

- Alle eingehenden Untersuchungen sollten in Narkose durchgeführt werden, da die Tiere sehr stressanfällig sind (Fowler 1995, Fischer et al, 2018).
- Direktes Handling auch vermeiden und, wo möglich, durch Netze, Boxen oder Rohre ersetzen (Saunders 2016).
- Zur Vermeidung von Bissen sollten Handschuhe getragen werden, jedoch sollte auf die dünnste Stärke zurückgegriffen werden, die noch vor Bissen schützt, um die Geschicklichkeit des Handhabers nicht zu sehr einzuschränken (Saunders 2016).
- Die Tiere sollten nur an der Schwanzbasis gehalten werden, um Verletzungen zu verhindern.
- Von einigen Nagern, insbesondere Schläfern, ist eine „falsche Autotomie“ des Schwanzes bekannt (Mohr 1941), die je nach Länge des fehlenden Schwanzbereichs zu schlechteren Überlebensraten führen kann (Juškaitis 2006).
- Fixieren im Nackenfell funktioniert in der Regel gut (Bourne 2002b, Hubrecht und Kirkwood 2010).
- Langzeitaufenthalte in Wildtierauffangstationen sind aufgrund der Stressanfälligkeit, des schnellen Metabolismus und der kurzen Lebensspanne dieser Tiere weder sinnvoll noch geeignet (Saunders 2016).
- Zur Unterbringung eignen sich ausbruchsichere Plastikboxen, die mit Zeitungspapier ausgelegt werden. Vivarien oder Aquarien aus Glas können für kleine Spezies besser geeignet sein, um ein Entkommen zu verhindern, verhindern aber eine gute Belüftung.
- Die relative Luftfeuchtigkeit sollte nicht höher als 50-60% sein. Auf adäquate Umgebungstemperatur und Fütterung ist zu achten (Hubrecht und Kirkwood 2010, Saunders 2016).

Jungtiere:

- Altersbestimmung verwaister Jungtiere so genau wie möglich
- Eine Handaufzucht ist in vielen Fällen nicht möglich, wenn die Jungtiere nur wenige Tage alt sind (Spaulding und Spaulding 1979). Eine Euthanasie ist dann angezeigt (Bourne 2002b).
- Nackte Jungtiere benötigen eine Umgebungstemperatur von 35°C und bei schon behaarten Tieren mit noch geschlossenen Augen sollte sie 32°C betragen. Nach dem Öffnen der Augen kann die Temperatur um 2,5°C pro Woche bis auf 20,5°C gesenkt werden (Weber 1978).

Ernährung:

- Lebende Futtermittel für Insektenfresser sollten 48 Stunden vor dem Verfüttern mit adäquatem Futter gefüttert werden („gut loading“) (Saunders 2016). Eine zusätzliche Aufwertung sollte über Mineralpulver erfolgen (z.B. Korvimin®).
- Für Nager sind kommerzielle Futtermittel erhältlich, die durch gequetschten Hafer, Weizen, Obst, Gemüse und ähnliches noch aufgewertet werden können (Saunders 2016).

Zoonoserisiko:

- Bisse, besonders durch Ratten, und Infektionen mit Leptospiren stellen für den Menschen das größte Risiko dar (Fowler 1995, Saunders 2016).
- Andere Erkrankungen, wie Infektionen mit *Yersinia pseudotuberculosis* und *Campylobacter* spp., spielen eine untergeordnete Rolle (Bull et al. 1998, Pocock et al. 2001, Meredith et al. 2015).
- Hantaviren können lokal ebenfalls vorkommen (Davis & Calvet 2005, Olsson, Leirs & Henttonen 2010, Tersago et al. 2011).
- Flöhe können ebenfalls auf den Menschen übergehen.

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Bei Maulwürfen häufig Vergiftungen und Parasitosen
- Flohbefall kann einen Einfluss auf die Gesundheit der Maulwürfe haben (Saunders 2016)
- Weitere Parasitosen sind bisher in ihrer Bedeutung nicht geklärt (Corbet 1977, Mohamed et al. 1987).
- Spitzmäuse (Soricidae) sind im Allgemeinen von Flöhen, Zecken und Milben befallen.

- Die Pathogenität weiterer Parasitenspezies ist bisher für Bilche und Nager nicht nachgewiesen, kann jedoch möglicherweise bei hoher Populationsdichte Effekte haben (Healing und Nowell 1985, Roots 1992, Small 1994).
- Gleiches gilt für virale Erkrankungen von Ratten und Mäusen (Kaplan et al. 1980).

Wiederauswilderung:

- Gegen eine Wiederauswilderung sprechen mehr als minimale Schäden an den Gliedmaßen, besonders bei kletternden (z.B. Bilche) und grabenden (z.B. Maulwürfe, *Talpa europaea*) Spezies.
- Schäden am Schwanz bei kletternden Spezies (besonders bei Haselmaus (*Muscardinus avellanarius*) und Zwergmaus (*Micromys minutus*)) verhindern in der Regel ebenfalls die erfolgreiche Wiederauswilderung (Saunders 2016).
- Tiere mit Fehlstellungen der Schneide- und Backenzähne sollten ebenfalls nicht wieder ausgewildert werden (Woodford 2000).
- Mikrochips zur Identifikation können subkutan zwischen die Schulterblätter oder in den Nacken eingesetzt werden (Woodford 2000, Saunders 2016).
- Adulte Tiere werden über Hard Release in passende Habitate entlassen.
- Handaufgezogene Jungtiere und Subadulte sollten über Soft Release ausgewildert werden.
- Für Bilche ist ein Soft Release sowohl für adulte als auch handaufgezogene Tiere ähnlich wie bei Eichhörnchen möglich. Die Wiederauswilderung sollte in Paaren oder kleinen Gruppen im Frühsommer stattfinden (French 1989).

Weiterführende Literatur:

Bourne, D. (2002b). *UK Wildlife: First Aide and Care*. Wildlife Information Network, London (CD ROM).

Bright, P. W., & Morris, P. A. (1996). Why are dormice rare? A case study in conservation biology. *Mammal Review*, 26(4), 157-187.

Bull, S. A., Chalmers, R. M., Sturdee, A. P., & Healing, T. D. (1998). A survey of *Cryptosporidium* species in Skomer bank voles (*Clethrionomys glareolus skomerensis*). *Journal of Zoology*, 244(1), 119-122.

Corbet, G. B. (1977). HN Southern The Handbook of British Mammals.

Davis, S., & Calvet, E. (2005). Fluctuating rodent populations and risk to humans from rodent-borne zoonoses. *Vector-Borne & Zoonotic Diseases*, 5(4), 305-314.

Dryden, G. L. (1975). Establishment and maintenance of shrew colonies. *International Zoo Yearbook*, 15(1), 12-18.

Fallon, M. T. (1996). Rats and mice. *Handbook of rodent and rabbit medicine*, 1, 9-11.

Fischer, D., et al. (2018). Clinical examination methods and investigation into the occurrence of endoparasites, Borna disease virus and genetic variability in garden dormice (*Eliomys quercinus*). *Folia Zoologica*, im Druck

Flecknell, P. (1998). Developments in the veterinary care of rabbits and rodents. *In Practice*, 20(6), 286-295.

Fowler, M. E. (1995). *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*, 2nd Auflage. Iowa State University Press, Ames.

French, H. (1989). Hand-rearing the Common or Hazel dormouse *Muscardinus avellanarius*. *International Zoo Yearbook*, 28(1), 262-264.

Healing, T. D., & Nowell, F. (1985). Diseases and parasites of woodland rodent populations. In *Symposium of the Zoological Society of London* (Vol. 55, pp. 193-218).

Hrapkiewicz, K., Medina, L., & Holmes, D. D. (1998). *Clinical medicine of small mammals and primates: an introduction* (No. Ed. 2). Manson Publishing Ltd., 73 Corringham Road..

Hubrecht, R. C., & Kirkwood, J. (Eds.). (2010). *The UFAW handbook on the care and management of laboratory and other research animals*. John Wiley & Sons.

Juškaitis, R. (2006). Tail autotomy in the common dormouse (*Muscardinus avellanarius*): some ecological aspects. *Mammalian Biology-Zeitschrift für Säugetierkunde*, 71(6), 371-376.

Kaplan, C., Healing, T. D., Evans, N., Healing, L., & Prior, A. (1980). Evidence of infection by viruses in small British field rodents. *Epidemiology & Infection*, 84(2), 285-294.

Lichtenberger, M., & Hawkins, M. G. (2009). Rodents: physical examinations and emergency care. In *BSAVA Manual of Rodents and Ferrets* (pp. 18-31). British Small Animal Veterinary Association, Gloucester, UK.

Meredith, A. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 253-259.

Meredith, A. L., Cleaveland, S. C., Brown, J., Mahajan, A., & Shaw, D. J. (2015). Seroprevalence of *Encephalitozoon cuniculi* in wild rodents, foxes and domestic cats in three sites in the United Kingdom. *Transboundary and emerging diseases*, 62(2), 148-156.

Michalak, I. (1987). Keeping and breeding the Eurasian water shrew *Neomys fodiens* under laboratory conditions. *International Zoo Yearbook*, 26(1), 223-228.

Mohamed, H. A., Molyneux, D. H., & Wallbanks, K. R. (1987). A coccidian in haemogamasid mites; possible vectors of *Elleipsisoma thomsoni* Franca, 1912. *Annales de parasitologie humaine et comparée*, 62(2), 107-116.

Mohr, E. (1941). Schwanzverlust und Schwanzregeneration bei Nagetieren. *Zool. Anz*, 135, 49-65.

Olsson, G. E., Leirs, H., & Henttonen, H. (2010). Hantaviruses and their hosts in Europe: reservoirs here and there, but not everywhere?. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 10(6), 549-561.

Pocock, M. J. O., Searle, J. B., Betts, W. B., & White, P. C. L. (2001). Patterns of infection by *Salmonella* and *Yersinia* spp. in commensal house mouse (*Mus musculus domesticus*) populations. *Journal of applied microbiology*, 90(5), 755-760.

Poole, T. E. P. (1999). UFAW guidelines handbook on the care and management of laboratory animals. *Terrestrial vertebrates ed Oxford*.

Roots, C. D. (1992). Morphological and ecological studies on helminth parasites of British shrews. *Journal of Helminthology* **683**, 247-254.

Rudge, A. J. B. (1966). Catching and keeping live moles. *Journal of Zoology*, 149(1), 42-45.

Saunders, R. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 152-174.

Shargal, E.; Rath-Wolfson, L.; Kronfeld, N.; Dayan, T. (1999): Ecological and histological aspects of tail loss in spiny mice (Rodentia: Muridae, *Acomys*) with a review of its occurrence in rodents. *J. Zool. (London)* 249, 187–193.

Small, M. (1994). *Wildlife Welfare (Mammals)*. Intervet, Cambridge

Spaulding, C. E., & Spaulding, J. (1979). *The complete care of orphaned or abandoned baby animals*. Rodale Press, Emmaus, Pennsylvania

Tersago, K., Verhagen, R., Vapalahti, O., Heyman, P., Ducoffre, G., & Leirs, H. (2011). Hantavirus outbreak in Western Europe: reservoir host infection dynamics related to human disease patterns. *Epidemiology & Infection*, 139(3), 381-390.

Weber, W. J. (1978). *Wild orphan babies: mammals and birds: caring for them & setting them free*. Henry Holt & Co.

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

B-6 Hasenartige (Lagomorpha)

Haltung/Handling:

- Das Einfangen, Handling und Transportieren ist für Lagomorpha (Wildkaninchen (*Oryctolaguscuniculus*) und Feldhasen (*Lepuseuropaeus*)) sehr belastend. Wenn die Tiere sich in Panik wehren, kann dies so weit gehen, dass es zu Frakturen der Wirbelsäule oder einem Herzstillstand kommt.
- Für das Personal sind besonders Tritte und Kratzer eine Gefahrenquelle, Bisse treten selten auf.
- Untersuchungen sollten zielstrebig und zügig vorgenommen werden. Für weitergehende Untersuchungen oder im Fall von besonders stark gestressten Tieren kann eine Anästhesie hilfreich sein.
- Nach der Untersuchung müssen die Hasen oder Kaninchen direkt in eine ruhige, für sie sichere Umgebung verbracht werden (Richardson 2016).
- Langzeitpatienten sollten in ruhigen und ausbruchsicheren Gehegen untergebracht sein. Hierzu gehören auch ein Untergrabschutz und eine Abdeckung, die effektiv vor Prädatoren schützt.
- Zur Einrichtung gehören neben Verstecken auch Gegenstände, die benagt werden dürfen, wie z.B. Äste von Obstbäumen. Diese Art der Unterbringung ist nur für Tiere geeignet, die nicht mehr behandelt werden müssen. Für tägliches Handling sollten Wildkaninchen und Feldhasen in Boxen untergebracht sein, die ein einfaches Einfangen ermöglichen (Richardson 2016).

Jungtiere:

- Die Unterbringung von Jungtieren erfolgt warm, trocken und sauber.
- Säugende Junge müssen täglich 10% ihres Körpergewichts an Nahrung aufnehmen, daher ist die Gewichtsermittlung zweimal täglich eine Voraussetzung für die korrekte Aufzucht.
- Als Milchaustauscher eignen sich kommerzielle Präparate für Hunde- oder Katzenwelpen.
- Kot- und Urinabsatz müssen bei sehr jungen Tieren manuell stimuliert werden.
- Wildkaninchen beginnen in einem Alter von 10 bis 15 Tagen mit der Aufnahme von fester Nahrung und sind mit drei bis vier Wochen entwöhnt, Feldhasen spätestens mit drei Wochen. In dieser Zeit sind die Jungtiere besonders anfällig für gastrointestinale Erkrankungen.
- Sind gesunde, adulte Feldhasen oder Wildkaninchen in der Wildtierauffangstation, kann deren Blinddarmkot den Jungtieren angeboten werden, um die Magen-Darm-Flora zu stabilisieren (Gidenne et al. 2002).

Ernährung:

- Futter für Lagomorpha muss viel strukturierte Rohfaser enthalten. Gras, Heu, Kräuter und eine kleine Menge an frischem Gemüse sollten angeboten werden (Richardson 2016).

Zoonoserisiko:

- Wichtigste Zoonoseerkrankungen sind die Brucellose (*Brucella suis*, *B. bovis* und *B. melitensis*) (Frändölich et al. 2003) und die Tularämie (*Francisella tularensis*) (Müller et al. 2013). Pseudotuberkulose (*Mycobacterium avium* subsp. *paratuberculosis*) und Toxoplasmose (*Toxoplasma gondii*) bieten ebenfalls zoonotisches Potential, treten jedoch seltener auf (Frölich 2001). Eine Erkrankung mit *Encephalitozoon cuniculi* tritt bei wilden Lagomorpha selten auf, sie spielt besonders bei domestizierten Kaninchen eine Rolle, eine Vergesellschaftung von Wild- mit Haustieren ist daher generell abzulehnen (Richardson 2016).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- Zu den wichtigsten viralen Erkrankungen zählen die Myxomatose (Leibold 2015), die Rabbit Haemorrhagic Disease (RHD) (Eskens et al. 2000) und das European Brown Hare Syndrome (EBHS) (Simpson 2000, Eskens et al. 2000), wobei Wildkaninchen für die ersteren beiden Erkrankungen empfänglich sind und Feldhasen für die letztere. Betroffene Tiere sollten euthanasiert werden (Richardson 2016).
- *Pasteurella multocida* bei Wildkaninchen und *Treponema cuniculi* bei Feldhasen und seltener Wildkaninchen stellen bedeutende bakterielle Erkrankungen dar, wobei Pasteurellosen häufig in Verbindung mit Myxomatoseinfektionen einhergehen (Frölich et al. 2001).
- Kaninchenflöhe (*Spilopsyllus cuniculi*), Zecken (*Ixodes ricinus* bei Feldhasen und *Haemaphysalis leporispalustris* bei Wildkaninchen), Läuse (*Haemodipsus ventricosus* bei Kaninchen und Hasen) und diverse Milben (*Cheyletiella parasitovorax*, *Leporacarus gibbus*, *Psoroptes cuniculi*) können bei geschwächten Tieren ein Problem darstellen und sollten daher immer behandelt werden (Frölich et al. 2001, Richardson 2016).
- Gleiches gilt für Bandwürmer (z.B. *Echinococcus granulosus*, *Taenia pisiformis*, *Taenia serialis*), Helminthen (z.B. *Graphidium strigosum*, *Trichuris leporis* und *Passalurus ambiguus* (Hackländer, Steineck, Mansfeld 2006)), *E. cuniculi*, *Toxoplasma gondii*, Lungenwürmer (*Protostrongylus commutatus*) (Boch und Schneidawind 1988) und Kokzidiosen (Frölich et al. 2001, Richardson 2016).
- Häufig wird beim Feldhasen der kleine Leberegel (*Dicrocoelium dendriticum*) nachgewiesen, der große Leberegel (*Fasciola hepatica*) kommt dagegen selten vor (Hackländer, Steineck, Mansfeld 2006).
- Amyloidosen treten als sekundäre Erkrankung, z.B. bei Treponematosen, auf.
- Zahnerkrankungen treten bei gesunden Tieren selten auf, können jedoch im Zusammenhang mit Traumata entstehen und betroffene Tiere müssen regelmäßig eingeschläfert werden (Woodford 2000).

Wiederauswilderung:

- Vor der Wiederauswilderung von Jungtieren muss eine Untersuchung auf größere Zahnfehlstellungen erfolgen. Sind solche an Schneide- oder Backenzähnen vorhanden, sollten die Tiere nicht ausgewildert werden, da sie in der freien Natur verhungern würden (Woodford 2000).

- Adulte Wildkaninchen benötigen eine dichte Vegetation. Ist diese im Auswilderungshabitat nicht vorhanden, kommt es zu höheren Todesraten und Abwandern in andere Gebiete (Letty et al. 2003). Junge Wildkaninchen sollten nicht in der Nähe bewohnter Baue ausgewildert werden, sondern in kleinen Gruppen in neutralen, gut geeigneten Habitaten mit gutem Nahrungsangebot und Versteckmöglichkeiten. Laut Bundesjagdgesetz ist die Wiederauswilderung von Wildkaninchen jedoch verboten (§28 (2)).
- Feldhasen werden entweder im Ursprungshabitat ausgewildert oder in einem anderen, gut geeigneten Habitat, das aus viel Ackerland besteht und wenig Prädatoren, dafür jedoch gute Nahrungsquellen und Verstecke bietet.
- Da Junghasen bereits mit Fell und offenen Augen geboren, und von der Mutter nur 1-2mal/Tag aufgesucht werden, gelangen regelmäßig Junghasen in Auffangstationen, die nicht verwaist sind. Daher sollten gesunde Jungtiere sofort an den Platz zurückgebracht werden, an dem sie gefunden wurden. Mit Gras abgerieben, nimmt die Mutter sie in der Regel gut wieder an. Werden Jungtiere in Menschenobhut aufgezogen, sollten sie über einen Soft Release in die Natur entlassen werden (Richardson 2016).
- Zur weiteren Nachverfolgung können Mikrochips eingesetzt werden, die jedoch nur dann abgelesen werden können, wenn das Tier erneut in der Wildtierauffangstation vorstellig wird (Woodford 2000).

Weiterführende Literatur:

Boch, J., & Schneidawind, H. (1988). *Krankheiten des jagdbaren Wildes*. Hamburg; Berlin: Parey.

Eskens, U., Frölich, K., Kugel, B., Frost, J. W., Streich, W. J., & Bensinger, S. (2000). Seroepidemiologische Untersuchungen zur Verbreitung des European Brown Hare Syndrome (EBHS) und der Rabbit Haemorrhagic Disease (RHD) in Feldhasenbeständen ausgewählter Reviere in der Bundesrepublik Deutschland. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*, 46(2), 61-72.

Fallon, M. T. (1996). Rats and mice. *Handbook of rodent and rabbit medicine*, 1, 9-11.

Flecknell, P. (1998). Developments in the veterinary care of rabbits and rodents. *In Practice*, 20(6), 286-295.

Frändölich, K., Wisser, J., Schmüser, H., Fehlberg, U., Neubauer, H., Grunow, R., ... & Speck, S. (2003). Epizootiologic and ecologic investigations of European brown hares (*Lepus europaeus*) in selected populations from Schleswig-Holstein, Germany. *Journal of Wildlife Diseases*, 39(4), 751-761.

Frölich, K., Thiede, S., & Wisser, J. (2001). Infektionskrankheiten des Feldhasen. *Natur-und Umweltschutz-Akademie NRW (Hrsg.): Wo liegt der Hase im Pfeffer*, 34-46.

Gidenne, T., Jehl, N., Segura, M., & Michalet-Doreau, B. (2002). Microbial activity in the caecum of the rabbit around weaning: impact of a dietary fibre deficiency and of intake level. *Animal Feed Science and Technology*, 99(1), 107-118.

Hackländer, K., Steineck, T., Mansfeld, D. (2006): Fachtagung Parasiten bei Wildtieren und deren jagdwirtschaftliche Bedeutung: Parasiten beim Feldhasen, Veterinärmedizinische Universität Wien

Hrapkiewicz, K., Medina, L., & Holmes, D. D. (1998). *Clinical medicine of small mammals and primates: an introduction* (No. Ed. 2). Manson Publishing Ltd., 73 Corringham Road..

Leibold, M. (2015). Aktuelle epidemiologische Lage der Myxomatose in Deutschland. *veterinär spiegel*, 25(01), 10-14.

Letty, J., Aubineau, J., Marchandeu, S., und Clobert, J. (2003). Effect of translocation on survival in wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Mammalian Biology – Zeitschrift für Säugetierkunde* 68(4), 250-255.

Müller, W., Hotzel, H., Otto, P., Karger, A., Bettin, B., Bocklisch, H., ... & Nessler, A. (2013). German *Francisella tularensis* isolates from European brown hares (*Lepus europaeus*) reveal genetic and phenotypic diversity. *BMC microbiology*, 13(1), 61.

Richardson, J. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 192-209.

Simpson, V. R. (2000). Veterinary advances in the investigation of wildlife diseases in Britain. *Research in veterinary science*, 69(1), 11-16.

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

B-7 Wildwiederkäuer (Ruminantia)

Haltung/Handling:

- Jungtiere sind problemlos im Umgang. Mit einer Decke über dem Kopf verhalten sich die Tiere im Allgemeinen ruhig und können mit fixierten Gliedmaßen untersucht werden (Varga 2016).
- Gefahr für den Menschen geht bei adulten Tieren von Geweih und Gliedmaßen aus.
- Verletzungen können auch durch plötzliches Aufspringen der Tiere verursacht werden (Varga 2016).
- Als Zwangsmaßnahmen eignen sich für größere Arten das Anlegen einer Augenmaske, Zusammenbinden der Füße und anschließendes Einwickeln in beispielsweise ein Frachtnetz (Green 2003).
- Stallungen und Gehege sollten mit Schleusen ausgestattet sein, da Wildwiederkäuer Richtung Licht springen, wenn die Tür geöffnet wird (Varga 2016).

Jungtiere:

- Jungtiere von Wildwiederkäuern sind besonders empfänglich für Fehlprägungen in der Aufzucht. Bei männlichen Jungen kann eine anfängliche Zutraulichkeit durch die Fehlprägung später in Aggressivität gegen den Menschen umschlagen, wie dies beispielsweise bei Rehböcken vorkommen kann (Varga 2016). Daher sollte hier besonders auf die Vermeidung von Fehlprägungen geachtet werden und männliche Jungtiere niemals

allein aufgezogen werden, sondern immer mit mindestens einem weiteren Jungtier und unter Vermeidung von Menschenkontakt.

- Als Ersatzmilch in der Aufzucht eignen sich Lämmersmilchaustauscher, der mit Fencheltee statt mit Wasser angemischt wird, sowie Ziegen- und Schafsmilch, wenn absehbar ist, dass die Versorgung damit bis zum Ende der Aufzucht gewährleistet werden kann (Brandes 2009).

Ernährung:

- Saftfutter wie frisches Gras wird ad libitum zur Verfügung gestellt. Blätter, Zweige und Triebe von Brombeere, Obsthecken, Efeu, Weißdorn, Wildrose, Weide und Kastanie sind besonders für kleine Arten wie Rehe und Damwild wichtig (Varga 2016).

Zoonoserisiko:

- Zoonotisches Potential haben Louping ill (Flavivirus), Salmonellen, Campylobacteriosen, Nocardiosen, Rotlauf und Colibacillosen (Varga 2016).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten:

- Sind bei traumatischen Verletzungen Zähne oder Augen mit betroffen, so ist eine spätere Wiederauswilderung häufig nicht möglich und eine Euthanasie sollte durchgeführt werden (Varga 2016).
- Bei übermäßigem Stress können Myopathien auftreten, die zum Tod des Tieres führen (Harthoorn 1980, McAllum 1985, Spraker 1993, Bateson und Bradshaw 1997).
- Bei Damwild werden *Spiculoptera asymmetrica*, *Ostertagia leptospicularis*, *O. ostertagi*, *Rinadia mathevossiani*, *Oesophagostomum radiatum* und *O. venulosum* gefunden (Barth & Matzke 1984). Die Babesiose, Cryptosporidiose, Giardiose, Coenurose, Cysticercose Echinokokkose, Taeniasis sowie Infektionen mit *Dictyocaulus* spp., *Ostertagia ostertagi*, *Elaphostrongylus cervi*, *Chabertia ovina* und *Trichostrongylus* spp. sind bei vielen Wildwiederkäuern vertreten (Varga 2016).
- Häufige Ektoparasiten bei allen Arten von Wildwiederkäuern sind Hirschlausfliegen (*Lipoptenacervi*), die Sarkoptes- und Psoroptesräude, Nasendasseln, Zecken, Läuse (*Damalinea* sp., *Trichodectes* sp.) und Hautdasseln (Hypoderma) (Woodford 2000, Varga 2016).

- Die Salmonellose, Paratuberkulose (*Mycobacterium avium* ssp. *paratuberculosis*), Tuberkulose (*M. avium*, *M. bovis*), Yersiniose (*Yersinia enterocolitica*), Leptospirose, Anaplasmose und Brucellose stellen bedeutsame bakteriologische Erkrankungen bei Wildwiederkäuern dar (Woodford 2000, Manning & Collins 2001, Varga 2016).
- Viral können das bösartige Katharralfieber (BKF), die Maul- und Klauenseuche (MKS), Louping Ill (ein Flavivirus), das Schmalenberg-Virus und die Blauzungkrankheit (Blue Tongue, BT) auftreten (Woodford 2000, Varga 2016).

Wiederauswilderung:

- Empfohlen werden Ohrmarken, Mikrochips oder andere Markierungsarten, je nach Möglichkeit (Woodford 2000). Für Wildwiederkäuer sind sowohl Hard als auch Soft Release geeignet, wobei der Soft Release einen fließenden, möglicherweise stressfreieren Übergang in die Wildnis erlaubt (Green 2003).

Weiterführende Literatur:

Barth, D., & Matzke, P. (1984). Gastro-intestinal nematodes of fallow deer (*Dama dama* L.) in Germany. *Veterinary parasitology*, 16(1-2), 173-176.

Bateson, P., & Bradshaw, E. L. (1997). Physiological effects of hunting red deer (*Cervus elaphus*). *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 264(1389), 1707-1714.

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Green, P. (2003). In: Mullineaux, E., Best, D., Cooper, J. E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 166-181.

Harthoorn, A. M. (1980). Exertional myoglobinaemia in black wildebeest, and the influence of graduated exercise. *Journal of the South African Veterinary Association*, 51(4), 265-270.

Manning, E. J. B., & Collins, M. T. (2001). pathogen, pathogenesis and diagnosis. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 20(1), 133-150.

McAllum, H. J. F. (1985). Stress and post-capture myopathy in red deer. In: *Biology of Deer Production*, Hrsg. P. F. Fennessy und K. R. Drew, S. 65-72. Royal Society of New Zealand Bulletin 22

Spraker, T. R. (1993). Stress and capture myopathy in artiodactylids. *Zoo and wild animal medicine*, 481-488.

Varga, M. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 275-298.

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

B-8 Wildschweine (*Sus scrofa*)

Haltung/Handling:

- Adulte Tiere können dem Menschen besonders durch Zähne und Körperkraft gefährlich werden, daher muss hier besonders auf Selbstschutz geachtet werden. Jedoch sind sie dadurch auch selten vorgestellte Tiere in Wildtierauffangstationen.
- Mithilfe von physikalischen (Treibbretter) oder chemischen Mitteln muss hier die Sicherheit von Mensch und Wildtier sichergestellt werden (Fowler 2014).
- Frischlinge bis 10kg, sind in der Regel im Umgang gefahrlos.

Jungtiere:

- Die Aufzucht von Frischlingen ist schwierig, da sie sich im Allgemeinen so sehr dem Menschen anschließen, dass eine Wiederauswilderung, unabhängig vom Aussetzungsverbot des §28 (2) Bundesjagdgesetz, nicht möglich ist (B. Rogoschik, pers. Mitteilung, Dr. B. Böer, pers. Mitteilung). Hilfsbedürftige Jungtiere sollten daher

euthanasiert werden, um eine Haltung in Dauerpflege und/oder eine Gefährdung von Menschen zu verhindern.

Ernährung:

- Wildschweine ernähren sich überwiegend von pflanzlicher Kost, sind jedoch Allesfresser. In der Natur werden hauptsächlich Eicheln, Bucheckern, Kastanien, Wurzeln, Grünpflanzen und Feldfrüchte sowie an tierischer Nahrung Insekten, Regenwürmer, kleine Vögel und Kleinsäuger aufgenommen (Schley & Roper 2003), daher sollte in Menschenobhut ebenfalls auf ein vielfältiges Nahrungsangebot geachtet werden.
- Kommerzielles Schweinefutter ist ebenfalls geeignet.

Zoonoserisiko:

- Für den Menschen kann eine Übertragung von *Brucella* sp., *Francisella tularensis* und *Yersinia enterocolitica* gefährlich werden (Al Dahouk et al. 2005).
- Das Hepatitis E-Virus kann ebenfalls zoonoitisches Potential aufweisen und kann mit infiziertem Kot übertragen werden (Lewis, Wichmann & Duizer 2010).
- Leptospirose wird generell als potentielle Zoonose angesehen, eine Übertragung findet jedoch nicht regelmäßig statt (Jansen et al. 2007). Als Vorsichtsmaßnahme scheint im Umgang mit Wildschweinen das Tragen von Handschuhe sinnvoll zu sein (Jansen et al. 2007).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten::

- In Süddeutschland wurden in untersuchten Tieren Nematoden der Lunge und Magen-Darm-Strongyliden sowie *Ascarissuum*, *Trichuris suis*, *Capillaria* sp. und *Eimeria/Isospora* sp. nachgewiesen (Barutzki & Richter 1990).
- Zu den in Deutschland nachgewiesenen viralen Erkrankungen zählen beim Wildschwein die Aujeszky'sche Krankheit, die Schweinegrippe (SIV), das transmissible Gastroenteritisvirus (TGEV), das porcine respiratorische Coronavirus (PRCV), die klassische Schweinepest (KSP), porcine Parvovirose (PPV), porcines Circovirus Typ 2 (PCV-2) und das PRRSV (porcine reproductive and respiratory syndrome virus, Reproduktions- und Atemwegssyndrom der Schweine) (Vicente et al. 2004, Gethöffer, Sodeikat & Pohlmeier 2007, Kaden et al. 2009). In jüngster Zeit sollte zusätzlich an die Afrikanische Schweinepest (ASP) gedacht werden.

- In Deutschland isolierte bakterielle Erreger waren *Brucella* sp. (Al Dahouk et al. 2005, Gethöffer, Sodeikat & Pohlmeier 2007), *Francisella tularensis* und *Yersinia enterocolitica* (Al Dahouk et al. 2005).

Wiederauswilderung:

- Wildschweine dürfen nach §28 (2) Bundesjagdgesetz nicht ausgesetzt werden.

Weiterführende Literatur:

Al Dahouk, S., Nöckler, K., Tomaso, H., Splettstoesser, W. D., Jungersen, G., Riber, U., ...& Neubauer, H. (2005). Seroprevalence of Brucellosis, Tularemia, and Yersiniosis in Wild Boars (*Sus scrofa*) from North-Eastern Germany. *Zoonoses and Public Health*, 52(10), 444-455.

Barth, D., & Matzke, P. (1984). Gastro-intestinal nematodes of fallow deer (*Dama dama* L.) in Germany. *Veterinary parasitology*, 16(1-2), 173-176.

Barutzki, D., & Richter, R. (1990). Untersuchungen zum Endoparasitenbefall bei Wildschweinen aus freier Wildbahn. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*, 36(4), 244-251.

Bateson, P., & Bradshaw, E. L. (1997). Physiological effects of hunting red deer (*Cervus elaphus*). *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 264(1389), 1707-1714.

Brandes, F. (2009). *Findeltiere aufziehen und auswildern*. Ulmer.

Gethöffer, F., Sodeikat, G., & Pohlmeier, K. (2007). Reproductive parameters of wild boar (*Sus scrofa*) in three different parts of Germany. *European Journal of Wildlife Research*, 53(4), 287-297.

Harthoorn, A. M. (1980). Exertional myoglobinaemia in black wildebeest, and the influence of graduated exercise. *Journal of the South African Veterinary Association*, 51(4), 265-270.

- Jansen, A., Luge, E., Guerra, B., Wittschen, P., Gruber, A. D., Loddenkemper, C., ... & Stark, K. (2007). Leptospirosis in urban wild boars, Berlin, Germany. *Emerging infectious diseases*, 13(5), 739.
- Kaden, V., Lange, E., Hänel, A., Hlinak, A., Mewes, L., Hergarten, G., ... & Bruer, W. (2009). Retrospective serological survey on selected viral pathogens in wild boar populations in Germany. *European journal of wildlife research*, 55(2), 153.
- Lewis, H. C., Wichmann, O., & Duizer, E. (2010). Transmission routes and risk factors for autochthonous hepatitis E virus infection in Europe: a systematic review. *Epidemiology & Infection*, 138(2), 145-166.
- Manning, E. J. B., & Collins, M. T. (2001). pathogen, pathogenesis and diagnosis. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 20(1), 133-150.
- Miller, R. E., & Fowler, M. E. (Eds.). (2014). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8-E-Book* (Vol. 8). Elsevier Health Sciences
- Schley, L., & Roper, T. J. (2003). Diet of wild boar *Sus scrofa* in Western Europe, with particular reference to consumption of agricultural crops. *Mammal review*, 33(1), 43-56.
- Spraker, T. R. (1993). Stress and capture myopathy in artiodactylids. *Zoo and wild animal medicine*, 481-488.
- Varga, M. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 275-298.
- Vicente, J., Segalés, J., Höfle, U., Balasch, M., Plana-Durán, J., Domingo, M., & Gortázar, C. (2004). Epidemiological study on porcine circovirus type 2 (PCV2) infection in the European wild boar (*Sus scrofa*). *Veterinary research*, 35(2), 243-253.

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

B-9 Europäische Wildkatze (*Felis silvestris silvestris*)

Teilweise gibt es starke äußerliche Ähnlichkeiten zwischen Haus- und Wildkatzen in Europa. Daher sollten Wildkatzen bei Aufnahme mittels DNA-Analyse sicher identifiziert und spätestens bei der Wiederauswilderung mit einem Mikrochip oder Ohrtattoo markiert werden (Woodford 2000, Meredith 2016).

Haltung/Handling:

- Für das Personal besteht Gefahr, durch Zähne und Krallen der Katzen verletzt zu werden. Sie sind generell als aggressiv und gefährlich einzuschätzen und entsprechende Vorsichtsmaßnahmen sind einzuhalten. Bisswunden können sich durch die langen, schmalen Zähne und die hierdurch tief in die Wunde eingebrachten Bakterien (z.B. *Pasteurella* sp., *Fusobacterium* sp.) (Abrahamian und Goldstein 2011) leicht entzünden.
- Tiere, die sich leicht einfangen lassen, sind vermutlich schwer verletzt oder anderweitig stark geschwächt (Meredith 2016).
- Untersuchungen sollten am anästhesierten Tier stattfinden, um das Verletzungsrisiko für den Untersucher und den Stress für die Katze zu minimieren. Die Medikation kann analog zur Hauskatze stattfinden (Meredith 2016).
- Für kurzzeitige Unterbringungen eignen sich stabile Katzen- oder Hundezwinger mit einer Versteckmöglichkeit und Sichtschutz.
- Volieren für Langzeitpatienten und für die Wiederauswilderung müssen deutlich größer und höher und mit vielen Ästen oder Rampen und anderen Arten von Deckung ausgestattet sein (Meredith 2016).

Jungtiere:

- Die Fütterung von Wildkatzenjungen erfolgt mit einem kommerziellen Katzenmilchaustauscher alle 2-3 Stunden (auch 1-2 Mal nachts) bis zur 5. -6. Lebenswoche (die Augenfarbe ist bis zur 5.-6. Woche blau), ab dann wird die Ernährung langsam auf Fleisch umgestellt.
- Ab 6-8 Wochen werden Futtermittel angeboten, die auch dem natürlichen Nahrungsspektrum entsprechen (siehe unten).
- Sobald die Katzen futterfest sind, findet der Umzug in ein Außengehege mit möglichst wenig Menschenkontakt statt (Meredith 2016, Die Europäische Wildkatze, <http://www.europaischewildkatze.de/findlinge.html>).
- Eine Aufzucht mit gleichaltrigen Wildkatzen, idealerweise aus dem gleichen Wurf, ist zu empfehlen (Meredith 2016).

Ernährung:

- Das Futter sollte sich am natürlichen Nahrungsspektrum orientieren und kann aus Kaninchen, Wachteln, Eintagsküken und Nagern bestehen (Meredith 2016).

Zoonoserisiko:

- Die Echinokokkose (*Echinococcus* sp.) kann in seltenen Fällen eine Gefahr für das Personal von Wildtierauffangstationen darstellen (Woodford 2000, Otranto et al. 2015).
- Vier von sechs getesteten Wildkatzen aus Berlin wurden auf *Toxoplasma gondii* positiv getestet (Herrmann et al. 2013). Hierdurch geht eine Gefahr für den Menschen, insbesondere für Embryonen Toxoplasma-Antikörper negativer schwangerer Mitarbeiterinnen einher. Die Durchseuchung bei Menschen im Erwachsenenalter beträgt durchschnittlich 50 % (Robert-Koch-Institut 2018).

Typische Erkrankungen und häufige Parasiten:

- Traumatische Verletzungen, auch der Zähne, sind häufige Gründe für eine Abgabe in Wildtierauffangstationen.
- Die Behandlung erfolgt analog zur Hauskatze (Meredith 2016).
- Todesursächlich waren bei untersuchten Wildkatzen Infektionen mit *Salmonella enterica*, *E. coli*, *Erysipelothrix rhusiopathiae* und *Streptococcus dysgalactiae* (Steeb 2015).

- Serologisch positiv waren einige Tiere auf Felines Herpesvirus, Felines Calicivirus, Felines Parvovirus, Felines Leukämievirus und auf Chlamydia sp.
- Felines Coronavirus (Feline infektiöse Peritonitis, FIP) wurde bislang nicht in Wildkatzen nachgewiesen (Steeb 2015).
- Auf typische bei Hauskatzen vorkommende Viren (s.o.) sollte immer untersucht werden, um deren Einschleppung in naive Populationen zu verhindern (Meredith 2016).
- Zu den in deutschen Wildkatzen gefundenen Parasiten zählen hauptsächlich die Nematoden *Toxocara mystax* und *Toxascaris leonina* und Bandwürmer (*Taenia taeniaeformis*) (Krone et al. 2008). Gefunden wurden außerdem Helminthen (*Capillaria aerophila*, *Capillaria feliscati*, *Capillaria plica* und *Mesocestoides litteratus*) (Krone et al. 2008). *Cylicospirura petrowi* kommt ebenfalls in Wildkatzen vor (Steeb 2015). Europaweit erkranken Wildkatzen häufig an *Troglostrongylus brevior* und *Capillaria aerophila* (Di Cesare 2012, Falsone et al. 2014). In Wildkatzen in Europa wurde *Toxoplasma gondii* nachgewiesen (Herrmann et al. 2013, Otranto et al. 2015).
- Flöhe, Zecken und Läuse sowie die Sarkoptesräude gehören ebenfalls zum Parasitenspektrum der Wildkatze (Woodford 2000, Meredith 2016).

Wiederauswilderung:

- Wildkatzen finden sich am besten in dem Habitat zurecht finden, aus dem sie stammen.
- Für Kurzzeitpfleglinge ist ein Hard Release zu empfehlen.
- Sind die Tiere längere Zeit in Menschenobhut oder von Hand aufgezogen, ist ein Soft Release vorzuziehen (Meredith 2016).

Weiterführende Literatur:

Abrahamian, F. M., & Goldstein, E. J. (2011). Microbiology of animal bite wound infections. *Clinical microbiology reviews*, 24(2), 231-246.

Di Cesare, A., Castagna, G., Otranto, D., Meloni, S., Milillo, P., Latrofa, M.S., Paoletti, B., Bartolini, R., Traversa, D., 2012. Molecular diagnosis of *Capillaria aerophila*, an agent of canine and feline pulmonary capillariosis. *J. Clin. Microbiol.* 50, 1958–1963.

Die Europäische Wildkatze, <http://www.europaischewildkatze.de/findlinge.html>

Falsone, L., Brianti, E., Gaglio, G., Napoli, E., Anile, S., Mallia, E., ...& Otranto, D. (2014). The European wildcats (*Felis silvestris silvestris*) as reservoir hosts of *Troglostrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae) lungworms. *Veterinary parasitology*, 205(1), 193-198.

Herrmann, D. C., Wibbelt, G., Götz, M., Conraths, F. J., & Schares, G. (2013). Genetic characterisation of *Toxoplasma gondii* isolates from European beavers (*Castor fiber*) and European wildcats (*Felis silvestris silvestris*). *Veterinary parasitology*, 191(1-2), 108-111.

Krone, O., Guminsky, O., Meinig, H., Herrmann, M., Trinzen, M., & Wibbelt, G. (2008). Endoparasite spectrum of wild cats (*Felis silvestris* Schreber, 1777) and domestic cats (*Felis catus* L.) from the Eifel, Pfalz region and Saarland, Germany. *European Journal of Wildlife Research*, 54(1), 95-100.

Marco, I., Martinez, F., Pastor, J., & Lavin, S. (2000). Hematologic and serum chemistry values of the captive European wildcat. *Journal of Wildlife Diseases*, 36(3), 445-449.

Meredith, A. (2016). In: Mullineaux, E. und Keeble, E. (Hrsg.) *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association, 253-259.

Otranto, D., Cantacessi, C., Pfeffer, M., Dantas-Torres, F., Brianti, E., Deplazes, P., ...& Capelli, G. (2015). The role of wild canids and felids in spreading parasites to dogs and cats in Europe: Part I: Protozoa and tick-borne agents. *Veterinary parasitology*, 213(1), 12-23.

Robert-Koch-Institut:

https://www.rki.de/DE/Content/Infekt/EpidBull/Merkblaetter/Ratgeber_Toxoplasmose.html

Steeb, S. (2015). Postmortale Untersuchungen an der Europäischen Wildkatze (*Felis silvestris silvestris* Schreber, 1777).

Woodford, M. H. (2000). Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. *Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease*, 32.

Impressum:

Herausgeber:

Landestierschutzbeauftragte Hessen (LBT)

Oberste Naturschutzbehörde Hessen

ISBN 978-3-89274-411-5

Hessisches Ministerium für Umwelt, Klimaschutz,

Landwirtschaft und Verbraucherschutz (HMUKLV)

Mainzer Straße 80

65189 Wiesbaden

Stand: August 2019