

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-  
Universität  
München

**Wildtiere in Menschenhand –  
ein Online-Tutorial für Tierärzte**

von Sophie Rechenbach

aus Mühlhausen/ Thüringen

München 2025



**Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen  
Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

**Lehrstuhl für aviäre Medizin und Chirurgie**

**Arbeit angefertigt unter der Leitung von:  
Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel**



Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

Korreferentin: Univ.-Prof. Dr. Susanne K. Lauer

Tag der Promotion: 08. Februar 2025



Für meine Familie.

Auf das Tutorial kann unter <https://edoc.ub.uni-muenchen.de/35520/> zugegriffen werden.

**INHALTSVERZEICHNIS**

<b>ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS.....</b>	<b>XVII</b>
<b>BEDIENUNGSHINWEIS.....</b>	<b>XIX</b>
<b>I. Einleitung .....</b>	<b>1</b>
<b>II. Literaturübersicht.....</b>	<b>3</b>
<b>1. Gesetzliche Grundlagen.....</b>	<b>3</b>
1.1. Bundesnaturschutzgesetz.....	3
1.2. Bundesjagdgesetz .....	4
1.3. Tierschutzgesetz .....	5
1.4. Arzneimittelgesetz und Tierarzneimittelgesetz .....	6
1.5. Verpflichtung zur Notfallversorgung .....	8
1.6. Abrechnung (GOT).....	8
1.7. Invasive Arten.....	9
<b>2. Untersuchungen .....</b>	<b>11</b>
2.1. Anamnese .....	11
2.2. Allgemeine Untersuchung .....	11
2.3. Weiterführende Untersuchungen.....	12
2.3.1. Röntgen.....	12
2.3.2. Augenuntersuchung.....	14
2.3.3. Kotuntersuchung.....	18
2.3.3.1. Nativ .....	18
2.3.3.2. Flotation.....	18
2.3.3.3. Sedimentationsverfahren .....	20
2.3.3.4. Klebebandmethode.....	20

<b>3. Fixationstechniken .....</b>	<b>21</b>
3.1.1. Igel.....	21
3.1.2. Eichhörnchen.....	21
3.1.3. Feldhase und Wildkaninchen .....	22
3.1.4. Füchse.....	23
3.1.5. Marderartige .....	24
3.1.6. Vögel .....	25
3.1.6.1. Tauben.....	25
3.1.6.2. Kleinere Vögel (Singvögel).....	26
3.1.6.3. Greifvögel.....	27
3.1.6.4. Wasservögel .....	28
<b>4. Erkrankungen .....</b>	<b>29</b>
4.1. Säugetiere .....	29
4.1.1. Igel.....	29
4.1.1.1. Steckbrief.....	29
4.1.1.2. Erstversorgung.....	29
4.1.1.3. Verletzungen .....	30
4.1.1.4. Parasitosen.....	32
4.1.1.5. Infektionskrankheiten.....	36
4.1.1.6. Hauterkrankungen .....	36
4.1.1.7. Augenerkrankungen .....	37
4.1.1.8. Ohrenerkrankungen .....	38
4.1.1.9. Zahnerkrankungen.....	39
4.1.1.10. Vergiftungen.....	39
4.1.1.11. Euthanasie .....	40
4.1.2. Eichhörnchen.....	41

4.1.2.1.	Steckbrief.....	41
4.1.2.2.	Erstversorgung.....	41
4.1.2.3.	Verletzungen .....	42
4.1.2.4.	Parasiten.....	44
4.1.2.5.	Atemwegserkrankungen.....	46
4.1.2.6.	Gastro-Intestinale Erkrankungen.....	47
4.1.2.7.	Hauterkrankungen .....	48
4.1.2.8.	Zahnerkrankungen.....	48
4.1.2.9.	Augenerkrankungen .....	49
4.1.2.10.	Vergiftung .....	49
4.1.2.11.	Euthanasie .....	50
4.1.3.	Feldhase und Wildkaninchen .....	51
4.1.3.1.	Steckbrief.....	51
4.1.3.2.	Erstversorgung.....	51
4.1.3.3.	Verletzungen .....	52
4.1.3.4.	Parasiten.....	53
4.1.3.4.1.	Ektoparasiten .....	53
4.1.3.4.2.	Endoparasiten .....	55
4.1.3.5.	Infektionserkrankungen.....	56
4.1.3.6.	Zahnerkrankungen.....	58
4.1.3.7.	Augenerkrankungen .....	59
4.1.3.8.	Euthanasie .....	60
4.1.4.	Rotfuchs.....	61
4.1.4.1.	Steckbrief.....	61
4.1.4.2.	Erstversorgung.....	61
4.1.4.3.	Verletzungen .....	62

4.1.4.4.	Parasiten.....	63
4.1.4.4.1.	Ektoparasiten .....	63
4.1.4.4.2.	Endoparasiten .....	65
4.1.4.5.	Infektionserkrankungen.....	65
4.1.4.6.	Hauterkrankungen .....	66
4.1.4.7.	Zahnerkrankungen.....	67
4.1.4.8.	Vergiftung .....	68
4.1.4.9.	Euthanasie .....	68
4.1.5.	Marderartige .....	69
4.1.5.1.	Steckbrief Baummarder.....	69
4.1.5.2.	Erstversorgung.....	69
4.1.5.3.	Verletzungen .....	70
4.1.5.4.	Parasiten.....	71
4.1.5.4.1.	Ektoparasiten .....	71
4.1.5.4.2.	Endoparasiten .....	71
4.1.5.5.	Infektionserkrankungen.....	72
4.1.5.6.	Vergiftung .....	73
4.1.5.7.	Euthanasie .....	73
4.2.	Vögel .....	74
4.2.1.	Erstversorgung.....	74
4.2.2.	Verletzungen.....	74
4.2.3.	Parasiten.....	79
4.2.3.1.	Ektoparasiten .....	79
4.2.3.2.	Endoparasiten .....	80
4.2.4.	Infektionserkrankungen.....	81
4.2.5.	Augenerkrankungen .....	84

4.2.6.	Ernährungsbedingte Erkrankungen .....	85
4.2.7.	Vergiftungen.....	87
4.2.8.	Euthanasie.....	88
<b>5.</b>	<b>Stationäre Versorgung.....</b>	<b>89</b>
5.1.	Igel .....	89
5.1.1.	Unterbringung/ Haltung.....	89
5.1.1.1.	Jungtiere .....	89
5.1.1.2.	Adulte Tiere.....	90
5.1.2.	Fütterung.....	90
5.1.2.1.	Jungtiere .....	90
5.1.2.2.	Adulte Tiere.....	91
5.2.	Eichhörnchen .....	92
5.2.1.	Unterbringung/ Haltung.....	92
5.2.1.1.	Jungtiere .....	92
5.2.1.2.	Adulte Tiere.....	93
5.2.2.	Fütterung.....	93
5.2.2.1.	Jungtiere .....	93
5.2.2.2.	Adulte Tiere.....	94
5.3.	Feldhase und Wildkaninchen.....	95
5.3.1.	Unterbringung/ Haltung.....	95
5.3.1.1.	Jungtiere .....	95
5.3.1.2.	Adulte Tiere.....	95
5.3.2.	Fütterung.....	96
5.3.2.1.	Jungtiere .....	96
5.3.2.2.	Adulte Tiere.....	97
5.4.	Fuchs.....	97

5.4.1.	Unterbringung/ Haltung.....	97
5.4.1.1.	Jungtiere .....	97
5.4.1.2.	Adulte Tiere.....	98
5.4.2.	Fütterung.....	99
5.4.2.1.	Jungtiere .....	99
5.4.2.2.	Adulte Tiere.....	100
5.5.	Mader.....	100
5.5.1.	Unterbringung/ Haltung.....	100
5.5.1.1.	Jungtiere .....	100
5.5.1.2.	Adulte Tiere.....	101
5.5.2.	Fütterung.....	101
5.5.2.1.	Jungtiere .....	101
5.5.2.2.	Adulte Tiere.....	102
5.6.	Vögel .....	102
5.6.1.	Unterbringung.....	102
5.6.1.1.	Jungtiere .....	102
5.6.1.1.1.	Wasservögel .....	102
5.6.1.1.2.	Tauben .....	104
5.6.1.1.3.	Greifvögel.....	105
5.6.1.1.4.	Singvögel.....	105
5.6.1.2.	Adulte Tiere.....	106
5.6.1.2.1.	Wasservögel .....	106
5.6.1.2.2.	Tauben .....	107
5.6.1.2.3.	Greifvögel.....	107
5.6.1.2.4.	Singvögel.....	107
5.6.2.	Fütterung.....	108
5.6.2.1.	Jungtiere .....	108

---

5.6.2.1.1.	Wasservögel .....	108
5.6.2.1.2.	Tauben .....	109
5.6.2.1.3.	Greifvögel.....	109
5.6.2.1.4.	Singvögel.....	110
5.6.2.2.	Adulte Tiere.....	111
5.6.2.2.1.	Wasservögel .....	111
5.6.2.2.2.	Tauben .....	111
5.6.2.2.3.	Greifvögel.....	111
5.6.2.2.4.	Singvögel.....	111
<b>III. Material und Methoden.....</b>	<b>113</b>	
<b>1. Konzeptioneller Aufbau .....</b>	<b>113</b>	
<b>2. Erstellung des Tutorials.....</b>	<b>116</b>	
2.1. Logo.....	116	
2.2. Programmierung .....	117	
2.3. Erstellung Steckbriefe.....	124	
2.4. Single-Choice Fragen .....	126	
<b>3. Erstellung des Bild- und Videomaterials .....</b>	<b>127</b>	
<b>4. Evaluation .....</b>	<b>129</b>	
<b>IV. Ergebnisse.....</b>	<b>131</b>	
<b>1. Tutorial .....</b>	<b>131</b>	
<b>2. Evaluation .....</b>	<b>149</b>	
<b>V. Diskussion.....</b>	<b>153</b>	
<b>1. Notwendigkeit.....</b>	<b>153</b>	

2.	Tiermedizinische Ausbildung.....	154
3.	Tutorials als Lernmethode .....	155
4.	Tierschutzaspekt .....	163
5.	Herausforderungen der Wildtierfotografie .....	166
6.	Perspektiven/ Aussichten.....	167
<i>VI.</i>	<i>Zusammenfassung</i> .....	<i>169</i>
<i>VII.</i>	<i>Summary</i> .....	<i>171</i>
<i>VIII.</i>	<i>Literaturverzeichnis</i> .....	<i>173</i>
<i>IX.</i>	<i>Anhang</i> .....	<i>187</i>
1.	Single-Choice-Fragen.....	187
2.	Evaluationsbogen .....	204
3.	Abbildungsverzeichnis.....	207
4.	Tabellenverzeichnis.....	209
<i>XI.</i>	<i>Danksagung</i> .....	<i>210</i>

**ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS**

AMG – Arzneimittelgesetz

BNatSchG – Bundesnaturschutzgesetz

BJagdG – Bundesjagdgesetz

bzw. – beziehungsweise

cm – Zentimeter

GOT – Gebührenordnung für Tierärztinnen und Tierärzte

Kg – Kilogramm

kVp – Spitzenkilovoltspannung

mA – Milliampere

mg – Milligramm

ml – Milliliter

mm – Millimeter

mmHg – Millimeter-Quecksilbersäule

NaCl – Natriumchlorid

NaNO<sub>3</sub> – Natriumnitrat

NABU – Naturschutzbund

Nr. – Nummer

LL – laterolateral

Tab. – Tabelle

spp. – Spezies/ mehrere Arten der Gattung

StGB – Strafgesetzbuch

TierSchG – Tierschutzgesetz

ZnCl<sub>2</sub> – Zinkchlorid

ZnSO<sub>4</sub> – Zinksulfat

µm – Mikrometer



## Bedienungshinweis

Fakultätsnetzwerk-Link:

<\\nas.ads.mwn.de\lmve\fak\Vogelklinik>

Lernprogramm:

Wildtiere in Menschenhand - ein Online-Tutorial für Tierärzte

Benutzername: WildtierTutorialTierärzte

Kennwort: T23U10S21FI

Um auf das Tutorial zugreifen zu können, stehen verschiedene Möglichkeiten zur Verfügung:

1. Rufen Sie bitte den Fakultätsnetzwerk-Link (<\\nas.ads.mwn.de\lmve\fak\Vogelklinik>) auf und laden Sie den Ordner „Dissertation Rechenbach“ vollständig auf ein beliebiges Gerät herunter. (Der Link kann nur geöffnet werden, wenn der Rechner mit dem Fakultätsnetzwerk verbunden ist.)
2. Alternativ können Sie über das Fakultätznetzwerk auf den Ordner "LMVE" zugreifen und anschließend den Ordner „fak“ öffnen. Dort finden Sie den Unterordner "Vogelklinik", in welchem sich der Tutorial-Ordner "Dissertation Rechenbach" befindet. Laden Sie diesen vollständig herunter.
3. Öffnen Sie, auf dem der Dissertationsschrift beigefügten USB-Stick, den Ordner „Tutorial Dissertation Rechenbach“.
4. Auf das Tutorial kann weiterhin über die Webseite der Wildtierhilfe Bayern e.V. unter <https://wildtierhilfe-bayern.org> oder über die Webseite der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische unter

---

<https://www.vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de/index.html> zugegriffen werden.

Nun kann auf den gesamten Ordnerinhalt zugegriffen werden. Öffnen Sie die im Tutorial-Ordner enthaltene html-Datei „gemeinsame Startseite.html“ im Browser Ihrer Wahl, um das Tutorial zu starten.

Zu Beginn wählen Sie bitte auf der gemeinsamen Startseite das Tutorial "Tierärzteschaft" aus, um zur Anmeldemaske zu gelangen. Geben Sie dort den Benutzernamen **WildtierTutorialTierärzte** und das Passwort **T23U10S21FI** ein. Anschließend steht Ihnen das Tutorial zur uneingeschränkten Nutzung zur Verfügung.

## I. EINLEITUNG

In der heutigen Zeit verschwimmen die Grenzen zwischen natürlichen Lebensräumen und vom Menschen geprägten Gebieten immer mehr. Dadurch kommt es häufiger zu Begegnungen zwischen Wildtieren und domestizierten Tieren sowie dem Menschen und daher auch zu immer häufigeren Vorstellungen von Wildtierpatienten in der tierärztlichen Praxis. Hierbei zeigt sich eine bemerkenswerte Diskrepanz zwischen der Bedeutung der Versorgung von Wildtieren im Berufsalltag von Tierärzten und der veterinärmedizinischen Ausbildung. Während sich das Veterinärmedizinstudium primär auf die Versorgung von Nutz- und Klein- bzw. Heimtieren fokussiert, werden in der Praxis immer mehr Wildtiere wie Igel, Spatz und Co. vorgestellt. Diese Abweichung macht deutlich, dass die Aus- und Weiterbildung von Tierärzten angepasst werden muss, um nicht nur domestizierte, sondern auch heimische Wildtiere angemessen behandeln zu können.

Die vorliegende Dissertation widmet sich diesem komplexen Thema und konzentriert sich auf die Erstellung eines praktischen Leitfadens für den Umgang mit einheimischen Wildtieren. Dabei werden nicht nur die medizinischen Aspekte der Wildtierversorgung berücksichtigt, sondern auch die rechtlichen Rahmenbedingungen beleuchtet, die bei der Aufnahme, Pflege und Behandlung von Wildtieren von Bedeutung sind. Es ist wichtig, die rechtlichen Grundlagen zu kennen und zu verstehen, da die Betreuung von Wildtieren nicht nur ethische Verpflichtungen, sondern auch rechtliche Herausforderungen mit sich bringt. Darüber hinaus werden weitere Grundkenntnisse vermittelt, wie z. B. das Handling von Wildtieren und verschiedene grundsätzliche Untersuchungsmethoden. Ebenfalls wird die kurzfristige stationäre Unterbringung von Wildtierpatienten, z.B. im Rahmen einer medizinischen Versorgung, behandelt, da dies oft besondere Herausforderungen mit sich bringen kann.

In einer Zeit, in der digitale Ressourcen eine immer größere Rolle in der Bildung spielen, ist das Medium des Online-Tutorials von besonderem Interesse. Die

systematische und anschauliche Darstellung dieses Themenkomplexes ermöglicht es, Fachwissen und praktische Anleitungen effizient zu vermitteln und Tierärzte in ihrer täglichen Arbeit zu unterstützen.

Diese Dissertation beleuchtet daher nicht nur die medizinischen Aspekte des Leitfadens zur Behandlung heimischer Wildtiere, sondern nutzt auch die fortschreitende Digitalisierung als Mittel der Wissensvermittlung in der Veterinärmedizin.

## **II. LITERATURÜBERSICHT**

### **1. Gesetzliche Grundlagen**

Durch die fortschreitende Urbanisierung in Deutschland kommt es immer häufiger vor, dass Wildtiere in tierärztlichen Praxen vorgestellt werden. Diese Entwicklung wirft zunehmend rechtliche Fragestellungen auf, beispielsweise welche Aspekte bei der Aufnahme und Behandlung von Wildtieren berücksichtigt werden müssen. Wildtiere gelten grundsätzlich als herrenlose Tiere und unterliegen daher allgemein dem Tierschutzrecht. Je nach Tierart können jedoch auch noch andere spezifischere gesetzliche Bestimmungen wie das Jagd- oder Naturschutzrecht relevant sein (Sparkuhl, 2016).

In diesem Zusammenhang ist es besonders wichtig, die Schnittstellen und mögliche Konflikte zwischen den Rechtsbereichen zu beleuchten. Im Folgenden sollen daher die entsprechenden rechtlichen Aspekte kurz erklärt werden, um praxisorientierte Handlungsempfehlungen abzuleiten und so eine rechtskonforme Aufnahme und Behandlung von Wildtieren im Praxisalltag zu gewährleisten.

#### **1.1. Bundesnaturschutzgesetz**

Das Bundesnaturschutzgesetz (BNatSchG) verbietet die Entnahme von Tieren besonders geschützter Arten, zu denen nahezu sämtliche einheimische Säugetierarten zählen. Beispielhaft hierfür ist der europäische Braunbrustigel. Gemäß § 44 Absatz 2 Satz 1 Nummer 1 BNatSchG ist es untersagt, derartige Tiere aus der Natur zu entnehmen. Eine Entnahme ist jedoch bereits erfolgt, wenn das Tier in der Praxis vorgestellt wird. Gerechtfertigt wird eine solche Entnahme gemäß § 45 Absatz 5 BNatSchG, welcher besagt, dass die vorübergehende Aufnahme von kranken, hilflosen oder verletzten Tieren zur Genesung erlaubt ist. Jungtiere, die noch nicht eigenständig in der Natur überleben können, gelten als hierbei ebenfalls als hilflose Tiere.

Im Falle von Zweifeln seitens der zuständigen Naturschutzbehörde bezüglich der angemessenen Versorgung des aufgenommenen Tieres oder bei stark gefährdeten Arten kann die Behörde die direkte Überführung an eine Auffangstation anordnen. Daher ist es erforderlich, die Aufnahme streng geschützter Tierarten der zuständigen Behörde zu melden, in der Regel der unteren Naturschutzbehörde des entsprechenden Landkreises (Richter, et al., 2020).

Der § 45 BNatSchG erlaubt somit die Pflege kranker, hilfloser oder verletzter Tiere, bis sie wieder in der Lage sind, eigenständig zu überleben. Sobald dieser Zeitpunkt erreicht ist, müssen die Tiere jedoch unverzüglich in ihren natürlichen Lebensraum zurückgebracht werden. Gewisse Ausnahmeregelungen hierzu finden sich allerdings im Bundesjagdgesetz, welche im folgenden Abschnitt erläutert werden.

## **1.2.        Bundesjagdgesetz**

Viele einheimische Wildtierarten wie Rehe, Rotfüchse und Feldhasen unterliegen dem Bundesjagdgesetz. Nach § 1 Absatz 1 Satz 1 des Bundesjagdgesetzes (BJagdG) obliegt es allein dem Jagdausübungsberechtigten, Wildtiere jagdbarer Arten zu pflegen und aufzunehmen. Darüber hinaus erlaubt § 1 Abs. 5 des Bundesjagdgesetzes dem Jagdausübungsberechtigtem auch die Aneignung kranker Tiere.

Finder verletzter oder erkrankter jagdbarer Wildtiere sind verpflichtet, den entsprechenden Jagdausübungsberechtigten oder, wenn man diesen nicht erreicht, die Polizei zu informieren, bevor ein Tier der Natur entnommen wird (Erdmann & Thomsen, 2022). Wird das Einverständnis des Jagdausübungsberechtigten nicht eingeholt, stellt dies eine Straftat dar, die als "Wilderei" gemäß § 292 des Strafgesetzbuches (StGB) geahndet werden kann.

Als Tierarzt besteht jedoch keine Verpflichtung, im Falle eines Versäumnisses seitens der Finder, das Einverständnis des Jagdausübungsberechtigten nachträglich einzuholen oder eine Meldung an die Polizei zu machen. Sollte es nicht möglich sein,

die Einwilligung des Jagdausübungsberechtigten rechtzeitig oder ohne unverhältnismäßigen Aufwand einzuholen, kann von einer mutmaßlichen Einwilligung ausgegangen werden. Diese Ausnahme vom Entnahmeverbot erfolgt aufgrund der geringfügigen Beeinträchtigung der Interessen des Jagdausübungsberechtigten und im Interesse der Wildtierpflege. Dies wird in § 1 Absatz 1 Satz 2 und § 22a Absatz 1 Satz 2 BJagdG festgelegt. Für Greifvögel stellt die widerrechtliche Aneignung gemäß § 36 BJagdG einen Straftatbestand dar (Richter, et al., 2020).

Im §2 des Bundesjagdgesetz sind alle Tierarten, die unter das Jagdrecht fallen, aufgelistet. Die einzelnen Bundesländer haben gemäß § 2 Absatz 2 das Recht, zusätzliche Tierarten festzulegen, die dem dortigen Jagdrecht unterliegen. In Bayern sind weitere sieben Tierarten gelistet: Elster, Eichelhäher, Nilgans, Nutria, Marderhund, Rabenkrähe und Waschbär.

Weiterhin beschreibt der § 28 Absatz 2 BJagdG ausdrücklich das Verbot, Wildkaninchen und Wildschweine erneut auszusetzen. Daher dürfen diese Tierarten auch nach einer erfolgreichen medizinischen Versorgung nicht ausgewildert werden.

Bei Tieren, die nicht unter das deutsche Jagdgesetz fallen, greift grundsätzlich das bereits erwähnte Bundesnaturschutzgesetz.

### **1.3. Tierschutzgesetz**

In Deutschland muss beim Umgang mit jedem Tier das Tierschutzgesetz beachtet werden. Gemäß § 1 des Tierschutzgesetzes ist es ein ethisches Gebot, Schmerzen, Leiden und Schäden von Tieren zu verhindern oder zu verringern. Dies bezieht sich auch auf wildlebende Tiere. Daher muss nach § 1 des Tierschutzgesetz auch bei der

Aufnahme und Behandlung von Wildtieren eine angemessene Versorgung, auch stationär aufgenommener Patienten, stattfinden.

Es ist wichtig zu betonen, dass nach der Aufnahme eines Wildtieres die Verpflichtungen gemäß dem Tierschutzgesetz (TierSchG), die an Tierhalter gerichtet sind, gelten. Besonders relevant ist dabei § 2 TierSchG, der sich auf Ernährung, Pflege und Unterbringung bezieht, was besondere Beachtung bei der stationären Aufnahme finden muss. Weiterhin beschreibt § 3 S. 1 Nr. 3 TierSchG, dass ein Tier nicht ausgesetzt oder zurückgelassen werden darf, solange es noch auf Hilfe angewiesen ist.

#### **1.4. Arzneimittelgesetz und Tierarzneimittelgesetz**

Der größte Teil der Tierarzneimittel in Deutschland ist ausschließlich für Haus- oder Nutztiere zugelassen. Das hat zur Folge, dass bei der medikamentösen Behandlung von Wildtieren oft ein Mangel an therapeutischen Optionen besteht. In solchen Fällen ist es häufig notwendig, die Umwidmungskaskade gemäß § 56a (2) des Arzneimittelgesetzes (AMG) anzuwenden. Die geltende Umwidmungskaskade ist auf der folgenden Seite in Abbildung 1 schematisch dargestellt.

Zusätzlich stellt die Behandlung von Wildtieren eine besondere Herausforderung dar, da auch einige der heimischen Wildtiere auch gleichzeitig als lebensmittelliefernde Tiere deklariert werden. Beispielhaft hierfür sind Rotwild, Wildschweine sowie Enten und Gänse. Daher muss bei diesen Tierarten nicht nur die Umwidmungskaskade berücksichtigt werden, sondern auch die Wartezeit bevor eine Wiederauswilderung stattfinden kann (Stabsstelle Tiergesundheit, 2022).

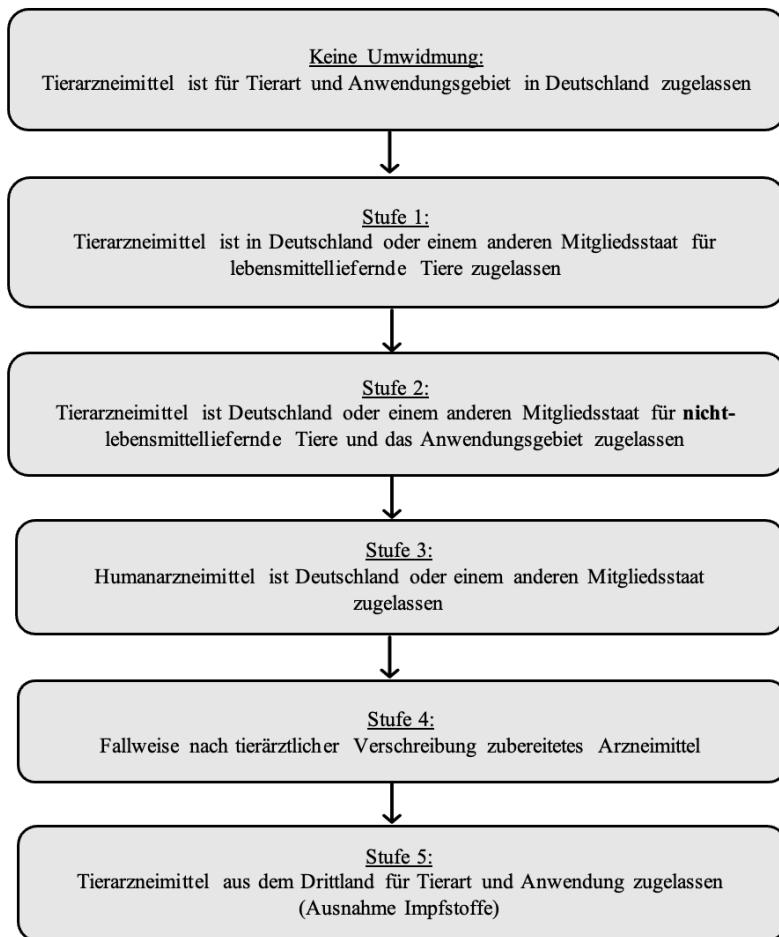


Abb. 1: Umwidmungskaskade

### **1.5. Verpflichtung zur Notfallversorgung**

Gemäß § 2 der Berufsordnung für Tierärzte und § 3 des Tierschutzgesetzes (TierSchG) haben Tierärzte in Deutschland die Pflicht, Tiere in Notfällen zu versorgen. Die Berufsordnung für Tierärzte definiert die moralischen und fachlichen Verpflichtungen von Tierärzten, während das Tierschutzgesetz rechtlich verbindlich den Schutz und das Wohl der Tiere gewährleistet.

Gemäß § 2 Absatz 1 der Berufsordnung für Tierärzte heißt es: "Der Tierarzt hat die Aufgabe, Tierleiden zu verhüten, zu lindern und zu heilen. (...) Er hat in allen Fällen, in denen sein ärztlicher Rat oder sein tierärztlicher Beistand in Anspruch genommen wird oder erforderlich ist, seine ganze Erfahrung und sein Wissen zum Wohl der ihm anvertrauten Tiere einzusetzen."

Gemäß § 3 des Tierschutzgesetzes (TierSchG) sind Personen, die Tiere halten oder betreuen, verpflichtet, erforderliche Maßnahmen zu ergreifen, um Schmerzen, Leiden oder Schäden bei den Tieren zu verhindern oder zu verringern. Diese rechtlichen Bestimmungen verdeutlichen, dass Tierärzte verpflichtet sind, in Notfällen tierärztliche Hilfe zu leisten, um Leiden von Tieren zu verhindern oder zu lindern. Dazu gehört ebenfalls die Notfallversorgung von verletzten oder kranken Tieren, auch wenn es sich um Wildtiere handelt. Unter bestimmten Umständen kann diese Verpflichtung eingeschränkt werden. Mögliche Ausnahmen dieser Verpflichtung bestehen beispielsweise, wenn der Tierarzt nicht über die erforderliche Fachkompetenz, Ausrüstung oder Ressourcen verfügt, um eine angemessene Notfallversorgung zu gewährleisten. Außerdem kann die Verpflichtung zur Notfallversorgung wegfallen, wenn die Behandlung eines Tieres das Leben oder die Gesundheit des Tierarztes gefährden könnte (Erdmann & Thomsen, 2022).

### **1.6. Abrechnung (GOT)**

Die Abrechnung der tierärztlichen Behandlung von Wildtieren in Deutschland erfolgt in der Regel nach der Gebührenordnung (GOT) für Tierärzte. Die GOT regelt die

Honorare und Gebühren, die Tierärzte für ihre Leistungen berechnen dürfen. Die Berechnung der Behandlung wird in der GOT unter „Wildtiere/ Zootiere“ aufgeführt.

### **1.7. Invasive Arten**

Invasive gebietsfremde Tierarten werden als nicht heimische Arten, die sich in neuen Ökosystemen ansiedeln und potenziell schädliche Auswirkungen auf die einheimische Fauna, Flora und Umwelt haben können, definiert (Bundesumweltministerium, 2021). In Deutschland kommen verschiedene invasive Tierarten vor, darunter beispielsweise der Marderhund, der Waschbär und der Signalkrebs. Diese Arten können Krankheiten übertragen, einheimische Arten verdrängen oder landwirtschaftliche Schäden verursachen (Deutscher Tierschutzbund).

Die tierärztliche Behandlung invasiver Tierarten wirft spezifische Herausforderungen auf. Bei der Behandlung von Krankheiten oder Verletzungen solcher Tiere müssen nicht nur die medizinischen Aspekte, sondern auch die potenziellen ökologischen Folgen und die gesetzlichen Vorgaben berücksichtigt werden. Das Bundesnaturschutzgesetz §40/40a Abschnitt 2 regelt in dieser Hinsicht den Umgang mit geschützten Tierarten und gibt vor, dass invasive Arten bekämpft oder entfernt werden dürfen, um Schaden für heimische Arten oder Ökosysteme zu minimieren.

Private Halter von invasiven Arten in Deutschland, die Tiere der Unionsliste schon vor 2015 gehalten haben, dürfen dies auch weiterhin bis zum Lebensende der Tiere tun. Sie müssen jedoch sicherstellen, dass die Tiere weder in die freie Natur entkommen, noch sich vermehren können. Sie dürfen darüber hinaus grundsätzlich keine neuen Tiere der Liste anschaffen und ihre Tiere auch nicht abgeben oder transportieren. Tiere aus Tierheimen aufzunehmen, kann jedoch mit entsprechender Genehmigung gestattet sein (Deutscher Tierschutzbund, zuletzt aufgerufen am 24.05.2024).

Die "Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22.10.2014 über die Prävention und das Management der Einbringung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten (IAS-VO)" sowie die darauf basierende Durchführungsverordnung (EU) 2016/1141 der Kommission vom 13.07.2016 zur Annahme einer Liste invasiver gebietsfremder Arten von unionsweiter Bedeutung, bekannt als "Unionsliste", führen invasive gebietsfremde Tier- und Pflanzenarten auf. Diese Liste wird kontinuierlich überarbeitet und erweitert (siehe EU-Durchführungsverordnung 2017/126312 sowie 2019/126213). Gemäß den EU-Vorschriften besteht im Allgemeinen ein Verbot von Einfuhr, Haltung, Zucht, Transport, Erwerb, Verwendung, Tausch und Freisetzung von Tieren der aufgeführten Arten (Richter, et al., 2020). Daher dürfen auch diese Tiere trotz einer erfolgreichen Heilung nicht wieder ausgewildert werden.

## 2. Untersuchungen

### 2.1. Anamnese

Die Anamnese gestaltet sich bei Wildtieren häufig herausfordernd, da die Finder bzw. Überbringer der Tiere oftmals wenige bis keine Informationen über den Krankheitsverlauf der Tiere haben. Daher sollten im Rahmen der Anamnese so viele Informationen wie möglich über die Umstände, unter denen das Wildtier gefunden wurde, zusammengetragen werden. Dazu gehören Angaben wie der Fundort, der Zeitpunkt des Fundes sowie die Dauer, für die das Tier in der Obhut des Finders war. Eine umfassende Anamnese kann wesentlich dazu beitragen, Verletzungen zu interpretieren, Verdachtsdiagnosen zu unterstützen und die Auswahl zusätzlicher diagnostischer Maßnahmen zu beeinflussen (Meredith, 2016).

### 2.2. Allgemeine Untersuchung

In der Wildtiermedizin spielt die eine Allgemeinuntersuchung nach einer gründlichen Anamnese, genauso wie in der Klein- und Großtiermedizin, eine entscheidende Rolle. Wildtiere neigen naturgemäß dazu, Schwächen zu verbergen und reagieren häufig mit einem übergeordneten Abwehr- und/oder Fluchtverhalten beziehungsweise konträr mit einer Schockstarre, weshalb der Kontakt mit Wildtieren vor einer Untersuchung auf das Notwendigste beschränkt werden sollte. Zu Beginn der Untersuchung empfiehlt sich eine sorgfältige visuelle Beurteilung aus der Distanz. Außerdem sollte im Hinblick auf die Stressanfälligkeit der Tiere eine Untersuchung bestmöglich vorbereitet werden, damit diese schnell erfolgen kann und das Tier nur so kurz wie möglich gehandhabt werden muss. Bevor eine Untersuchung beginnen kann, ist es für den Tierarzt bzw. die Assistenz besonders wichtig, sich adäquat vor Verletzungen zu schützen. Dafür können verschiedene Hilfsmittel wie Maulkörbe, Lederhandschuhe und Handtücher verwendet werden. In einigen Fällen kann jedoch auch eine Sedierung oder Immobilisierung der Tiere notwendig sein. Diese Maßnahme reduziert nicht nur das Verletzungsrisiko für den Untersuchenden und das Tier, sondern auch Stress für das Tier. Eine Narkose oder Sedierung sollte jedoch nur bei

stabilen Tieren in Erwägung gezogen werden. Nach einer kurzen initialen Untersuchung und nach Stabilisierung des Patienten sollte eine eingehendere Untersuchung des gesamten Tieres durchgeführt werden (Whittington & Rosenhagen, 2020; Smith, 2016)

Die ausführliche Allgemeinuntersuchung dient als Grundlage für die Entscheidung, ob weitere Untersuchungen notwendig sind, eine medizinische Behandlung realistische Heilungschancen bietet und das Tier nach Genesung rehabilitiert werden kann, oder das Tier aus tierschutzrechtlichen Aspekten euthanasiert werden sollte.

### **2.3. Weiterführende Untersuchungen**

#### **2.3.1. Röntgen**

Die Röntgenuntersuchung ist ein unverzichtbares diagnostisches Werkzeug bei der Untersuchung von Wildtieren. Um eine präzise Diagnose zu gewährleisten, ist eine korrekte Positionierung des Patienten von entscheidender Bedeutung. Eine symmetrische Lagerung spielt eine wichtige Rolle. Ausgeschlossen hiervon sind spezielle Projektionen, beispielsweise Aufnahmen von einzelnen Gliedmaßen oder des Schädels (Capello & Lennox, 2008).

Für die meisten Wildtiere werden Röntgengeräte mit niedriger Röhrenspannung (40–70 kVp) und hoher Röhrenstromstärke (bis zu 300 mA) bevorzugt, da diese eine ausreichende Bildqualität gewährleisten können. Kleine, tragbare Geräte sind oft praktischer und kostengünstiger als stationäre Einheiten (Miller E. A., 2022). Auch schwenkbare Röntgenröhren finden eine gute Anwendbarkeit bei der Anfertigung von Röntgenaufnahmen bei Vögeln ohne Anästhesie (König, Korbel, & Liebich, 2009). Hilfsmittel wie Klebeband oder Lagerungshilfen aus Schaumstoff können zur richtigen Positionierung nützlich sein. Diese sind auf dem Röntgenbild unsichtbar und beeinträchtigen daher nicht das Bild (Capello & Lennox, 2008).

Für die Röntgenuntersuchung von Säugetieren sind verschiedene Lagerungstechniken erforderlich, die je nach Größe des Tieres variieren können. Für kleinere Säugetiere kann eine manuelle Fixierungen ausreichen. Bei den meisten juvenilen und erwachsenen Säugetieren ist jedoch eine Anästhesie erforderlich, um Stress zu vermeiden und eine scharfe Röntgenaufnahme zu erhalten. Standardisiert werden ventrodorsale/dorsoventrale und laterolaterale Aufnahmen angefertigt. In der ventrodorsalen bzw. dorsoventralen Ansicht wird das Säugetier entweder auf den Rücken (ventrodorsalen) oder den Bauch (dorsoventralen) gelegt, so dass das Brustbein parallel über der Wirbelsäule liegt. Die Vorderbeine werden entlang des Kopfes ausgestreckt, während die Hinterbeine auf beiden Seiten gerade nach hinten ausgezogen werden. Für die laterolaterale Ansicht wird das Tier auf eine Körperseite gelegt. Bei einer Verletzung sollte diese Richtung Röntgenplatte gerichtet sein. Die Beine werden auch hier parallel zur Kassette leicht nach vorne bzw. hinten ausgezogen (Miller E. A., 2022).

Auch beim Vogelpatienten stellt die Röntgenuntersuchung ein wichtiges diagnostisches Mittel dar. Beispielsweise zur Diagnose von Erkrankungen wie Frakturen, Tumoren und inneren Verletzungen (Samour & Naldo, 2007). Eine Röntgenuntersuchung sollte prinzipiell in zwei Ebenen erfolgen. Bei Bedarf kann eine Inhalationsnarkose angewendet werden, um die sichere und schnelle Durchführung der Röntgenuntersuchung zu gewährleisten (Kostka & Bürkle, 2010).

Bei ventrodorsalen Aufnahmen wird der Vogel in Rückenlage positioniert. Der Hals und die Beine werden manuell oder mit Hilfsmitteln gestreckt, und die Flügel seitlich ausgebreitet. Es ist wichtig, dass sich Wirbelsäule und Brustbein überlagern, um eine symmetrische Ansicht zu gewährleisten. Diese Position ermöglicht eine klare Darstellung der inneren Organe und der Knochenstruktur entlang der Körperachse (Kostka & Bürkle, 2010).

Für laterolaterale Aufnahmen wird der Vogel in Seitenlage gebracht. Die Flügel werden nach dorsal gestreckt, während die Ständer nach kaudal ausgezogen werden.

Die Schulter- und Hüftgelenke sollten sich überlagern, damit der Vogel auf der Aufnahme später nicht verkippt dargestellt wird. Diese Positionierung ermöglicht eine detaillierte Betrachtung der Körperstruktur von der Seite und eignet sich besonders für die Untersuchung von Lungen und Bauchorganen (Kostka & Bürkle, 2010).

Zusätzlich zu den Standardaufnahmen können spezielle Techniken verwendet werden, um bestimmte Körperregionen detaillierter zu untersuchen. Bei der „Caudocranial“ (CdCr) Wing Ansicht wird der Vogel so gehalten, dass der Kopf nach unten zeigt und beide Flügel eng am Körper anliegen. Einer der Flügel wird sanft ausgestreckt, sodass die vordere Kante Kontakt mit der Röntgenkassette hat. Diese Technik ermöglicht eine detaillierte Beurteilung der Flügelknochenstruktur (König, Korbel, & Liebich, 2009; Miller, 2022). Zur Beurteilung der Strukturen des Schultergürtels eignet sich die sogenannte H View. Der Vogel wird dafür in Rückenlage positioniert. Das Röntgengerät so positioniert, dass der Strahl auf den Thoraxeingang zeigt und einen Winkel von 45° zum Tisch bildet (Miller, 2022).

Die Grundsätze des Strahlenschutzes müssen bei der Röntgenuntersuchung von Vögeln ebenfalls beachtet werden. Dies bedeutet, dass sich die Hände des Untersuchers außerhalb des Primärstrahls befinden müssen. Dafür muss der Primärstrahl entsprechend klein eingebendet werden. Wenn dies nicht möglich ist, sollten Hilfsmittel wie Bleihandschuhe oder bei der Darstellung der Ständer Mullbinden als Auszugshilfen o.Ä. verwendet werden (Kostka & Bürkle, 2010; Scott, 2021).

### **2.3.2. Augenuntersuchung**

Eine der häufigsten Ursachen für einen reduzierten Ernährungszustand eines wildlebenden Greifvogels, oder als Folge einer traumatischen Verletzung ist eine Schädigung der Augenfunktion (Forbes, 2016). Es wurde festgestellt, dass 38 % der traumatisierten Greifvögel Augenschäden aufweisen, wobei in 70 % dieser Fälle die Schädigung ausschließlich das hintere Augensegment in Form von intravitrealen

Hämorrhagien ausgehend vom Augenfächer (Pecten oculi) betrifft, was nur mittels Ophthalmoskopie sichtbar ist (Korbel, 2000).

Die Augenuntersuchung von heimischen Wildtieren, insbesondere von Vögeln, ist von entscheidender Bedeutung für ihr Überleben und ihre erfolgreiche Wiederauswilderung. Ein voll funktionsfähiger Visus und die damit verbundene vollständige Gesundheit der Augen sind unerlässlich für die Fähigkeit von Vögeln, sich in ihrer natürlichen Umgebung zurechtzufinden, Nahrung zu finden und Gefahren zu erkennen. Bereits teilweise oder einseitige Einschränkungen der Sehleistung können schwerwiegende Auswirkungen auf das Überleben von Wildvögeln haben, da sie möglicherweise nicht mehr in der Lage sind, sich selbst zu versorgen oder sich effektiv vor Raubtieren zu schützen (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021).

Die Anatomie des Vogelauges weist zahlreiche Unterschiede zum Säugetierauge auf, wie z. B. eine gestreifte statt glatte Augenmuskulatur und spezielle Strukturen wie das Pecten oculi. Trotz dieser Unterschiede ähnelt die Herangehensweise in der ophthalmologischen Untersuchung derjenigen bei Säugetieren (Korbel R. T., 2002). Die Anamnese bei Wildvögeln gestaltet sich oft als Herausforderung, da viele wichtige Informationen wie beispielsweise Vorerkrankungen, die Dauer der Symptome und das Alter des Tieres in der Regel unbekannt sind. Aufgrund dieser begrenzten Informationen ist es besonders wichtig, die Fundumstände des Tieres zu erfragen, da diese mögliche Hinweise auf die Verletzung bzw. Erkrankung geben können. Bei der Durchführung einer Augenuntersuchung bei Wildvögeln ist der erste Schritt die Adspektion, die eine visuelle Beurteilung des Vogels beinhaltet, um mögliche Anzeichen von Sehbeeinträchtigungen zu erkennen. Aufgrund des ausgeprägten Fluchtinstinkts von Vögeln gestaltet sich die Durchführung von Sehproben sehr schwierig. Daher kommt der Adspektion aus sicherer Distanz eine große Bedeutung zu. Eine gründliche Adspektion sollte erst erfolgen, wenn der Vogel sich unbeobachtet fühlt und nicht fixiert ist. Da viele Vogelarten, vor allem Eulen und Greifvögel sehr geräuschempfindlich sind, sollten laute Geräusche vermieden werden, da diese die Reaktionen der Tiere beeinträchtigen können. Der Untersucher

sollte daher eine ruhige Umgebung schaffen, um eine ungestörte Beobachtung zu ermöglichen (Seidel, 1988). Während der Adspektion sollte der Untersucher einen Überblick über verschiedene Verhaltensweisen des Vogels erhalten, darunter die Futteraufnahme, Orientierung im Käfig, das Fluchtverhalten und die Körperhaltung (Pees & Steinmetz, 2010). Die äußerliche Adspektion der Augen und der umgebenden Strukturen beinhaltet die eingehende Betrachtung des Kopfes sowohl von vorne als auch von der Seite, wobei speziell auf Symmetrie, Verletzungen, Augenausfluss etc. geachtet wird. Diese Untersuchung erfolgt ohne zusätzliche Lichtquelle, um natürliche Bedingungen zu simulieren (Eule, Nell, & Wollanke, 2017; Korbel R. T., 2002).

Insbesondere bei Eulenvögeln sollte eine Untersuchung der Ohröffnungen durchgeführt werden, denn aufgrund der Augenposition sind bei Bulbusrupturen und Frakturen des Skleralrings an dieser Stelle deutliche Blutungen zu sehen. Blutungen in der Ohröffnung deuten nicht nur bei Eulen mit hoher Wahrscheinlichkeit auf eine Fundusläsion hin (Korbel, 1994).

Zur Minimalausstattung für eine Augenuntersuchung beim Wildvogelpatienten gehören eine fokussierte Lichtquelle mit Vergrößerungslinse, Instrumente zur Manipulation der Augenlider (z.B. Graefe-Haken), Tränenkanüle und Lokalanästhetika wie Proxametacain, Oxybuprocaïn oder Lidocain (Korbel, 2002). Weiterhin kann eine fortgeschrittenere Ausrüstung eine Spaltlampe (Vergrößerung x 5–15, besser x 20), ein monokulares direktes Ophthalmoskop mit 15-D-Linse und ein Kopf-Ophthalmoskop mit 30- und 78-D-Linsen beinhalten(Korbel, 2002).

Die Augenuntersuchung ist unterteilt in die Untersuchung des vorderen und des hinteren Augensegments (Korbel, 2002).

Eine gründliche Untersuchung der Hornhaut ist entscheidend, um mögliche Verletzungen zu identifizieren. Außerdem ist die Bestimmung des intraokularen Drucks im vorderen Augenbereich erforderlich. Referenzwerte hierfür liegen bei der

Verwendung des Tonopen® XL zwischen 9 und 28 mm Hg, wobei Eulen typischerweise 9–11 mm Hg, Turmfalken 13 mm Hg und Mäusebussarde 17 mm Hg aufweisen. Auch die Inspektion des vorderen Augensegments ist von Bedeutung. Der Pupillarreflex sollte ebenfalls getestet werden. Eine positive Reaktion deutet auf eine normale Netzhautfunktion hin, während eine fehlende Reaktion einen Netzhautdefekt vermuten lässt. Es ist jedoch zu beachten, dass eine fehlende Reaktion auch bei einem normal funktionierenden Auge vorkommen kann, da die Iris der Vögel einen quergestreiften Muskel enthält, der es ihnen im Gegensatz zu Säugetieren ermöglicht, die normale Lichtreaktion zu unterdrücken (Forbes, 2016). Die Induktion der Mydriasis ist für die Untersuchung des hinteren Augenabschnitts unerlässlich. Bei Vögeln zeigen die Mydriatika wie Atropin und Tropicamid jedoch wenig Wirkung, da die Augenmuskulatur quergestreift ist und die Iris teilweise der willentlichen Kontrolle unterliegt. Medikamente wie neuromuskuläre Blocker wie d-Tubocurarin (3 %; 0,01–0,03 ml), die direkt in die Vorderkammer injiziert werden müssen, hingegen führen zu einer Mydriasis. Diese Methode birgt jedoch erhebliche Risiken für intraokulare Verletzungen und sollte nur therapeutisch eingesetzt werden, um Synechien bei Uveitis zu verhindern. Eine Alternative für die routinemäßige Mydriasis und intraokulare Eingriffe ist die Luftsack-Perfusionsanästhesie (Korbel R. T., 2002).

Für die Beurteilung des hinteren Augensegments bieten sich zwei Methoden, die direkte und indirekte Ophthalmoskopie, an. Bei der direkten Ophthalmoskopie wird ein fokussierter Lichtstrahl durch die Pupille des Patientenauges geleitet. Das Licht wird vom Fundus reflektiert und ermöglicht dem Untersucher, die hinteren Augenstrukturen zu sehen. Dabei ist es notwendig, dass der Lichtstrahl und das reflektierte Licht nahezu koaxial verlaufen, um ein klares Bild zu erhalten. Diese Methode eignet sich besonders gut für die Untersuchung von Vögeln mit größeren Pupillen, wie zum Beispiel tag- und nachtaktiven Greifvögeln. Bei der indirekten Ophthalmoskopie hingegen werden asphärische Linsen mit Dioptrienwerten von 30, 40, 60, 78 und 90 in Kombination mit einem Kopf-Ophthalmoskop verwendet. Diese Technik bietet einen größeren Sehwinkel durch die Pupille und damit auf den Fundus

und ermöglicht eine bessere Beurteilung der peripheren Fundusstrukturen. Für Vögel mit größeren Pupillen, wie Greifvögel, wird eine 30-D-Linse verwendet. Bei Tauben und größeren Papageienvögeln kommt eine 78-D-Linse zum Einsatz, während für kleine Vögel eine 90-D-Linse empfohlen wird (Korbel R. T., 2002).

### **2.3.3.      Kotuntersuchung**

#### **2.3.3.1.    Nativ**

Der Nativausstrich ist eine diagnostische Methode, die speziell für die Identifizierung von Flagellaten geeignet ist, wie z. B. Giardien und Histomonaden. Das Probenmaterial besteht aus frischem Kot der Tiere. Zur Durchführung wird eine geringe Menge des Kots mit physiologischer Kochsalz-Lösung auf einem Objektträger vermischt und mit einem Deckgläschen abgedeckt unter dem Mikroskop untersucht (Kummerfeld, 2015; Wrobbel, 2021).

#### **2.3.3.2.    Flotation**

Das Flotationsverfahren basiert auf dem Prinzip der Anreicherung von spezifisch leichteren Parasitenstadien. Während schwerere Kotbestandteile absinken oder in der Schwebe bleiben, steigen die leichteren Parasitenstadien auf. Hierbei werden verschiedene Flotationsmedien verwendet, darunter gesättigte NaCl-Lösung, NaNO<sub>3</sub>-Lösung, ZnCl<sub>2</sub>-Lösung, ZnSO<sub>4</sub>-Lösung, NaCl/ZnCl<sub>2</sub>-Lösung und Kristallzuckerlösung, um unterschiedliche spezifische Gewichte zu erzielen.

**Methode A:**

1. Es werden 3–5 g Kot mit dem zehnfachen Volumen an Flotationslösung zu einer homogenen Suspension vermischt.
2. Die Suspension wird durch ein Sieb mit einer Maschenweite von 500–800 µm und einen Trichter in 15 ml fassende Zentrifugenrörchen (2 je Probe) gegossen und für 3 Minuten bei 300–500 × g zentrifugiert.
3. Von der Oberfläche der Flüssigkeit werden mithilfe einer rechtwinklig abgebogenen, abflammbaren Platindrahtöse (Durchmesser 5–6 mm) 3–5 Tropfen entnommen und auf einen Objekträger übertragen.
4. Auf den Objekträger wird ein Deckgläschen gelegt, und das Präparat wird mikroskopisch untersucht.

**Methode B:**

1. Die Suspension wird gemäß Methode A hergestellt.
2. Die Suspension wird durch ein Sieb mit einer Maschenweite von 500–800 µm und einen Trichter in ein Becherglas (50 ml) oder 2 Zentrifugenrörchen (10–15 ml) überführt.
3. Die Suspension wird für 30 Minuten stehen gelassen.
4. Mit einer Öse werden einige Tropfen von der Oberfläche zur Untersuchung entnommen und auf einen Objekträger überführt.
5. Eine alternative Vorgehensweise besteht darin, dass bei vollgefüllten Zentrifugenrörchen (wenn sich ein Meniskus am oberen Rand bildet) nach 15–30 Minuten Flotationszeit vorsichtig ein Deckglas auf jedes Röhrchen gelegt wird. Anschließend werden sowohl das Deckglas, somit auch die flotierten parasitären Objekte, von den Rörchen abgenommen und auf einen Objekträger zur Untersuchung übertragen.
6. Das Präparat wird anschließend mikroskopisch untersucht.

(Deplazes, et al., 2020; Wrobbel, 2021)

### **2.3.3.3. Sedimentationsverfahren**

Das Sedimentationsverfahren beruht auf dem Prinzip, dass spezifisch schwere Parasitenstadien, wie zum Beispiel Trematoden-Eier, in einer Kot-Wasser-Suspension rasch absinken. Durch mehrmaliges Auswaschen der leichteren Kotpartikel können Eier im Sediment nachgewiesen werden (Deplazes, et al., 2020). Das Sedimentationsverfahren wird im Anschluss an die Flotation durchgeführt. Nach dem Dekantieren der NaCl-Lösung kann das auf einem Objektträger ausgestrichene oder in einer Petrischale aufgeschwemmte Sediment betrachtet werden. Es wird darauf hingewiesen, dass ein negativer Befund bei der Sedimentation nicht zwangsläufig eine Ausschlussdiagnose ist. Die klinisch-parasitologische Beurteilung des Sediments muss viele grobe Artefakte aus dem Erdboden berücksichtigen, die die Eier oft überlagern und so vor einem Nachweis verbergen können (Kummerfeld, 2015).

### **2.3.3.4. Klebebandmethode**

Ein transparenter Klebestreifen ( $1 \times 4$  cm) wird mit der Klebeseite auf die trockene Anal- und Perianalhaut gedrückt, anschließend abgezogen und mit der Klebeschicht nach unten auf einem Objektträger befestigt. Danach kann das Präparat mikroskopisch untersucht werden. Gegebenenfalls werden mehrere Abklatschstreifen je Tier benötigt, um die diagnostische Ausbeute zu maximieren. Die Klebebandmethode ermöglicht den Nachweis von beispielsweise Taeniiden (Taenia und Echinococcus) (Deplazes, et al., 2020).

### 3. Fixationstechniken

#### 3.1.1. Igel

Das Stachelkleid und die Fähigkeit eines gesunden Igels, sich zusammenzurollen, können eine genauere Untersuchung erschweren. Daher muss das Tier zu Beginn einer Untersuchung entrollt werden. Es sollten allgemeine Grundsätze wie die Vermeidung von Lärm und Berührungen von Gesicht, Tasthaaren oder Bauch beachtet werden, da dies den Igel eher dazu anregt, sich zusammenzurollen. Manche Igel rollen sich von selbst wieder auf, wenn man sie ein paar Minuten lang ungestört lässt. Alternativ besteht eine Möglichkeit darin, sanft entlang der Rückenmitte zu streichen. Zum Entrollen kann auch versucht werden, den Igel sanft in den Händen hin und her zu wippen (Bexton, 2016). Alternativ kann das Einsetzen des Igels in eine flache Schale mit Wasser dazu führen, dass er sich entrollt. Dies sollte jedoch nicht bei jungen oder geschwächten Tieren erfolgen (Wrobbel, 2021). Hat sich der Igel erst einmal aufgerollt, kann man die Hintergliedmaßen greifen, nach hinten ausziehen und den Igel dadurch nach oben anheben. Diese Position wird auch „Schubkarren-Haltung“ genannt. Auf diese Weise gehalten, ist es möglich, das Abdomen, die Gliedmaßen und das Gesicht visuell zu untersuchen, obwohl für eine gründliche Untersuchung des Mauls und das Abtasten der Gliedmaßen und des Bauches häufig eine Betäubung erforderlich ist. In dieser Haltung sollte auch das Geschlecht des Tieres bestimmt werden (Bexton, 2016; SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023).

Da Igel Träger von Zoonosen wie beispielsweise Dermatomykosen sein können, sollten unbedingt Handschuhe während des Umgangs getragen werden (Bexton & Couper, 2019).

#### 3.1.2. Eichhörnchen

Um Stress zu reduzieren und Verletzungen beider Seiten zu verhindern, ist es notwendig, Eichhörnchen ruhig und vorsichtig, aber dennoch fest zu handhaben. Generell sind bei Eichhörnchen, die kratzen, beißen und sich schnell bewegen können,

Handschuhe aus Latex oder Leder unerlässlich, um das Risiko von Krankheitsübertragungen und Bissen zu minimieren. Zur Untersuchung und Behandlung können auch Handtücher oder Decken angemessener Dicke verwendet werden. Dabei ist darauf zu achten, dass Krallen, Füße und Zähne nicht im Handtuch hängenbleiben können, um Verletzungen zu vermeiden (Bexton, 2016; Miller E. A., 2020; Stocker, 2005).

Zur Fixation des Tieres umfassen der Zeigefinger und Daumen einer Hand den Unterkiefer des Tieres, um den Kopf zu kontrollieren, während die zweite freie Hand den restlichen Körper stützt (Bewig & Mitchell, 2009). Es ist besonders wichtig zu beachten, dass Eichhörnchen nie ausschließlich an ihren Schwänzen fixiert werden dürfen, da die Haut über dem Schwanz empfindlich ist und sich leicht vom Unterhautgewebe ablösen kann (Fowler, 2008).

In der Untersuchung von Mantor et al. wurde festgestellt, dass die Anwendung von „Rodent Restraint Cones“ eine wirksame Methode zur Verringerung der Fixationszeit ist. Dadurch wurde auch der damit verbundene Stress verringert, ohne auf chemische Immobilisierungsmittel angewiesen zu sein (Mantor, Krause, & Hart, 2014).

### 3.1.3. Feldhase und Wildkaninchen

Sowohl Feldhasen als auch Wildkaninchen sind äußerst stressanfällig, weshalb die Kontaktzeit so kurz wie möglich gehalten werden sollte (Whittington & Rosenhagen, 2020). Eine Umgebung für die Untersuchung sollte ruhig sein und frei von Raubtiergeräuschen wie beispielsweise bellenden Hunden. Das Licht sollte gedämpft sein. Damit die Tiere auf dem Untersuchungstisch nicht wegrutschen, kann ein Handtuch auf die Tischoberfläche gelegt werden. Bei besonders lebhaften Tieren ist es ratsam, die Untersuchung auf dem Boden durchzuführen. Bewegungen um die Tiere herum sollten ruhig und leise sein, wobei plötzliche Bewegungen und laute Geräusche vermieden werden müssen. Das Abdecken der Augen mit einer Hand oder einem Handtuch kann beruhigend wirken. Beim Heben und Tragen der Tiere sollten

die Wirbelsäule und die Hinterbeine stets mit einer Hand gestützt werden. Eine weiter Möglichkeit besteht darin, das Tier in ein Handtuch einzwickeln, um Abwehrreaktionen minimieren zu können. Nach der Untersuchung sollte das Tier sofort wieder in die Transportbox oder das Gehege zurückgebracht werden. In manchen Fällen kann eine Betäubung notwendig sein, um eine gründlichere Untersuchung zu ermöglichen und Stress bei panischen oder wehrhaften Tieren zu reduzieren (Richardson, 2016).

Obwohl Kaninchen selten beißen, treten und kratzen sie häufig mit ihren Hinterbeinen, was zu Verletzungen beim Fixierenden führen kann. Außerdem sollte unbedingt beachtet werden, dass sie niemals an den Ohren fixiert werden dürfen (Smith, 2016).

Das Handling von Jungtieren ist im Allgemeinen einfacher als von erwachsenen Tieren. Junge Kaninchen sollten für Untersuchungen oder Eingriffe sanft ohne Druck in der Hand gehalten werden, wobei darauf zu achten ist, dass sie nicht entweichen und sich verletzen können (Tseng, 2020).

### **3.1.4. Füchse**

Das Handling von Caniden erfordert Erfahrung, Planung und geeignete Ausrüstung, um Verletzungen beider Seiten und Stress zu vermeiden. Das genaue Vorgehen richtet sich nach Alter, Größe und dem Gesundheitszustand des Tieres. Jungtiere können fixiert werden, indem eine behandschuhte Hand das Tier im Nacken hält, während die andere das Hinterteil stützt. Die physische Fixierung älterer, verletzter Füchse erfordert spezielle Fang- und Handhabungstechniken sowie entsprechende Ausrüstung wie Fangnetze, Quetschboxen, Plastikschilder, Bretter und dicke Lederhandschuhe (Lord & Miller, 2020). Die Verwendung von Handschuhen kann jedoch das Festhalten behindern und bietet selten ausreichenden Schutz vor schweren Biss (Smith, 2016).

Wird der Fuchs in einer Transportbox gebracht, drückt er sich in der Regel liegend an den Boden des Transportbehälters. Die Transportbox sollte, wenn möglich, von oben zu öffnen sein. Ein dickes Handtuch kann über den Fuchs gelegt werden, und der Halsbereich wird durch das Handtuch fixiert. Dann kann eine Hand unter das Handtuch gelegt werden, um das Genick zu fassen, und zwar so weit wie möglich nach kranial. Der Körper des Fuchses wird beim Anheben mit der anderen Hand gestützt. Es kann ein handelsüblicher Maulkorb für Hunde angelegt werden, der nach Gebrauch gründlich gereinigt werden sollte, um die Verbreitung von Infektionskrankheiten wie der Räude zu verhindern (Couper, 2016).

Bei älteren Jungtieren und adulten Füchsen ist jedoch oft für eine ausführliche Untersuchung eine Narkose notwendig (Lord & Miller, 2020).

### **3.1.5. Marderartige**

Für die Fixation von Baum- und Steinmardern kann eine Fangschlinge verwendet werden. Diese wird direkt hinter den Vorderbeinen des Tieres angebracht und festgezogen, wodurch das Tier schnell und sicher in einen geeigneten Transportbehälter gehoben werden kann. Auch Netze können zum kurzzeitigen Fixieren verwendet werden. Für intramuskuläre Injektionen, beispielsweise zur Einleitung einer Narkose, können alternativ auch Quetschkäfige genutzt werden. Falls eine manuelle Fixierung erforderlich ist, sollte eine behandschuhte Hand den Nacken und die Vorderbeine greifen, während die andere Hand die Hinterbeine streckt. Es ist wichtig, Marderarten nicht am Schwanz zu fixieren, da dies zu Verletzungen führen kann (Bourne, 2016).

Für aufwändiger Untersuchungen wie Röntgenaufnahmen und Blutentnahmen ist jedoch meist eine Narkose erforderlich (Abou-Madi, 2020).

### 3.1.6. Vögel

#### 3.1.6.1. Tauben

Für die Fixation von Tauben sind drei Methoden üblich: der Taubenhaltergriff, der Blumenstraußgriff und der Gebetsbuchgriff. (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

Beim Taubenhaltergriff liegen die Ständer zwischen dem Zeigefinger und dem Mittelfinger der einen Hand. Dabei sollte jedoch kein Druck auf die Ständer ausgeübt werden. Die Schwingenspitzen werden zeitgleich mit dem Daumen auf Höhe der Schwanzwurzel fixiert. Bei längerer Fixierung stützt die zweite Hand den Vogel im Brustbereich. Dieser Griff eignet sich gut für allgemeine klinische Untersuchungen, Kopfuntersuchungen und die Entnahme von Kropftupfern (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

Während des Blumenstraußgriffs umschließt eine Hand den Vogel von hinten, wobei die Handfläche auf der Höhe des unteren Rückens und der Schwanzwurzel anliegt. Die Finger umfassen die Flügel und die Ständer. Es ist wichtig, nicht zu weit distal zu greifen, um ein Auskommen der Schwingen zu vermeiden und das Ausreißen von Stoßfedern bei Abwehrreaktionen zu verhindern. Dieser Griff ist geeignet für intramuskuläre Injektionen, die Palpation des Brustbereichs, eine Kropftupferentnahme oder Kopfuntersuchungen (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

Der Gebetsbuchgriff ermöglicht die zeitgleiche parallele Untersuchung beider Flügel. Die Taube schaut dabei in Richtung des Haltenden, was zu einer optischen Beruhigung führt. Die Handflächen umfassen den Rumpf des Vogels, und zwischen Mittel- und Ringfinger werden beidseits die Ständer fixiert. Der Daumen liegt auf Höhe des Schultergelenks des Flügels, was ein Ausfalten der Schwingen erlaubt. Dieser Griff erlaubt die gleichzeitige Palpation der Flügel, sowohl oberhalb als auch an der Innenseite (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

### 3.1.6.2. Kleinere Vögel (Singvögel)

Bei kleineren Wildvögeln/Singvögeln kann auf Grund der ähnlichen Größe wie bei Wellensittichen der Scheren-, sowie der Zangengriff angewendet werden. Beim Scherengriff fixieren der Zeige- und Mittelfinger seitlich den Hals des Vogels, dabei wird der Kopf leicht nach oben gestreckt. Der Vogelkörper ruht dabei in der Handfläche, während die restlichen Finger die Flügel am Körper halten. Der Vogel darf hierbei nicht auf den Rücken gedreht werden und es darf kein Druck auf den Brustkorb ausgeübt werden, um die Atmung nicht zu beeinträchtigen. Eine zu starke Überstreckung des Halses sollte ebenfalls vermieden werden. Dieser Griff findet Anwendung bei der Blutabnahme und ermöglicht die Untersuchung der Flügel oder Hintergliedmaßen (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

Beim Zangengriff fixieren Daumen und Zeigefinger den Vogelkopf seitlich im Bereich des Kiefergelenks. Dabei liegt der Vogelkörper an der Handfläche, wodurch auch die Flügel fixiert werden können. Bei kleinen Vögeln können der Ringfinger und der kleine Finger verwendet werden, um zusätzlich die Ständer zu fixieren. Wenn das aufgrund der Größe des Vogels nicht möglich ist, erfolgt die Fixierung der Ständer und Flügel mit der zweiten Hand. Um Verletzungen der Ständer zu vermeiden, sollte darauf geachtet werden, dass die Ständer während der Fixation nicht direkt aufeinander liegen. Auch hier darf der Vogel nicht auf den Rücken gedreht und kein Druck auf Hals oder Brustkorb ausgeübt werden, um die Atmung nicht zu beeinträchtigen (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

Bei der Untersuchung von größeren Vögeln wie Krähen etc. ist eine Hilfsperson erforderlich, um Verletzungen des Vogels, der Federn und des Menschen zu vermeiden (Whittington & Rosenhagen, 2020). Bei jeder Handhabung von Mauerseglern ist es wichtig, die Flügelfedern zu schützen, denn jede Beschädigung könnte eine Freilassung verzögern (Stocker, 2005).

### 3.1.6.3. Greifvögel

Um Greif- und Eulenvögel sicher zu handhaben, muss die haltende Person Lederhandschuhe und bei Bedarf eine Schutzbrille tragen, da sowohl die Klauen als auch der Schnabel eine Gefahr darstellen können (Scott, 2021).

Zur Fixation eines Greifvogels greift eine Hand von hinten um die Ständer. Dabei liegt der Zeigefinger zwischen den beiden Ständern und Daumen sowie Mittelfinger umfassen jeweils von außen den rechten bzw. linken Ständer. Die zweite Hand kann auf die Brust des Vogels gelegt oder zur Untersuchung genutzt werden. Der Rücken des Tieres liegt dem Bauch des Haltenden an. Für eine andere Methode der Ständerfixierung werden beide Hände benötigt, welche beide Tarsometatarsi des Vogels umschließen. Bei Greifvögeln ist es von besonderer Wichtigkeit, dass während der Fixation das Federkleid nicht beschädigt wird, da Gefiederschäden Auswirkung auf die erfolgreiche Auswilderung haben können, denn sie beeinträchtigen ggf. die Jagdfähigkeiten. Wenn der Vogel unruhig wird oder flattert, kann er kurzzeitig an den Hintergliedmaßen über Kopf gehalten werden, was zu einer schnellen Beruhigung führt, wobei in jedem Fall darauf zu achten ist, dass das Tier fernab von Gegenständen (Frakturgefahr durch Flügelschlag) gehalten wird. Nach der Handhabung, wenn der Vogel in seine Box zurückgesetzt wird, kann unter Umständen eine Starre des Tieres erfolgen. Dies ist eine häufige Reaktion nach menschlicher Manipulation und dauert eine Weile an, ist jedoch unbedenklich (Korbel, Reese, & H.-G., 2016; Scott, 2021).

Jungvögel sollten äußerst vorsichtig behandelt werden und so wenig wie möglich angefasst werden. Wenn nötig, sollten sie in einer Kiste transportiert und nie an den Beinen fixiert werden, sondern immer von hinten am Körper, wobei die Flügel an den Körper gefaltet werden (Whittington & Rosenhagen, 2020).

### 3.1.6.4. Wasservögel

Wasservögel, vor allem große Arten wie Schwäne und Gänse, können durch kräftigen Flügelschlag und mit ihrem Schnabel dem Haltenden bzw. dem Untersucher durchaus Verletzungen zufügen. Daher sollten vorab geeignete Schutzmaßnahmen getroffen werden (Goulden, 2016).

Je nach Größe des Tieres sollten die Handlingtechniken individuell angepasst werden. Bei Wassergeflügel von der Größe einer Ente kann der Kopf des Vogels auf Höhe der Kiefergelenke zu fixiert werden, während die andere Hand das Brustbein stützt. Alternativ ist eine andere Fixationstechnik geeignet, bei der einhändig die Humeri gehalten werden. Dabei werden die Oberarmknochen von oben mit Daumen und Mittelfinger umfasst, während der Zeigefinger zwischen den Flügeln positioniert wird. Für größere Wasservögel, wie Schwäne, empfiehlt es sich, beide Oberarmknochen (Humeri) jeweils von beiden Seiten zu umgreifen. Es ist jedoch äußerst wichtig, dass eine zweite Person den Kopf des Vogels fixiert, um Verletzungen durch den Schnabel zu verhindern. Eine zusätzliche Maßnahme zur Ruhigstellung kann darin bestehen, eine Socke über den Kopf des Vogels zu ziehen (Korbel, Reese, & Liebig, 2016).

## 4. Erkrankungen

### 4.1. Säugetiere

#### 4.1.1. Igel

##### 4.1.1.1. Steckbrief

Körpertemperatur	34-36 °C
Atemfrequenz	40-50/min
Herzfrequenz	180/min
Adulte Tiere Gewicht	ca.700-1400
Geschlechtsreife	Nach dem ersten Winterschlaf
Trächtigkeitsdauer	32-36 d
Zahnformel Dauergebiss	I3 C1 P3 M3  = 36 Zähne  I2 C1 P2 M3
Winterschlaf	November – März/ April

Tab. 1: Steckbrief Igel (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023; Baumgartner, Isenbügel, & Sandmeier, 2015; Asher & Olbricht, 2009)

##### 4.1.1.2. Erstversorgung

Nach Ankunft des Igels wird zunächst eine standardisierte Anamnese durchgeführt, die Finderdaten, Fundumstände, Datum und Uhrzeit, Gewicht sowie die exakte Fundstelle umfasst, um eine optimale Rückführung des Igels nach Genesung zu ermöglichen (Seewald, 2014). Darauf folgt eine kurze allgemeine Untersuchung. Werden während der Untersuchung Fliegeneier oder Maden entdeckt, müssen diese direkt entfernt werden. Um Schäden durch Fliegenmaden zu vermeiden, sollte das Tier anschließend aufgewärmt werden. Zum Aufwärmen eines Igels eignen sich

entweder ein Snuggel oder eine Wärmflasche. Heizkissen sind hingegen weniger zu empfehlen, da diese oft zu heiß werden und Verbrennungen verursachen könnten (Wrobbel, 2021). Nach dem Wiegen des Tieres können stabilisierende Maßnahmen ergriffen werden, wie beispielsweise die Gabe einer körperwarmen Infusion. Erst nachdem das Tier stabilisiert wurde, kann eine umfassendere Untersuchung begonnen werden (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023). Es ist wichtig zu beachten, dass jegliche medikamentöse Behandlung eines hilfsbedürftigen Igels erst nach dem Erreichen der normalen Körpertemperatur durchgeführt werden sollte (Seewald, 2014).

#### 4.1.1.3. Verletzungen

Traumatische Verletzungen, die durch verschiedene Ursachen hervorgerufen werden können, sind äußerst häufig und weisen eine vielfältige Prognose auf. Diese Prognose wird durch Faktoren wie die Schwere und Lokalisation der Verletzung, die Zeit zwischen dem Auftreten der Verletzung und der medizinischen Versorgung, sowie dem allgemeinen Gesundheitszustand des Igels bestimmt. Eine häufige Quelle von Hautwunden sind Verletzungen, die durch Rasenmäher oder Mähroboter verursacht werden. Die Forschungsarbeit von Berger verdeutlicht eindeutig, dass Schnittverletzungen infolge der Verwendung von Gartenpflegegeräten eine zusätzliche potenziell tödliche Bedrohung für diese geschützte Wildtierart darstellen (Berger, 2024). Einklemmungen in Netzen, Zäunen, Müllheimern, Löchern, Abflüssen sowie Verbrennungen treten ebenfalls regelmäßig auf. Die Einschätzung des Ausmaßes und der Schwere der Verletzungen gestaltet sich oft herausfordernd aufgrund der Stacheln und der Fähigkeit des Igels, sich zusammenzurollen. Daher ist häufig eine Vollnarkose zur vollständigen Untersuchung notwendig (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023).

Im Abschnitt Verletzungen wird eine Differenzierung in Frakturen, Hautwunden, Abszesse, sogenannte „Ballon-Igel“ und das Pop-off-Syndrom vorgenommen. Frakturen sind weiter unterteilt in Beckenfrakturen, Gelenkfrakturen, Nasen- und Kieferfrakturen sowie Wirbelsäulenfrakturen. Bei Beckenfrakturen ist das Geschlecht

zu berücksichtigen. Unkomplizierte Brüche bei männlichen Tieren können analog zur Kleintiermedizin behandelt werden, während eine Beckenfraktur bei weiblichen Tieren aufgrund möglicher Geburtskanalverengungen, selbst nach erfolgreicher Heilung, eine Indikation für die Euthanasie darstellt. Denn eine Verengung des Geburtskanals könnte langfristig tödlich für das Tier sein, insbesondere bei einer Wiederauswilderung. Gliedmaßenfrakturen können ebenfalls analog zur Kleintiermedizin versorgt werden. Bezuglich einer Hinterbeinamputation gibt es in der Literatur verschiedene Ansichten (Heaton-Jones, 2014). Eine Amputation sollte stumpflos erfolgen, da andernfalls das Risiko von Wundscheuern durch Belastung des Stumpfes gegeben ist. Nur eine Amputation der Hintergliedmaße bietet dem Igel die eine Möglichkeit zur erfolgreichen Wiederauswilderung, da die Vordergliedmaßen für die Nahrungsbeschaffung unerlässlich sind (Wrobbel, 2021).

Komplizierte Nasen- und Kieferfrakturen sowie Wirbelsäulenfrakturen erfordern in der Regel eine Euthanasie (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023). Nasenverletzungen können zu einer dauerhaften Beeinträchtigung des Geruchssinns führen, bedingt durch beschädigte Nasenmuschelknochen. Dies wiederum kann die Fähigkeit des Igels zur Nahrungssuche in der freien Wildbahn beeinträchtigen. Bei operativen Eingriffen zur Behandlung von Nasenwunden ist Vorsicht geboten, da Igel selbst nach kleinen Eingriffen oft stark geschwollene Nasenschleimhäute aufweisen. Dies führt dazu, dass sie nur widerwillig oder gar nicht durch den Mund atmen, was zu erheblicher Atemnot und sogar zum Tod nach einer Nasenoperation führen kann (Forshaw, 2013).

Beim Reinigen und Behandeln von Wunden ist es wichtig, ausreichend Stacheln zu kürzen, um eine gründliche Reinigung zu ermöglichen. Es sollte jedoch berücksichtigt werden, dass Stacheln erst dann nachwachsen, wenn sie mitsamt ihrer Wurzel entfernt wurden. Das Scheren großer Flächen macht den Igel anfällig für Raubtiere, bis die Stacheln nachgewachsen sind (Forshaw, 2013). Hautwunden sollten analog zur Kleintiermedizin gereinigt und versorgt werden (Bexton & Couper, 2019). Das betroffene Tier sollte erst nach vollständiger Wundheilung, oder wenn es sich wieder

---

vollständig einrollen kann, für eine Wiederauswilderung in Betracht gezogen werden (Wrobbel, 2021).

Abszesse sollten gespalten werden, gefolgt von einer Versorgung der Wundtasche. Anschließend ist eine lokale, oder gegebenenfalls systemische, Antibiose erforderlich (Wrobbel, 2021).

Ein subkutanes Emphysem bei Igeln wird auch als „Ballon-Igel“ oder „Ballon-Syndrom“ bezeichnet, da es sich unter der dorsalen Hautregion entwickelt und dazu führen kann, dass die Haut bis zu ihrer maximalen Ausdehnung aufgebläht wird, wodurch sie die Erscheinung eines Ballons annimmt (MacIntosh, 2021). Ein sogenannter Ballon-Igel kann verschiedene Ursachen haben, darunter ein Unterhautemphysem durch Hautwunden oder eine lokale Weichteilinfektion mit gasbildenden Bakterien. In beiden Fällen kann eine mehrmalige Punktionsdrainage im Bereich der stärksten Schwellung durchgeführt werden. Zusätzlich ist eine antibiotische Behandlung erforderlich. Außerdem sollte das Tier analgetisch versorgt werden (Wrobbel, 2021).

Beim Pop-off-Syndrom ist die Ringmuskulatur, die für das Einrollen des Igels verantwortlich ist, über das Becken gerutscht, was zu Unbeweglichkeit und Schock führen kann. Ursachen hierfür können Unfälle sein. Ein Igel im Schockzustand sollte zunächst stabilisiert werden, bevor eine Sedierung erfolgt, um die Ringmuskulatur zu reponieren. Danach sollte der Igel vorübergehend in eingerolltem Zustand gehalten werden, um ein erneutes Verrutschen der Muskulatur zu verhindern. Zusätzlich ist eine entsprechende Schmerzlinderung erforderlich (Wrobbel, 2021; Heaton-Jones, 2014).

#### 4.1.1.4. Parasiten

Praktisch jeder Igel, der in eine tierärztliche Praxis gebracht wird, weist Ektoparasiten wie Zecken, Flöhe, Milben (Schütte, et al., 2024) sowie saisonal bedingt auch

Fliegeneier und Madenbefall auf. Während Zecken und Flöhe oft makroskopisch erkennbar sind, ist dies bei Milben nicht möglich. Ebenso können Fliegeneier und -maden auf den ersten Blick unbemerkt bleiben, da sie sich häufig in Körperöffnungen oder Wunden verbergen. Daher kommt einer gründlichen Allgemeinuntersuchung eine entscheidende Bedeutung zu (Wrobbel, 2021).

Flöhe, insbesondere *Archaeopsylla erinacei*, sind bei Igeln sehr häufig. Symptome eines Flohbefalls können Flohkot und Flöhe im Stachelkleid, erkennbar als rote oder schwarze Punkte, sein. Zur Behandlung des Flohbefalls kann der Igel gebadet werden. Dies sollte jedoch nur bei Bedarf und unter Berücksichtigung des Gesundheitszustands des Igels durchgeführt werden. Alternativ können Sprays verwendet werden, wobei auf die richtige Dosierung geachtet werden sollte, um Überdosierungen zu vermeiden. Bei der Anwendung von Sprays sollten Augen, Nase und Maul des Igels abgedeckt werden. Die Verwendung von Spot-On-Präparaten erfordert äußerste Vorsicht. Bereits eine geringe Überdosierung kann lebensbedrohlich sein. Hygienemaßnahmen sind wichtig, um die Ausbreitung von Flöhen zu verhindern (Wrobbel, 2021; Forshaw, 2013).

Zecken sind bei Igeln weit verbreitet, insbesondere die Schildzecken der Gattung *Ixodes*, wie *Ixodes hexagonus* und *Ixodes ricinus*. Sie sind häufig im Kopfbereich zu finden. Sie können aber auch am gesamten Körper, einschließlich der Hinterbeine, auftreten. Ein massiver Zeckenbefall kann zu Schwäche, Apathie und verminderter Einrollfähigkeit führen, insbesondere bei Jungtieren. Zecken sollten mit einer Pinzette oder Zeckenzange entfernt werden. Zur Behandlung werden häufig Sprays und Spot-ons verwendet, wobei darauf zu achten ist, dass der Igel stabil ist, um ein Exitus-Risiko zu vermeiden. Spot-On-Präparate sollten mit äußerster Vorsicht angewendet werden, da Überdosierungen lebensbedrohlich sein können. Nach der Behandlung fallen die Zecken vom Igel ab, welche beseitigt werden sollten und die Unterkunft des Igels sowie sein Schlafhaus sollten gründlich gereinigt und desinfiziert werden (Wrobbel, 2021; Forshaw, 2013).

Milbenbefall ist bei Igeln nicht ungewöhnlich und kann verschiedene Symptome wie juckende Hauterkrankungen verursachen. Typische Milbenarten beim Igel sind *Caparinia*, *Sarcoptes*, *Notoedres* und *Demodex*. Zur Diagnose eines Milbenbefalls ist ein Hautgeschabsel empfehlenswert. Die Symptome von Milbenbefall können leicht mit denen von Hautpilzerkrankungen verwechselt werden, die jedoch andere therapeutische Maßnahmen erfordern. Zur Therapie werden häufig Medikamente eingesetzt, die auch gegen andere Ektoparasiten wirksam sind. Je nach Befall können auch medizinische Bäder oder lokale Behandlungen erforderlich sein. In der Regel reicht eine einmalige Behandlung nicht aus, da sich Milbeneier entwickeln und erst danach abgetötet werden können. Empfohlen wird daher oft eine zweimalige therapeutische Behandlung innerhalb von 10 Tagen. Mit Milben befallene Igeln zeigen oft grau-weiße Beläge, Haarausfall, Knötchen, Bläschen und Rötungen (Wrobbel, 2021, Forshaw, 2013).

Zusätzlich zu *Capillaria spp.* ist *Crenosoma striatum* (Lungenwurm) der bedeutendste Endoparasit des Igels, der die Lunge befüllt. Es handelt sich dabei um einen Helminthen, der spezifisch für den Igel ist (Beck, 2007). Viele subadulte Tiere sind infiziert, mit klinischen Symptomen wie Husten, Gewichtsverlust und Wurmbefall in den Bronchien (Wrobbel, 2021). Aufgrund der intermittierenden Ausscheidung von Larvenstadium I des *Crenosoma striatum* wird empfohlen, Kotproben über einen Zeitraum von drei aufeinanderfolgenden Tagen zu sammeln. Zur Identifizierung der Larven dient das Auswanderungsverfahren (Beck, 2007). Betroffene Tiere sollten unmittelbar nach der Aufnahme mit Levamisol behandelt werden (20 bis 25 mg/kg oral, dreimal im Abstand von 2 Tagen). Es besteht das Risiko von Atemwegsobstruktionen, daher wird die gleichzeitige Verabreichung von entzündungshemmenden Medikamenten zusammen mit Breitbandantibiotika, Mukolytika und Bronchodilatatoren empfohlen. Lungenwurminfektionen treten häufig in Verbindung mit *Capillaria aerophila* (Lungenkapillariose) auf. Levamisol ist gegen Lungenwürmer weniger wirksam, während Fenbendazol effektiv ist (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023).

Lungenhaarwurmbefall bei Igeln ist durch respiratorische Symptome gekennzeichnet, wobei Mischinfektionen mit *Crenosoma striatum* häufig vorkommen (Beck, 2007). Betroffene Igel zeigen typischerweise Apathie, Abmagerung, trockenen Husten, Stridor beim Atmen und gelegentlich Rhinitis. Besonders junge oder untergewichtige Tiere können schwerwiegende Krankheitszeichen aufweisen, und in einigen Fällen können sogar Todesfälle auftreten (Beck, 2007; Forshaw, 2013). Erfahrungsgemäß zeigen Flubendazol und Fenbendazol Wirksamkeit bei der Behandlung von Lungenhaarwurmbefall, während Mebendazol aufgrund von Nebenwirkungen vermieden werden sollte. Die Behandlung von Lungenhaarwurmbefall erfordert häufig eine Begleittherapie, um sekundäre Atemwegsinfektionen zu behandeln und die Atemfunktion zu erleichtern. Eine Kontrolle des Kotstatus und gegebenenfalls eine erneute Therapie sollten drei Wochen nach der Behandlung durchgeführt werden (Wrobbel, 2021).

Darmhaarwurmbefall bei Igeln, verursacht durch *Capillaria erinacei* oder *Capillaria ovoreticulata*, äußert sich durch Symptome wie Durchfall, Appetitlosigkeit, Abmagerung und Schwäche. Levamisol (Levamisol 10 %), Flubendazol (Flubenol) und Fenbendazol (Panacur) sind wirksame Behandlungsoptionen, während Mebendazol aufgrund von Nebenwirkungen vermieden werden sollte. Eine Diagnose erfolgt durch das Vorhandensein von Eiern im Kot. Begleitende bakterielle Sekundärinfektionen erfordern eine angemessene Antibiotikatherapie sowie weitere begleitende Maßnahmen zur Unterstützung der Darmflora und Flüssigkeitsersatz (Frei, 2013; Wrobbel, 2021).

Kokzidieninfektionen, insbesondere durch *Isospora spp.* und vor allem *Isospora rastegaevae*, sind beim Igel verbreitet und können auch Jungigel betreffen, selbst solche, die noch keine natürliche Nahrung zu sich nehmen. Symptome umfassen dünnbreiigen Kot, mitunter grünliche Färbung, Blutbeimengungen oder Darmbluten, begleitet von Appetitlosigkeit, Gewichtsverlust, Teilnahmslosigkeit und Schwäche. Bei schwerem Befall sind auch Hinterbeinlähmungen möglich. Die Behandlung mit Sulfonamiden wie Cotrim K, Toltrazuril (Baycox) und Trimethoprim hat sich als

wirksam erwiesen. Eine Begleittherapie ist bei Schwäche und Lähmungserscheinungen unbedingt notwendig. Hygienemaßnahmen sind bei Kokzidiensbefall von großer Bedeutung, um bakterielle Sekundärinfektionen zu verhindern. Nach Behandlungsende sollte eine erneute Kotkontrolle erfolgen, und für Igel, die in menschlicher Obhut überwintern sollen, ist eine Wachphase von mindestens 5-8 Tagen empfohlen, um die Wirkstoffe zu metabolisieren, bevor sie in den Winterschlaf versetzt werden (Beck, 2007; Wrobbel, 2021).

#### **4.1.1.5. Infektionskrankheiten**

Bei Symptomen wie Röcheln, Husten, Niesen, Atemnot und gelblich/weißem Nasenausfluss liegt der Verdacht einer Atemwegsinfektion nahe. Hierbei erfolgt eine antibakterielle Therapie. Zusätzlich kann eine begleitende symptomatische Therapie erfolgen. Bakterielle Infektionen des Magens und des Darms bei Igeln werden oft in Begleitung oder als Folge eines Endoparasitenbefalls der Verdauungsorgane festgestellt. Symptome wie Durchfall, Gewichtsabnahme, Appetitlosigkeit, Erbrechen, Exsikkose u.Ä. können dabei beobachtet werden. Auch hier erfolgt eine Therapie mit Antibiotika und eine symptomatische Behandlung (Wrobbel, 2021).

#### **4.1.1.6. Hauterkrankungen**

Ringflechte, verursacht durch den Pilz *Trichophyton erinacei*, tritt häufig bei Igeln auf, insbesondere bei jungen oder geschwächten Tieren. Typische Anzeichen sind Aloperzie, Stachelausfall und gräulich-weißliche Krusten. Juckreiz wird normalerweise nicht festgestellt. Diese Hauterkrankung geht oft mit einem Milbenbefall einher und/oder kann zusätzlich eine bakterielle Pyodermie verursachen (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023) (Turner, Brash, & Smith, 2018). Im Fall einer Dermatomykose wird eine Therapie mit Imaverol empfohlen, welches mithilfe einer Sprühflasche auf dem Igel verteilt werden kann. Die Behandlung sollte im Abstand von drei Tagen über 3-4 Anwendungen erfolgen (Wrobbel, 2021).

Durchschnittlich hat ein Igel etwa 7.000 bis 8.000 Stacheln, deren Anzahl je nach individueller Größe variiert. Es ist zu beachten, dass der Stachelausfall nicht zwangsläufig auf eine Krankheit hinweist. Bei einem Körpergewicht von etwa 400 bis 600 Gramm ist der Verlust von Stacheln als normal anzusehen (juvenile Stachelausfall), sofern gleichzeitig neue Stacheln wachsen (Komitee für Igelschutz e.V. Hamburg, 2010). Ein unphysiologischer Stachelausfall kann neben einer Dermatomykose auch durch Milben, einen Spritzenabszess oder Mängelerscheinungen wie Zink oder Vitamin A verursacht werden. In solchen Fällen ist stets eine kausale Therapie erforderlich. Die Behandlung eines Milbenbefalls wurde bereits im Abschnitt Parasiten genauer erläutert. Auf die Behandlung von Spritzenabszessen wird hingegen im Abschnitt zu Verletzungen und Abszessen eingegangen. Bei einem Mangel an Zink oder Vitaminen sollten die Haltung und Fütterung angepasst werden (Wrobbel, 2021).

Bakterielle Dermatitis, verursacht durch *Staphylococcus aureus*, kann ebenfalls bei europäischen Igeln auftreten (Turner, Brash, & Smith, 2018).

#### 4.1.1.7. Augenerkrankungen

Augenerkrankungen beim Igel sind vielfältig und können verschiedene Ursachen haben. Bei Korneaverletzungen bzw. Konjunktividen erfolgt eine Behandlung analog zum Kleintier (Wrobbel, 2021).

Traumatische Augenverletzungen, wie der Vorfall des Augapfels, treten relativ häufig auf (Williams, Adeyeye, & Visser, 2017). Zusätzlich sind Katarakte, Phthisis bulbi und Anophthalmus relevante Erkrankungen bei Igeln. Igel, die im Kreis laufen, zeigen oft Anzeichen einer einseitigen Erblindung, können jedoch auch eine Otitis media oder Läsionen des zentralen Nervensystems aufweisen (Bexton & Couper, 2019).

Liderkrankungen können durch Verletzungen, bakterielle Infektionen oder Ektoparasiten verursacht werden. Bindegauerkrankungen entstehen häufig als

Sekundärinfektionen und erfordern eine lokale Behandlung mit Breitbandantibiotika. Hornhauterkrankungen können durch Verletzungen, Verbrennungen, Verätzungen oder Fütterungsfehler, insbesondere bei Vitamin-A-Mangel (Xerophthalmie), auftreten und erfordern eine Behandlung mit antibiotischer Augensalbe. Ein Bulbusprolaps kann die Folge traumatischer Insulte sein, wobei in perakuten Fällen feuchtkalte Umschläge zur Blutstillung und feuchtwarme Umschläge zur Förderung der Resorption empfohlen werden. Ist eine Reposition des Prolaps nicht mehr möglich, kann eine lokale Antibiotikazufuhr eine Sekundärinfektion verhindern. Erfahrungsgemäß trocknet der vorgefallene Augapfel aus und fällt ab (Fehr, Saupe, & Schicht-Tinbergen, 2015).

Häufig werden Igel mit "Umfangsvermehrungen" am Auge vorgestellt, die oft auf einen Befall mit Zecken zurückzuführen sind. Es ist wichtig, differentialdiagnostisch auch andere Ursachen wie Zysten, gutartige oder bösartige Tumore der Haut, des Lidrandes oder der Konjunktiva in Betracht zu ziehen (Fehr, 2001).

Eine einseitige Blindheit bzw. die einseitige Bulbussexstirpation stellt für den Igel in freier Wildbahn kein Problem dar, da er sich hauptsächlich auf seinen Geruchssinn verlässt (Nietsch, 2024).

#### **4.1.1.8. Ohrenerkrankungen**

Ohrenerkrankungen können verschiedene Hintergründe haben und werden oft durch äußere Verletzungen oder Infektionen verursacht. Symptome wie dunkles Zerumen, Schwellungen im Ohrbereich und Schmerzen können auf eine Otitis externa hinweisen (Wrobbel, 2021). Otitis externa tritt oft in Verbindung mit einer Reizung des äußeren Gehörgangs durch Fliegenlarven auf. Auch ein Zecken- und Milbenbefall können das Risiko einer Otitis externa erhöhen, wobei bakterielle und Hefepilzinfektionen als mögliche Ursachen in Frage kommen. Die Diagnose basiert auf Zytologie und/oder Kultur des Exsudats aus dem betroffenen Ohr (Heaton-Jones, 2014). Die Behandlung erfolgt mit antibakteriellen und antiparasitären

Ohrenmedikamenten wie Surolan oder Easotic. Die Anwendung von Medikamenten am Ohr ist jedoch beim wachen Igel oft problematisch (Bexton, 2016; Wrobbel, 2021).

#### **4.1.1.9. Zahnerkrankungen**

Zahnerkrankungen sind bei Igeln häufig und können sich verschieden darstellen. Eine Sedation bietet die Möglichkeit, Zahnprobleme zu untersuchen und gegebenenfalls angemessene Maßnahmen zu ergreifen (Heaton-Jones, 2014).

Besonders häufig ist Zahnsteinbildung, die von Symptomen wie Foetor ex ore, Gingivitis und Futterverweigerung begleitet sein kann. Die Entfernung von Zahnstein unter Sedation ermöglicht eine gründliche Untersuchung der Maulhöhle, wobei bei Bedarf auch Zähne oder Fremdkörper extrahiert werden können (Wrobbel, 2021).

Orale Neoplasien, insbesondere Plattenepithelkarzinome, sind ebenfalls häufige Erkrankungen der Maulhöhle bei Igeln. Parodontalerkrankungen zeigen oft eine bakterielle Komponente und erfordern eine Behandlung mit antimikrobiellen Mitteln. Des Weiteren können Zahnfrakturen und Zahnabszesse auftreten. Bei letzteren ist eine anaerobe Kultur ratsam, um eine geeignete Behandlung zu ermöglichen (Doss & Carpenter, 2021; Stocker, 2005).

#### **4.1.1.10. Vergiftungen**

Igel sind zwar selten das Ziel gezielter Vergiftungen, aber da sie sich häufig in der Nähe von menschlichen Siedlungen, insbesondere Gärten, aufhalten, sind sie einer Vielzahl von Toxinen ausgesetzt. Zu den möglichen Vergiftungsursachen gehören Rodentizide, Pflanzenschutzmittel und Schneckenkorn (Bexton, 2016). Die Diagnosestellung und Behandlung einer Vergiftung gestaltet sich oft schwierig, insbesondere da die Anamnese oft unvollständig ist oder keine offensichtlichen Symptome wie Blutungen oder Krämpfe vorliegen (SÓS & SÓS-KOROKNAI, 2023; Heaton-Jones, 2014). Bei akuten Vergiftungen durch Schneckenkorn mit Metaldehyd

ist das Risiko für Igel als gering einzustufen (Bunner, 2002). Jedoch können Schneckenkörner, die Carbamate wie Methiocarb enthalten, eine größere Gefahr darstellen. Sie haben auch ein breiteres Wirkungsspektrum als Pestizide, was die Wahrscheinlichkeit einer sekundären Vergiftung erhöht (Bexton, 2016). Intoxikationen bei Igeln werden ähnlich wie bei Hunden und Katzen behandelt. Bei Vergiftungen durch Pflanzenschutzmittel erfolgen therapeutische Maßnahmen in der Regel zu spät (Wrobbel, 2021).

#### **4.1.1.11. Euthanasie**

Für die Euthanasie können verschiedene Präparate verwendet werden, die Pentobarbital-Natrium enthalten, wie Narcoren, Release und Euthadorm. Die Dosierung variiert je nach Präparat und wird intraperitoneal, intrakardial, intrapulmonal oder intravenös verabreicht. Diese Präparate dienen ausschließlich der schmerzlosen Tötung und sollten nicht für Narkosezwecke verwendet werden (Wrobbel, 2021; Schuller & Jones, 2017; Bexton & Couper, 2019).

### 4.1.2. Eichhörnchen

#### 4.1.2.1. Steckbrief

Körpertemperatur	36,4 °C
Atemfrequenz	60-100/ min
Herzfrequenz	250-500/min
Adulte Tiere Gewicht	220-435g
Geschlechtsreife	8-10 Monate
Trächtigkeitsdauer	38 d
Zahnformel Dauergebiss	I1 C0 P3 M3  = 26 Zähne  I1 C0 P2 M3

Tab. 2: Steckbrief Eichhörnchen (Laacke-Singer, 2019; Nietsch, 2024; Lich, 2015)

#### 4.1.2.2. Erstversorgung

Eichhörnchen werden oft aufgrund verschiedener Ursachen, wie traumatischer Verletzungen (z.B. Zusammenstöße mit Fahrzeugen, Schusswunden, Angriffe durch Raubtiere), Vergiftungen und Infektionskrankheiten eingeliefert. (Bewig & Mitchell, 2009). Zu Beginn sollten so viele Informationen wie möglich über die Umstände eingeholt werden, unter denen das Tier gefunden wurde. Fixation und Handling können beim Tier nicht nur Stress verursachen, sondern auch Symptome verdecken,

weshalb das Tier zuerst in der Transportbox beobachtet werden sollte (Blackett, 2016; Miller, 2020).

In den meisten Fällen sind gefundene Eichhörnchen unterkühlt und müssen zunächst aufgewärmt werden. Dies kann beispielsweise durch die Verwendung von Snuggle Safe, Kirschkernkissen oder einer Wärmflasche erfolgen. Ein verletztes Tier ist möglicherweise nicht in der Lage, sich von der Wärmequelle zu entfernen, so dass eine sorgfältige Überwachung unerlässlich ist, um eine Überhitzung zu vermeiden. Bevor das Tier aufgewärmt werden kann, sollte es auf Fliegenmaden untersucht und diese ggf. vorher entfernt werden. Anschließend erfolgt eine gründliche klinische Untersuchung des Eichhörnchens auf seinen Hydratationsstatus, mögliche Verletzungen sowie Anzeichen von Infektionskrankheiten und Parasiten. Ebenfalls wichtig ist die Bestimmung des Alters des Tieres (Laacke-Singer, 2019). Für eine gründliche Untersuchung kann jedoch eine Vollnarkose erforderlich sein. Dabei sollte das Tier gewogen werden, um die klinische Beurteilung zu unterstützen und eine genaue Medikamentendosierung zu ermöglichen (Blackett, 2016; Miller E. A., 2020). Selbst bei leichter Hypovolämie kann die subkutane Verabreichung von Flüssigkeit sinnvoll sein. Nach der Stabilisierung des Tieres sollte so bald wie möglich geeignete, leicht verdauliche Nahrung angeboten werden (Blackett, 2016).

#### 4.1.2.3. Verletzungen

Eichhörnchen können durch verschiedene Ursachen wie Stürze, Angriffe von Haustieren, Vögel, Fallen, Gartengeräte oder Unfälle im Straßenverkehr verletzt werden. Unbehandelte Wunden, insbesondere Bisswunden, können zu Infektionen und Abszessen führen. Selbst kleine Wunden durch Katzenbisse können schwerwiegende Infektionen verursachen, daher ist es ratsam, in jedem Fall Antibiotika zu verabreichen, wenn ein Tier bekannten oder vermuteten Kontakt mit Katzen hatte, um eine systemische Infektion zu verhindern (Casey & Goldthwait, 2013; Casey & Mackenzie, 2013; Simpson, Hargreaves, Butler, Davison, & Everest, 2013; Bewig & Mitchell, 2009).

Frakturen und Luxationen können durch traumatische Ereignisse verursacht werden. Zusätzlich zu Frakturen können auch Wirbelsäulen- oder Kopfverletzungen, Organschäden und innere Blutungen auftreten. Es ist wichtig, Tiere mit Gliedmaßenfrakturen gründlich auf weitere Verletzungen zu untersuchen. Grünholzfrakturen und einfache, geschlossene Frakturen können konservativ mit Schmerzmedikation und eingeschränkter Aktivität therapiert werden. Kompliziertere Frakturen sollten hingegen chirurgisch versorgt werden. In Fällen, in denen die Fraktur an einem Gelenk liegt, offen oder infiziert ist, wodurch eine Heilung und erfolgreiche Wiederauswilderung ausgeschlossen ist, kann eine Euthanasie angezeigt sein (Blackett, 2015; Stocker, 2005; Blackett, 2016).

Kopf- und Wirbelsäulentaumata sind bei jungen Eichhörnchen häufig, insbesondere wenn sie aus dem Nest gefallen sind (Stocker, 2005), aber auch durch Zusammenstöße mit Fahrzeugen oder Hundeangriffe können solche Verletzungen entstehen. Die Symptome für ein Kopftrauma können variieren, von offensichtlichen Anzeichen wie Hämatomen oder Schwellungen an Kopf oder Nase, bis hin zu subtilen Symptomen wie Ataxie und Tremor, die sich im Laufe der Zeit verschlimmern können. Besonders problematisch sind Epistaxis oder Nasentraumata, da Nagetiere obligate Nasenatmer sind und dies daher zu ernster Dyspnoe führen kann. Um dieses Risiko zu mindern, sollte die Behandlung zusätzlich die Gabe von Sauerstoff, NSAIDs und einer sorgfältigen Überwachung mit einschließen. Zudem ist eine Einschränkung der Aktivität in einem Käfig ohne Klettermöglichkeiten, minimierte Störungen, gedimmtes Licht und die Vermeidung zusätzlicher Wärme förderlich (Miller E. A., 2020). Im Allgemeinen werden Kortikosteroide bei Kopftraumata nicht empfohlen, können jedoch in Fällen akuter Wirbelsäulenverletzungen von Nutzen sein (Pokras & Murray, 2004).

Ein schweres Wirbelsäulentauma führt dazu, dass unterhalb der Verletzung kein Schmerzempfinden mehr vorhanden ist. Zusätzlich ist eine volle Harnblase bei Unfähigkeit zu urinieren ein weiteres Indiz für eine schwere Wirbelsäulenverletzung.

und verschlechtert die Prognose weiter. Neurologische Symptome bei Wildnagern können neben Traumata auch auf Infektionskrankheiten, Endoparasiten, Ernährungsmängel und Toxine zurückzuführen sein. Diese Faktoren sollten bei neurologischen Patienten mit unbekannter Vorgeschichte und fehlenden offensichtlichen Anzeichen eines Traumas in Betracht gezogen werden (Miller E. A., 2020).

Schwerwiegende Schwanzverletzungen, die zu großflächiger Ablösung von Haut und darunterliegendem Weichteilgewebe führen, können neben der Wundversorgung auch eine Schockbehandlung erfordern, die Breitbandantibiotika und Analgetika einschließt. Die Behandlung und Versorgung traumatischer Verletzungen und Wunden ähnelt grundsätzlich der Vorgehensweise bei Hausnagern und kleinen Säugetieren (Blackett, 2016).

#### **4.1.2.4. Parasiten**

Nagetiere können von einer Vielzahl von Ektoparasiten befallen sein, zu denen häufig Flöhe, Zecken, Läuse und Milben gehören (Miller, 2020). Geschwächte Eichhörnchen leiden im Vergleich zu gesunden, immunkompetenten Tieren häufiger unter Ektoparasiten. Eine hohe Befallsrate kann den Gesundheitszustand und die Schwäche des Tieres weiter verschlechtern (Blackett, 2016).

Flohbefall ist bei freilebenden Eichhörnchen häufig anzutreffen. Typische klinische Symptome sind Juckreiz, Kratzen und das Auftreten von kleinen roten Pusteln mit Haarausfall. Diese treten zunächst am Kopf und Nacken auf und können sich später über den gesamten Körper ausbreiten. Zur Behandlung können Pyrethrumspray oder -puder, Selamectin in einer Dosierung von 6 mg/kg Körpermengewicht als Spot-on-Behandlung sowie Imidacloprid in einer Dosierung von 10–15 mg/kg Körpermengewicht eingesetzt werden. Frontline-Spray jedoch wird für Eichhörnchen nicht empfohlen (Giebler & Fehr, 2015). Bei Jungtieren oder geschwächten Tieren ist zu beachten, dass die Anwendung von Fipronil oder Flohpuder oft tödlich enden kann. Es ist am

sichersten, Parasiten manuell bis zur 7. Lebenswoche abzusammeln und ab der 7. Lebenswoche Selamectin anzuwenden (Laacke-Singer, 2019). Eine Umgebungsbehandlung sollte ebenfalls erfolgen (Giebler & Fehr, 2015).

Milbenbefall bei Eichhörnchen wird häufig durch die Räudemilben verursacht. Typische klinische Symptome umfassen Unruhe mit Scheuern und Kratzen, Aloperie, Pruritus und gelegentlich Ataxie sowie Stupor. Bei einer Infektion mit *Notoedres spp.* wird die Haut dickfaltig, ledrig mit Hyperpigmentation und krustigen/hyperkeratotischen Hautoflagerungen. Die Milben breiten sich vom Kopf ausgehend über den gesamten Körper samt Gliedmaßen aus. Die Diagnose erfolgt durch ein Hautgeschabsel (Giebler & Fehr, 2015). Zur Therapie eignet sich Ivermectin, wobei eine Dosis von 500 µg/kg Körbergewicht verwendet wird und die Gesamtdosis von 200 µg pro Tier nicht überschritten werden sollte (Evans, 1984). Läuse- und Zeckenbefall bei Eichhörnchen ist ebenfalls verbreitet. Die Diagnose von Läusen erfolgt oft durch einen Tesafilm-Abklatsch. Klinische Symptome können Pruritus und Aloperie umfassen. Die Therapie für diesen Befall entspricht der Behandlungsmethode bei Flohbefall (Giebler & Fehr, 2015).

Viele wild lebende Nagetierarten sind Träger von Endoparasiten, die sie in kleinen Mengen symptomlos tolerieren können. Jedoch können verschiedene Faktoren wie Stress, Verletzungen oder Infektionen zu einer Immunsuppression führen und dadurch dazu beitragen, dass diese Parasiten klinische Symptome verursachen. Kokzidiose zeigt bei geringem Befall oft keine spezifischen Krankheitszeichen, während bei stärkerem Befall deutliche Verdauungsstörungen wie wässrig-schleimiger brauner bis rötlicher Durchfall, Appetitmangel, Verstopfung, Krämpfe und Abmagerung auftreten können. Bei jüngeren Tieren ist ein plötzlicher Tod möglich (Göbel & Ewingmann, 2005; Miller E. A., 2020). Die Diagnose erfolgt in der Regel durch eine Kotuntersuchung. Eine Behandlung erfolgt mit Toltrazuril (Miller E. A., 2020; Carpenter, 2013). Alternativ kann Sulfamethazin in Form einer 2%igen Lösung im Trinkwasser für fünf Tage, mit einer Wiederholung nach zwei Wochen, verwendet werden (Göbel & Ewingmann, 2005).

Generell zeigen jüngere Tiere eine erhöhte Anfälligkeit für Infektionen und die Entwicklung von klinischen Magen-Darm-Erkrankungen, insbesondere nach der Entwöhnung. Stress in dieser Phase kann zu einer Schwächung des Immunsystems führen, was wiederum die Empfindlichkeit des Tieres für Krankheiten, typischerweise des gastrointestinalen Systems, erhöht. Daher ist es bei der Handaufzucht von Eichhörnchen entscheidend, Stress zu minimieren. Dies kann durch Maßnahmen wie minimale Handhabung, Bereitstellung einer ruhigen und warmen Umgebung sowie die Zuweisung einer einzigen Pflegeperson erreicht werden. Gute Hygienepraktiken sind unerlässlich, und eine schrittweise Umstellung der Ernährung ist ratsam (Blackett, Squirrels, 2016).

#### **4.1.2.5. Atemwegserkrankungen**

Atemwegerkrankungen bei Eichhörnchen äußern sich typischerweise durch Symptome wie erschwere Atmung, Husten, Keuchen und/oder "klickende" Atemgeräusche. Darüber hinaus zeigen betroffene Tiere oft Anzeichen von Lethargie und haben möglicherweise einen reduzierten Appetit (Miller E. A., 2020). Eine häufige Ursache für Atemwegsprobleme bei juvenilen Eichhörnchen ist das Aspirieren von Flüssigkeit während der Fütterung (Casey & Goldthwait, 2011). Andere mögliche Ursachen sind Verletzungen des Brustkorbs, bakterielle oder virale Infektionen oder das Einatmen von Fremdkörpern und schädlichen Chemikalien (Casey & Casey, 2003).

Wenn Jungtiere aufgrund der Fütterung Flüssigkeiten aspiriert haben, sollte zunächst die Fütterung angepasst werden. Eine Antibiotikatherapie ist ebenfalls ein wesentlicher Bestandteil der Behandlung (Casey & Goldthwait, 2011). Die Behandlung aspirationsbedingter oder bakterieller Lungenentzündungen ist am erfolgreichsten, wenn sie auf der Grundlage von Kulturen erfolgt. In der Praxis ist dies jedoch bei Wildtieren nicht immer durchführbar oder kosteneffizient. Trimethoprim-Sulfate können für viele aspirationsbedingte Lungenentzündungen

ausreichend sein, sind jedoch im Allgemeinen unwirksam bei infektiösen Lungenentzündungen, die beispielsweise durch Bordetellen verursacht werden. Zusätzlich dazu kann eine unterstützende Begleittherapie erfolgen. Diese besteht aus der Zufuhr von Sauerstoff und der Erhöhung der Umgebungsfeuchtigkeit durch einen Vernebler (Miller E. A., 2020).

#### **4.1.2.6. Gastro-Intestinale Erkrankungen**

Bei Eichhörnchen können Magen-Darm-Beschwerden häufig durch verschiedene Faktoren wie Stress, Darmparasiten, Viren, bakterielle Überwucherung, falsche Futtermittel und unangemessene Fütterungspraktiken verursacht werden. Diese Symptome sind häufig Diarrhoe, Verstopfung und Appetitlosigkeit. Es ist wichtig sicherzustellen, dass die Ernährung den Bedürfnissen abhängig vom Alter des Tieres entspricht (Miller, 2020; Giebler & Fehr, 2015).

Eine Überfütterung kann ebenfalls zu Magen-Darm-Beschwerden führen. Eine einfache Möglichkeit der Überprüfung, ob Überfütterung die Ursache sein könnte, besteht in Reduktion der Fütterung um eine Mahlzeit pro Tag. Außerdem sollte sichergestellt werden, dass die Futtermenge etwa 5 % des Körpergewichts beträgt (Casey und Casey, 2012). Wenn die Beschwerden auf Ernährung oder Fütterungspraktiken zurückzuführen sind, ist es wahrscheinlich, dass sich der Zustand verbessert, wenn entsprechende Änderungen vorgenommen werden. Bestimmte Antibiotika wie Penicilline, Cephalosporine, Lincosamide und einige Makrolide können ein Überwachsen der normalen Darmflora verursachen. Bei pflanzenfressenden Nagetieren kann dies zu einer sogenannten Antibiotika-induzierten Enterotoxämie führen, die sich ebenfalls in Form von Blähungen, Durchfall und Appetitlosigkeit äußert. Gastrointestinale Beschwerden können auch auf systemische bakterielle Infektionen wie Clostridium spp. oder eine erhöhte Belastung durch Darmparasiten hinweisen. Eine Untersuchung von Kotproben kann helfen, diese möglichen Ursachen zu identifizieren und entsprechend zu behandeln (Miller, 2020).

#### **4.1.2.7. Hauterkrankungen**

Dermatophytosen, hauptsächlich durch *Trichophyton spp.* verursacht, kann bei Eichhörnchen zu partieller Alopezie führen. Diese Infektionen sind in der Regel selbstlimitierend, aber äußerst ansteckend und können auf andere Säugetiere und sogar auf den Menschen übertragen werden. Kleine Bereiche können topisch mit Enilconazol oder einem Miconazol-Chlorhexidin-Shampoo behandelt werden können. Für eine effektive Behandlung ist jedoch in der Regel der Einsatz systemischer Antimykotika notwendig (Miller E. A., 2020; Blackett, 2016).

Ursächlich für Hauterkrankungen kann ebenfalls eine Infektion mit *Staphylococcus aureus* sein. Die klinischen Symptome reichen von infizierten Wunden durch Bisse oder Kratzer bis hin zu Abszessen auf der Haut oder den Zehen, die in schweren Fällen zu eitrigen Atemwegserkrankungen und sogar zum Tod führen können (Giebler & Fehr, 2015).

#### **4.1.2.8. Zahnerkrankungen**

Es ist wichtig zu beachten, dass die Zähne von Eichhörnchen heterodont sind und die Backenzähne brachydont (Kertesz, 1993). Die unteren Schneidezähne brechen im Alter von 19 bis 21 Tagen durch und die oberen Schneidezähne im Alter von 31 bis 42 Tagen. Die Molaren und Prämolaren brechen ab einem Alter von sieben Wochen durch. Mit zehn Wochen sind dann alle Zähne vorhanden. Eichhörnchen haben keine Canini, und zwischen Schneidezähnen und Backenzähnen ist ähnlich wie bei anderen Tierarten eine Lücke, auch als Diastema bekannt (Sainsbury, 2008). Die Ursachen für Zahnfehlstellungen bei Eichhörnchen sind vielfältig, beispielsweise angeborene Fehlstellung des Kiefers oder Traumata (Sainsbury, Kountouri, DuBoulay & Kertesz, 2004). Symptome von Kiefer- und Zahnfehlstellungen können ein Rückgang der Nahrungsaufnahme sein, insbesondere von hartem Futter und Nüssen, und in schweren Fällen zu Abmagerung und Apathie führen (Giebler & Fehr, 2015). Bei Eichhörnchen mit frakturierten Schneidezähnen sollten, wenn die Pulpa freiliegt, Analgetika und Antibiotika zur Schmerzlinderung und Infektionskontrolle eingesetzt

werden. Abgebrochene Schneidezähne wachsen zwar nach, jedoch ist eine sorgfältige Überwachung erforderlich, um sicherzustellen dass sie sich korrekt ausrichten. Ein Eichhörnchen mit Schneidezahnfehlstellungen kann nicht wieder ausgewildert werden. Das Kürzen von Zähnen, um Fehlstellungen zu korrigieren, erfolgt analog zum Heimtierpatienten (Blackett, 2016; Stocker, 2005). Nach dem Kürzen der Zähne in eine physiologische Länge und Stellung ist eine mehrwöchige Überwachung notwendig. Somit kann sichergestellt werden, dass keine langfristige Zahnfehlstellung, die ein Überleben in freier Wildbahn unmöglich macht, zurückbleibt (Miller, 2020).

#### **4.1.2.9. Augenerkrankungen**

Durch Einfangen, Fixation oder nach einem Trauma kann es zu milchig-weißem Augenausfluss kommen. Die genaue Ursache dafür ist bisher unbekannt (Meekins, 2022).

Konjunktivitis bei Eichhörnchen kann durch verschiedene Faktoren verursacht werden, darunter Staub- und Schmutzpartikel, Fremdkörper im Auge, zugige Umgebungen, bakterielle Infektionen und gelegentlich als Begleiterscheinung von Atemwegserkrankungen. Die klinischen Anzeichen von Konjunktivitis umfassen Rötung und Entzündung der Konjunktiven, Keratitis und mögliche Verletzungen der Cornea. Die Behandlung von Konjunktivitis beinhaltet oft die Verabreichung lokaler antibiotischer Augensalben oder -tropfen. Bei Schäden an der Hornhaut können zusätzlich Vitamin-A-Gaben und spezielle Augensalben erforderlich sein (Giebler & Fehr, 2015).

#### **4.1.2.10. Vergiftung**

Die meisten Vergiftungen von Eichhörnchen stehen im Zusammenhang mit Rodentiziden oder Pestiziden (Bewig & Mitchell, 2009)

Die Symptome einer Vergiftung variieren je nach Art des Giftes. Sie können Blutungen (Ekchymosen, Petechien oder Blutungen aus Körperöffnungen), Krämpfe, Lethargie, Anfälle und/oder Ataxie umfassen. Typischerweise zeigen betroffene Tiere eine Petechisierung der Haut, die am deutlichsten an den Ohrmuscheln oder am Bauch zu erkennen ist. Bei Verdacht auf Exposition sollte sofort Vitamin K verabreicht werden. Danach sollte über einen Zeitraum von 30 Tagen eine tägliche Gabe erfolgen. Die erste Dosis Vitamin K wird üblicherweise subkutan verabreicht. Die folgenden 29 Dosen werden im Abstand von 24 Stunden oral gegeben (Miller, 2020).

#### 4.1.2.11. Euthanasie

Die Entscheidung zur Euthanasie bei Nagetieren wird getroffen, wenn ihre Verletzungen eine ungünstige Prognose für die Freilassung haben, ihre Krankheiten andere Tiere ernsthaft gefährden könnten, oder wenn die Behandlung ihrer Verletzungen eine längere und intensive Pflege erfordern würde, was dem Tier unangemessenem Stress aussetzen würde (Miller E. A., 2020).

Die American Veterinary Medical Association (AVMA) hat Richtlinien entwickelt, die verschiedene Methoden für die Euthanasie aufzeigen, darunter Euthanasie durch Inhalationsnarkotika und chemische Euthanasie. Aufgrund der Schwierigkeiten, ein erwachsenes Eichhörnchen zu fixieren und dem damit verbundenen Stress kann eine mögliche Euthanasiemethode darin bestehen, das Tier in eine geschlossene Kammer zu setzen und eine tödliche Überdosis Isoflurangas zu verabreichen. Alternativ kann eine intravenöse Injektion eines geeigneten Medikaments, nach vorangegangener Vollnarkose, erfolgen. Bei sehr kleinen Tieren und Neugeborenen ist ein intravenöser Zugang ggf. nicht möglich. In solchen Fällen kann eine intraperitoneale oder intrakardiale Injektion bei einem sedierten oder narkotisierten Patienten erforderlich sein (Blackett, Squirrels, 2016; McRuer, 2018; American Veterinary Medical Association, 2020).

### 4.1.3. Feldhase und Wildkaninchen

#### 4.1.3.1. Steckbrief

	Hase	Wildkaninchen
Körpertemperatur	38,5-40 °C	38,5-40 °C
Atemfrequenz	30-60/min	30-60/min
Herzfrequenz	32-127/min	160-240/min
Adulte Tiere Gewicht	3-3,4kg	1,5-2kg
Geschlechtsreife	M 6 Mo, W bis zu 8 Mo	M 5-6 Mo, W 4 Mo
Trächtigkeitsdauer	38-44 d (42)	28-32 d
Zahnformel Dauergebiss	I2 C0 P3 M3  I1 C0 P2 M3  = 28 Zähne	I2 C0 P3 M3  I1 C0 P2 M3  = 28 Zähne

Tab. 3: Steckbrief Feldhase und Wildkaninchen (Richardson, 2016; Tseng, 2020; Menzies, et al., 2020)

#### 4.1.3.2. Erstversorgung

Die Erstversorgung von Feldhasen und Wildkaninchen sollte analog zur Behandlung von Heimtierpatienten erfolgen. Daher ist eine sorgfältige Stabilisierung der Atemwege, Körpertemperatur, Hydratation, Schmerzmanagement und Unterstützung der Magen-Darm-Funktion erforderlich (Richardson, 2016). Ist eine intravenöse Medikamentengabe oder Flüssigkeitszufuhr notwendig, sollten nicht die

Ohrrandvenen verwendet werden, da dies schmerhaft sein kann. Stattdessen sollte die seitliche *Vena saphena* genutzt werden (Stocker, 2005).

Alle aufgenommenen Feldhasen und Wildkaninchen sind potenzielle Träger von Zoonosen. Unabhängig davon, ob sie offensichtlich Symptome zeigen, sollten daher entsprechende Hygienemaßnahmen getroffen werden (Stocker, 2005).

#### **4.1.3.3. Verletzungen**

Auch bei Feldhasen und Wildkaninchen gibt viele verschiedene Ursachen für traumatische Verletzungen, einschließlich Schussverletzungen, Fallen, Unfälle im Straßenverkehr oder Bissverletzungen durch Raubtiere. Die häufigsten Verletzungen stellen Frakturen der Gliedmaßen und Weichteilverletzungen dar. Traumata des Kopfes können zu neurologischen Symptomen, Kieferfrakturen und Augenverletzungen führen (Richardson, 2016).

Feldhasen und Wildkaninchen sind Beutetiere für verschiedene Raubtiere, darunter beispielsweise Füchse und Greifvögel. Auch Hunde und Katzen können eine Bedrohung darstellen, vor allem für Jungtiere, denn Verletzungen durch Raubtierangriffe verursachen oft oberflächliche und tiefe Biss- oder Risswunden (Tseng, 2020). Erfahrungen zeigen, dass Verletzungen, die mehr als 10 % der Hautoberfläche betreffen, in der Regel eine schlechte Prognose haben (Tseng, 2020). Die Versorgung von Weichteilverletzungen sollte nur unter Sedierung erfolgen, dabei wird die Wunde gründlich mit einer verdünnten Desinfektionslösung (z. B. 0,2 % Chlorhexidin) und anschließend mit Kochsalzlösung gespült. Anschließend können gesunde Hautränder mit Gewebeklebstoffen adaptiert werden. Ist dies nicht möglich, sollten die Wundränder aufgefrischt werden und durch sekundäre Granulation heilen (Tseng, 2020). Alternativ sollte die Haut mit einer kontinuierlichen Intrakutannahrt verschlossen werden, da Lagomorphe Klammern und äußerliche Nähte in der Regel nicht tolerieren. Eine Verwendung von Catgut-Nahtmaterial sollte aufgrund des hohen Risikos von Gewebereaktionen und postoperativen Adhäsionen vermieden

werden (Richardson, 2016). Zusätzlich ist die Gabe von Antibiotika und Analgetika sinnvoll. Zu Beginn der Wundheilung kann Honigsalbe verwendet werden. Es ist wichtig, die Aktivität des Tieres einzuschränken, um eine schnellere Heilung zu fördern. Infizierte Wunden eignen sich nicht für Drainagen, da die zähflüssige Eiterbildung bei Kaninchen die Drainagen verstopfen kann (Tseng, 2020).

Wirbelsäulen- und Extremitätenfrakturen bei Wildkaninchen können durch traumatische Ereignisse aber auch durch unsachgemäße Fixation verursacht werden. Die Diagnose eines Wirbelsäulentaumas basiert zum einen auf den klinischen Symptomen wie Parese oder Lähmung der Hinterbeine und wird zum Anderen durch Röntgenuntersuchungen ggf. bestätigt. Da die Heilungschancen in diesen Fällen sehr gering sind, sollte das Tier euthanasiert werden (Tseng, 2020). Nicht dislozierte Frakturen der Gliedmaßen haben bei entsprechender Behandlung hingegen oft gute Heilungschancen (Tseng, 2020). Orthopädische Eingriffe können analog zu Heimtierpatienten erfolgen (Richardson, 2016). Die postoperative Pflege hingegen gestaltet sich oft schwierig, da adulte Tiere sehr stressanfällig in menschlicher Obhut sind, was zu weiteren Verletzungen führen kann. Nichtsdestotrotz ist eine Käfigruhe für die Heilung einer Fraktur entscheidend (Tseng, 2020).

Bei Verletzungen der Bauchhöhle sollten chirurgische Eingriffe am Magen-Darm-Trakt möglichst minimal invasiv erfolgen, um das Risiko von Adhäsionen und postoperativer gastrointestinaler Stase zu minimieren (Richardson, 2016).

#### 4.1.3.4. Parasiten

##### 4.1.3.4.1. Ektoparasiten

Kaninchenflöhe (*Spilopsyllus cuniculi*) sind häufig bei Kaninchen anzutreffen, besonders um den Kopf und an den Rändern der Ohrmuscheln. Ein Flohbefall äußert sich durch intensiven Pruritus, Kopfschütteln und Kratzen. Die Diagnose erfolgt durch den Nachweis von Flohkot im Fell sowie das Vorhandensein von Flöhen, die mit bloßem Auge sichtbar sind. Es ist wichtig zu beachten, dass Flöhe Überträger

verschiedener Krankheiten wie Myxomatose und RHD sein können. Um eine Ausbreitung auf andere Tiere zu verhindern, sollte daher so schnell wie möglich eine Ektoparasitenbehandlung erfolgen. Geeignet dafür sind Imidacloprid oder Selamectin (Richardson, 2016).

Zecken sitzen primär im Kopf- und Halsbereich der Tiere und können bei einem starken Befall eine Anämie verursachen (Richardson, 2016).

Die Laus *Haemodipsus ventricosus* befällt sowohl Kaninchen als auch Hasen und kann ein Vektor für die Verbreitung mehrerer Krankheiten, wie Myxomatose, RHD und Tularämie, sein. Da die Läuse mit einer Länge von 1,5-2,5 mm verhältnismäßig groß sind, sind sie mit bloßem Auge erkennbar. Eine Behandlung kann mit Imidacloprid oder Ivermectin erfolgen (Richardson, 2016).

Bei Feldhasen und Wildkaninchen treten eine Vielzahl von Milben auf. Zumeist weisen nur immungeschwächte Tiere einen starken Befall auf. Klinische Anzeichen eines Milbenbefalls sind daher selten (Richardson, 2016). Eine häufige Milbenart ist die Sarcoptes scabiei, die die Sarcoptes-Räude verursacht. Diese Milbe kann direkt von Tier zu Tier oder durch kontaminierte Kaninchenbauten übertragen werden. Nach der Infektion gräbt sich die Milbe in die Haut ein und legt ihre Eier ab, was zu stark juckender Dermatitis führt. Symptome sind vor allem krustige, entzündete Hautstellen, insbesondere im Kopfbereich und um die äußeren Genitalien (Vennen & Mitchell, 2009). Um eine Sarcoptes-Räude zu diagnostizieren, ist ein tiefes Hautgeschabsel notwendig. Die Behandlung umfasst die Anwendung von Ivermectin (0,2-0,4 mg/kg subkutan alle 10-14 Tage) und ggf. Antibiotika bei sekundären bakteriellen Infektionen. Zusätzlich können Analgetika wie Meloxicam (0,3 mg/kg oral einmal täglich oder 0,2 mg/kg intramuskulär oder subkutan einmal täglich) verabreicht werden (Carpenter, 2013; Tseng, 2020).

Besonders in den wärmeren Monaten von Spätfrühling bis Herbst kann häufiger bei Feldhasen und Wildkaninchen eine Myasis auftreten. Probleme, wie offene Wunden oder fäkalen Verunreinigungen, sind oft die Ursache. Die Fliegenlarven durchlaufen

verschiedene Entwicklungsstadien, in denen sie sich vom Fleisch der Tiere ernähren. Dieser Befall führt zu invasiven und schmerzhaften Gewebeschäden (Richardson, 2016; Stocker, 2005). Zu Beginn eines Fliegenbefalls fallen kleine, weißlich bis gelbe Eier um die Wunde herum auf. Mit der Zeit entwickeln sich aus diesen Eiern Larven, die sich in das umliegende Gewebe eingraben und dort Gewebsschädigungen anrichten (Tseng, 2020). Zu Beginn der Behandlung von Myiasis sollte das Fell um die betroffene Stelle geschoren werden, um das Ausmaß besser einschätzen zu können. Anschließend erfolgt eine manuelle Entfernung sichtbarer Maden und Eier. Zu guter Letzt sollte die Wunde mit verdünnter antiseptischer Lösung oder Kochsalzlösung gespült werden, um weitere Infektionen zu verhindern (Richardson, 2016). In schweren Fällen ist eine ausführlichere Wundbehandlung unter Narkose erforderlich, wobei die Wunde mehrmals gespült und von Maden gereinigt werden muss. Eine angefertigte Lösung aus Nitenpyram in Kochsalzlösung (11 mg Tablette in 250 ml Kochsalzlösung) hat sich hierbei als effektiv erwiesen (Tseng, 2020). Nach der Wundversorgung sollte eine unterstützende Begleittherapie erfolgen, Diese umfasst Flüssigkeitstherapie, die Gabe von Analgetika und, falls notwendig, die Verabreichung von Breitbandantibiotika, um sekundäre Infektionen zu verhindern bzw. zu behandeln (Richardson, 2016; Tseng, 2020).

#### 4.1.3.4.2. Endoparasiten

Wie bei allen Säugetieren ist auch bei Lagomorphen eine Infektion mit dem Protozooten *Toxoplasma gondii* möglich. Infektionswege sind klassischerweise die Aufnahme von Futter, welches mit infiziertem Katzenkot kontaminiert ist. Die klinischen Symptome einer Toxoplasmose bei diesen Tieren variieren stark und reichen von asymptomatischen Verläufen bis hin zu schweren neurologischen Störungen wie Hintergliedmaßenparese, Fieber und Tod (Richardson, 2016).

Es gibt bis zu 14 Eimeria-Arten, die Kaninchen und Feldhasen befallen können. Alle Arten, außer *E. steidiae*, die in den Epithelzellen der Gallengänge vorkommt und Leberkokzidiose verursacht, besiedeln den Magen-Darm-Trakt und führen zu Darmkokzidiose. Besonders bei Jungtieren ist eine Infektion mit *E. leporis* häufig.

Häufig bleibt ein Befall asymptomatisch, doch bei schlechten Bedingungen, wie ungünstigem Wetter, Futterknappheit oder gleichzeitigen Krankheiten, kann sich ein Kokzidiose manifestieren (Richardson, 2016). Die Übertragung von *Eimeria spp.* kann über den fäkal-oralen Weg erfolgen. Klinische Anzeichen sind Inappetenz, Gewichtsverlust, Dehydrierung und Durchfall. Hepatische Infektionen können zu schweren Symptomen wie Aszites, Hepatomegalie, Ikterus und Enzephalopathie führen (Vennen & Mitchell, 2009). Zur Diagnose sollte eine Kotuntersuchung erfolgen (Richardson, 2016). Eine Behandlung kann über das Trinkwasser erfolgen, indem Sulfadimidin zu einer 0,2 %igen Lösung beigemischt wird. Dies ist jedoch nur wirksam, wenn das Tier zur selbstständigen Flüssigkeitsaufnahme fähig ist (Tseng, 2020; Stocker, 2005).

#### 4.1.3.5. Infektionserkrankungen

Myxomatose ist eine Viruserkrankung, die sowohl für Wild- als auch für Hauskaninchen relevant ist (Leibold, 2015). Feldhasen hingegen sind weniger empfänglich (Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen, 2022). Ursprünglich wurde das Myxomatosevirus in Frankreich eingeführt, um die übergroße Population von Wildkaninchen zu reduzieren. Das Virus verbreitete sich allerdings schnell im Rest von Europa und führte dort ebenfalls zu erheblichen Verlusten bei den Wildkaninchen (Leibold, 2015). Das Myxomatosevirus (Familie der Leporipoxviren) wird hauptsächlich durch blutsaugende Insekten wie Kaninchenflöhe und Stechmücken von Kaninchen zu Kaninchen übertragen. Die klinischen Symptome der Myxomatose können stark variieren und hängen von der Virulenz des Virus und dem Immunstatus des einzelnen Tieres ab. Die Inkubationszeit beträgt zwei bis acht Tage. Danach zeigen die betroffenen Kaninchen Symptome wie geschwollene Augenlider und eine eitrige Konjunktivitis, gefolgt von Schwellungen und Abszessen im Bereich der Ohren, des Halses, des Kopfes, der Nase und des Anogenitalbereichs. Der Tod tritt in der Regel innerhalb von 11-18 Tagen ein. In seltenen Fällen überleben Kaninchen und entwickeln eine Immunität. Eine Behandlung der Myxomatose ist oft erfolglos, es kann lediglich eine unterstützende

Begleittherapie erfolgen. Bei entsprechend schlechter Verfassung sollte eine Euthanasie erwogen werden (Richardson, 2016; Tseng, 2020; Stocker, 2005). Zur Diagnose wird ein molekularer Virusnachweis aus Nasen-, Augen- oder Genitaltupfer verwendet. Zu den Differenzialdiagnosen gehören unter anderem Phlegmone im Kopfbereich, Ohrräude oder bei chronischer Myxomatose mit Knoten oder Nekrosen im Kopf- und Genitalbereich auch die Kaninchensyphilis (Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen, 2022).

RHD (Rabbit Haemorrhagic Disease), oder im Deutschen auch hämorrhagische Kaninchenkrankheit, ist eine hoch ansteckende und schnell tödlich verlaufende Krankheit, die durch ein wirtsspezifisches Calicivirus verursacht wird (Richardson, 2016). In Deutschland ist diese Erkrankung nicht meldepflichtig (FLI, zuletzt aufgerufen am 17.06.2024). RHD betrifft sowohl Wild- als auch Hauskaninchen. Das klassische RHD-Virus ist sehr wirtspezifisch und nicht ansteckend für den Menschen und andere Säugetiere, während für das RHDV-2 auch Feldhasen empfänglich sind. Die Übertragung erfolgt über kontaminierte unbelebte und belebte Vektoren (z. B. verunreinigtes Wasser, Futter, Kleidung, Schuhe, blutsaugende Insekten) (AGES, 2023; Richardson, 2016). Die Inkubationszeit beträgt 1-4 Tage. Die Krankheit verursacht eine nekrotisierende Hepatitis und eine disseminierte intravasale Gerinnung (DIC), die zu Thromben in Herz, Lunge und Nieren führen kann. Der Tod tritt entweder durch Leberversagen oder durch DIC ein. Es gibt zwei Manifestationsformen: die perakute Form, das Kaninchen wird plötzlich tot aufgefunden, und die akute Form, in diesem Fall zeigt das Kaninchen Symptome wie Mattigkeit, Blässe, Fieber und Atemnot und stirbt innerhalb von 1-2 Tagen. Die Prognose bei adulten Tieren ist schlecht und eine Behandlung ist in der Regel unwirksam. Tiere mit klinischen Anzeichen sollten euthanasiert werden, um weiteres Leiden zu vermeiden (Stocker, 2005; Richardson, 2016; AGES, 2023).

Das European Brown Hare Syndrome (EBHS) wurde erstmals in den 1980er Jahren in Skandinavien beschrieben. Seitdem wurde es in vielen europäischen Ländern nachgewiesen. In Deutschland wurde die Krankheit erstmals 1986 dokumentiert. Der

Erreger des EBHS ist ein Calicivirus (Genus Lagovirus), das ausschließlich bei Hasen eine Erkrankung verursacht. Das Virus wird über Sekrete und Exkrete der infizierten Tiere ausgeschieden und ist in der Umwelt sehr stabil. Die Übertragung erfolgt vermutlich direkt fäkal-oral oder indirekt über kontaminiertes Futter und Wasser. Die Erkrankung verläuft perakut bis akut und ist gekennzeichnet durch eine sehr hohe Morbidität und Mortalität. Die Symptome ähneln den Krankheitsbildern bei RHD. Eine Therapie ist bisher nicht bekannt (Le, 2006; Gavier-Widén & Mörner, 1991).

Die Tularämie, auch bekannt als "Hasenpest" oder "Kaninchenfieber", ist eine Zoonose, die durch das Bakterium *Francisella tularensis* verursacht wird. Diese Krankheit betrifft primär Hasenartige und Nagetiere, kann aber auch auf Menschen übertragen werden (Landesamt für Verbraucherschutz Thüringen). Die Infektion kann auf verschiedenen Wegen erfolgen: zum einen durch direkten Kontakt mit Blut und Gewebe infizierter Tiere, zum anderen kann sie indirekt durch blutsaugende Arthropoden, die Aufnahme von kontaminiertem Wasser oder Lebens- bzw. Futtermitteln, sowie durch das Einatmen infizierter Aerosolpartikel übertragen werden (Bayerischer Jagdverband e.V.; Hafner-Marx, 2024; Heuner, Scholz, & Jacob, 2023). Erkrankte Tiere zeigen oft keine Symptome, da die Krankheit schnell verläuft. Typische Symptome umfassen jedoch Abmagerung und struppiges Fell, erhöhte Atemfrequenz und Fieber, oder Apathie und Verlust der natürlichen Scheu. Die Tiere versterben meist innerhalb von 2 bis 13 Tagen an einer Sepsis (Hafner-Marx, 2024; Heuner, Scholz, & Jacob, 2023). Die Diagnose der Tularämie erfolgt postmortal durch den Nachweis des Erregers in Geweben wie Leber, Milz, Niere oder Lunge. Histologisch finden sich Mikroabszesse und Nekrosen, insbesondere in der Leber und Milz (Müller, Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit, 2019).

#### **4.1.3.6. Zahnerkrankungen**

Zahnerkrankungen sind bei wildlebenden Feldhasen und Wildkaninchen sehr selten, da ihre natürliche, ballaststoffreiche Ernährung die Abnutzung der Zähne fördert.

Angeborene Fehlstellungen der Zähne können jedoch zu übermäßigem Wachstum führen. Zahnfehlstellungen können auch infolge von Traumata, insbesondere an den Schneidezähnen, auftreten. In den meisten Fällen von Zahnerkrankungen sollte aus Gründen des Tierschutzes eine Euthanasie der betroffenen Tiere in Betracht gezogen werden (Richardson, 2016).

Die Korrektur von Zahnfehlstellungen oder Erkrankungen kann analog zur Behandlung von Heimtieren erfolgen, jedoch sind dabei bestimmte Einschränkungen zu beachten. Beispielsweise sollten Tiere, bei denen die Schneidezähne extrahiert wurden, nicht wieder ausgewildert werden. Wenn eine Korrektur der Zähne durch Einschleifen vorgenommen wird, sollte das Tier für einen angemessenen Zeitraum stationär aufgenommen werden, um zu beurteilen, ob die Fehlstellung behoben wurde und ob eine physiologische Nahrungsaufnahme in freier Wildbahn langfristig möglich ist. Sollte dies nicht der Fall sein, muss das Tier aus Tierschutzgründen euthanasiert werden (Stocker, 2005).

#### **4.1.3.7. Augenerkrankungen**

Die häufigsten Augenerkrankungen bei Feldhasen und Wildkaninchen sind Infektionen und Verletzungen der Konjunktiven, der Cornea und der Adnexe. Ursachen hierfür sind vielfältig, wie Myxomatose, Toxoplasmose, Parasiten oder Traumata. Da die Augenlider und Konjunktiven anatomisch verbunden sind, betreffen Krankheiten oft beide Bereiche. Die Verwendung von systemischen Antibiotika, kann zu einer Dysbiose im Magen-Darm-Trakt führen und sollte daher nur gezielt eingesetzt werden. Als sicher gelten Fluorchinolone, Tetracycline, Sulfonamide, Gentamicin, Fusidinsäure und Chloramphenicol. Kortikosteroide und NSAIDs können zwar zur Behandlung von Uveitis verwendet werden, jedoch mit Vorsicht, da das Risiko einer Immunsuppression besteht (Eaton, 2022).

Wenn durch jegliche Augenerkrankungen Einschränkungen des Sehvermögens entstehen, bei denen eine physiologische Verhaltensweise nicht mehr möglich ist, sollte das Tier Euthanasiert werden (Richardson, 2016).

#### **4.1.3.8. Euthanasie**

Feldhasen und Wildkaninchen müssen vor einer Euthanasie sediert werden, um unnötigen Stress zu vermeiden. Es ist nicht ratsam, das Tier ausschließlich mit einem Inhalationsnarkotikum zu betäuben. Nach der Sedierung oder Narkose sollte die Euthanasie bevorzugt durch eine intravenöse, intrakardiale, intrarenale oder intrahepatische Pentobarbitalinjektion erfolgen (Richardson, 2016).

#### 4.1.4. Rotfuchs

##### 4.1.4.1. Steckbrief

Körpertemperatur	39-40 °C
Atemfrequenz	10-30/min
Herzfrequenz	125/min
Adulte Tiere Gewicht	W 3,5-7,5kg, M 5,5-9kg
Geschlechtsreife	W ab 10 Mo
Trächtigkeitsdauer	53 d
Zahnformel Dauergebiss	I3 C1 P4 M2  = 42 Zähne  I3 C1 P4 M3

Tab. 4: Steckbrief Rotfuchs (Couper, 2016)

##### 4.1.4.2. Erstversorgung

Da Füchse ebenfalls Überträger von Zoonosen sind, sollten beim Umgang mit ihnen entsprechende Hygienemaßnahmen getroffen werden (Meredith & Keeble, 2011).

Die Erstversorgung von Füchsen sollte nach ähnlichen Prinzipien wie bei Haushunden durchgeführt werden. Da die vorgestellten Tiere oft bereits länger unter gesundheitlichen Problemen leiden, bevor sie einem Tierarzt vorgestellt werden, sind sie häufig dehydriert, unterkühlt und/ oder kachektisch (Couper, 2016). Daher ist eine gründliche körperliche Untersuchung erforderlich, einschließlich der Überprüfung der rektalen Temperatur und des Hydratationsstatus. Die Normaltemperatur für Füchse liegt zwischen 39 und 40 °C, jedoch können die Vitalparameter aufgrund von Stress erhöht sein (Lord & Miller, 2020).

Für Füchse im Schockzustand oder Jungtiere sollte Wärme bereitgestellt werden, entweder durch Wärmelampen oder -matten. Die Rehydrierung sollte vorzugsweise

oral erfolgen, es sei denn, das Tier ist stark dehydriert oder nicht mehr in der Lage zur selbstständigen Flüssigkeitsaufnahme. In diesem Fall kann eine intravenöse oder subkutane Flüssigkeitszufuhr erforderlich sein (Couper, 2016; Lord & Miller, 2020; Stocker, 2005).

Nach der Stabilisierung des Patienten sollte eine ausführliche Allgemeinuntersuchung durchgeführt werden. Es ist ratsam, so bald wie möglich nach der Aufnahme eine Kotprobe zu untersuchen, da Füchse in der Regel mit Darmparasiten infiziert sind (Lord & Miller, 2020).

#### **4.1.4.3. Verletzungen**

Traumatische Verletzungen, wie sie häufig bei Unfällen im Straßenverkehr oder durch Bisswunden auftreten, sind eine gängige Ursache für die Vorstellung von Füchsen. Die Symptome variieren je nach Art und Schwere der Verletzungen sowie eventuellen sekundären Komplikationen wie Septikämien (Couper, 2016; Stocker, 2005).

Die Behandlung von Frakturen kann nach ähnlichen Prinzipien wie bei Haushunden erfolgen, vorausgesetzt, es wird eine vollständige Heilung erwartet. Frakturen können konservativ, oder chirurgisch versorgt werden, jedoch muss beachtet werden, dass Füchse oft keine Verbände tollerieren. Intramedulläre Stifte oder Knochenplatten können alternative Behandlungsmethoden sein, die jedoch vor der Entlassung entfernt werden sollten. Die Prognose für komplizierte Frakturen, insbesondere solche mit Gelenkbeteiligung, ist vorsichtiger zu betrachten. Beckenfrakturen sprechen in der Regel gut auf Käfigruhe an, allerdings kann die Durchführung dieser Ruhephase eine Herausforderung darstellen und für das Tier großen Stress verursachen. In Fällen, in denen der Beckenkanal durch die Fraktur verengt ist und Geburtskomplikationen bei weiblichen Tieren wahrscheinlich sind, kann eine Kastration vor einer Rehabilitation oder eine Euthanasie erforderlich sein. Füchse können in der Wildnis oft mit der Amputation eines Hinterbeins oder des Schwanzes zureckkommen. Sie benötigen ihre Vordergliedmaßen zum Graben, einem essentiellen physiologischen Verhalten. Sollte also die Amputation einer Vordergliedmaße aufgrund einer schweren

Verletzung notwendig sein, ist eine Wiederauswilderung nicht möglich und eine Euthanasie erforderlich (Couper, 2016; Stocker, 2005).

Bissverletzungen können zu Abszessen und zu Septikämien führen, wobei oft *Streptococcus spp.* beteiligt ist. Die Symptome, die ein Fuchs zeigt, können je nach Lokalisation der Bisswunde variieren. Wird ein Fuchs mit Bissverletzungen vorgestellt, erfolgt dies bereits meist in einem kollabierten Zustand, was auf eine bestehende Septikämie hindeuten kann. Die Behandlung von Bissverletzungen erfolgt nach ähnlichen Grundsätzen wie bei infizierten Wunden bei Haustieren. Dazu gehören in der Regel eine sorgfältige Reinigung der Wunde, eine minimalinvasive Wundauffrischung, die Verabreichung von Breitbandantibiotika, Flüssigkeitstherapie und bei Bedarf Schmerzmitteln. In Fällen von schwerer Septikämie ist jedoch eine Euthanasie oft die einzige humane Option (Couper, 2016; Stocker, 2005).

Beim Versuch, sich aus einer Verschlingung zu befreien, können Füchse Verletzungen im Maulbereich oder an den Zähnen erleiden (Englund, 1982). Daher ist es wichtig, bei Tieren, die mit Abschnürungsverletzungen vorgestellt werden, auch eine gründliche Untersuchung des Mauls durchzuführen und gegebenenfalls festgestellte Verletzungen entsprechend zu behandeln (Lord & Miller, 2020).

#### **4.1.4.4. Parasiten**

##### **4.1.4.4.1. Ektoparasiten**

Flöhe, Zecken, Läuse und Milben zählen zu den häufigsten Ektoparasiten des Rotfuchses. Es ist ratsam, Füchse bei der Aufnahme gegen diese Parasiten zu behandeln, um eine mögliche Übertragung auf andere Tiere zu verhindern. Für die Behandlung dieser Parasiten werden topische Parasitizide wie Selamectin zur Räudebehandlung und Ivermectin für die meisten Ektoparasiten, einschließlich der Räude, verwendet (Lord & Miller, 2020).

Die Räude zeigt sich typischerweise durch eine Vielzahl von Symptomen, darunter Hyperkeratosen, Krustenbildung auf der Haut, Abmagerung, Fellverlust an Schwanz

und Gliedmaßen, tränende Augen, übermäßiges Kratzen und Belecken sowie einen deutlichen Moschusgeruch (Lord & Miller, 2020). Diese Anzeichen beginnen in der Regel am Schwanzansatz und an den Hinterläufen und breiten sich rasch über den Rücken, den Rumpf und schließlich den Kopf aus. Die Krankheit ist oft weit fortgeschritten, wenn der betroffene Fuchs geschwächt genug ist, um gefangen zu werden. In den ersten Tagen nach der Aufnahme sollten betroffene Tiere unterstützend behandelt werden, beispielsweise mit einer Flüssigkeitstherapie und geeigneter Nahrung (Stocker, 2005). Die Diagnose stützt sich auf klinische Anzeichen, die von fleckigem Fellverlust während des Fellwechsels unbedingt unterschieden werden sollten, sowie auf die typische Krustenbildung (Couper, 2016). Ein Hautgeschabsel kann eine endgültige Diagnose liefern und die Ursache des Fellverlusts von Dermatophytosen, schlechter Ernährung oder anderen Ursachen unterscheiden (Lord & Miller, 2020). Ein tiefes Hautgeschabsel, wie bei Hunden, ist in fortgeschrittenen Fällen jedoch selten erforderlich, denn Sarkoptesmilben können oft leicht mikroskopisch in einer Probe aus einer der dicken Krusten auf der Hinterhand nachgewiesen werden (Couper, 2016). Die Behandlung umfasst zunächst eine subkutane Injektion oder orale Gabe von Ivermectin in einer Dosierung von 200 mcg/kg, gefolgt von weiteren Verabreichungen nach zwei Wochen und dann nach weiteren zwei Wochen (Stocker, 2005). Die Behandlung der Sarkoptesräude beinhaltet zusätzlich wiederholte Verabreichungen von geeigneten Antibiotika zur Behandlung bakterieller Sekundärinfektionen der Haut (Couper, 2016). In fortgeschrittenen Fällen kann eine manuelle Entfernung der Krusten notwendig sein. Dies sollte am besten unter Sedierung erfolgen, wobei für eine angemessene Analgesie gesorgt werden muss. Der Fuchs sollte nicht freigelassen werden, bevor das Fell nachgewachsen ist, insbesondere im Winter (Couper, 2016). Räudepatienten sollten so lange von anderen Tieren isoliert werden, bis mindestens zwei Hautgeschabsel im Abstand von 10-14 Tagen negativ sind. Die Behandlung sollte bis zwei Wochen nach einem negativen Geschabsel fortgesetzt werden (Lord & Miller, 2020). Die Sarkoptesräude ist eine Zoonose, daher ist es von entscheidender Bedeutung, bei der Handhabung von Füchsen mit Räude oder Verdacht auf Räude

immer Handschuhe und Schutzkleidung zu tragen, um eine Übertragung verhindern (Stocker, 2005).

#### **4.1.4.4.2. Endoparasiten**

Während diese Parasiten bei erwachsenen Füchsen meist klinisch unbedeutend sind, können sie bei Jungtieren symptomatische Infektionen verursachen, die sich durch einen schlechten Allgemeinzustand und aufgeblähtes Abdomen äußern (Blackmore, 1964; Brash, 2003). Der Fuchsbandwurm (*Echinococcus multilocularis*) nutzt Nagetiere als Zwischenwirt. Beim Menschen kann die Infektion, bekannt als alveolare Echinokokkose, durch den Verzehr von Lebensmitteln, die mit Fuchskot kontaminiert sind, übertragen werden und gilt als eine der gefährlichsten helminthischen Zoonosen (Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft, 2020). Die Behandlung von Magen-Darm-Parasiten ist insbesondere bei symptomatischen Jungfüchsen erforderlich und kann mit Anthelminthika durchgeführt werden, die auch bei Haushunden verwendet werden. Eine Behandlung während der Quarantänezeit verhindert die Übertragung von Parasiten, wenn die Welpen in Gruppen zusammenleben (Couper, 2016).

#### **4.1.4.5. Infektionserkrankungen**

Die Studie von Truyen et al. (1998) zeigte, dass Parvovirus-Infektionen bei Rottfüchsen in Deutschland weit verbreitet sind (Truyen, Müller, Heidrich, Tackmann, & L.E., 1998). Typischerweise verursacht die Parvovirose Gastroenteritis, was das häufigste Symptom bei Wildtieren ist. Differentialdiagnostisch müssen nur wenige spezifische Erkrankungen unterschieden werden, darunter Clostridien-Enteritis und die Aufnahme von gerinnungshemmenden Rodentiziden. Tiere mit Verdacht auf Parvovirus-Gastroenteritis sollten von anderen empfänglichen Tieren isoliert werden, um eine Infektion zu verhindern. Die Therapie konzentriert sich ausschließlich auf symptomatische Maßnahmen, um die Auswirkungen der Dehydratation und des Elektrolyt-Ungleichgewichts während der Darminfektion zu mildern (Stocker, 2005).

Die Staupe ist eine Virusinfektion, die weltweit verbreitet ist und regelmäßig bei verschiedenen Wildtieren, insbesondere bei Füchsen, Marderartigen, Waschbären und Seehunden auftritt. Das Virus wird hauptsächlich durch direkten Kontakt mit erkrankten Tieren übertragen. Die Übertragung kann oral oder durch Tröpfcheninfektion erfolgen, wobei insbesondere Jungtiere, immungeschwächte Tiere und ungeimpfte Tiere betroffen sind. Die Krankheitsbilder einer Staupevirus-Infektion bei Wildtieren sind äußerst vielfältig. Neben Durchfall und Husten, den häufigsten Symptomen, können auch Verhaltensänderungen, Krämpfe, Lähmungserscheinungen und seltener Hautveränderungen auftreten. Die Infektion kann zu Lungenentzündungen, Darmentzündungen, Entzündungen des Auges mit Verlust des Sehvermögens oder Gehirn- und Nervenentzündungen führen. Typischerweise endet die Infektion entweder mit der Genesung oder dem Tod der betroffenen Tiere. Aktuell gibt keine effektiven Behandlungsmöglichkeiten, es kann lediglich eine symptomatische Behandlung erfolgen (Gangl, zuletzt geöffnet 06.24; Couper, 2016)

#### 4.1.4.6. Hauterkrankungen

Die Verunreinigung oder Verschmutzung des Fells mit Schadstoffen wie beispielsweise Diesel kann durch menschliches Verschulden entstehen, insbesondere in städtischen Gebieten. Dies kann zu Hautreizungen führen und möglicherweise zu Organschädigungen durch die Aufnahme von Giftstoffen während der Fellpflege. Um dies zu behandeln, sollte das Fell gründlich mit einem geeigneten Mittel, wie beispielsweise einem Spülmittel für ölhaltige Substanzen, gewaschen, gespült und unter Sedierung getrocknet werden. Aktivkohle kann dem Futter zugegeben werden, um Toxine zu adsorbieren und Antibiotika können erforderlich sein, um eine Sekundärinfektion der entzündeten Haut zu behandeln. Es ist ratsam, Hämatologie- und Biochemie zu bestimmen, um mögliche Auswirkungen wie Leber- und Nierenschäden zu bewerten. Nach Kontakt mit Diesel oder anderen Verunreinigungen kann das Fell ein bis zwei Wochen nach dem ersten Kontakt ausfallen. Es wird

empfohlen, den Fuchs nicht auszuwildern, bis das Fell ausreichend nachgewachsen ist, insbesondere im Winter (Couper, 2016).

Dermatomykosen treten gelegentlich bei Rotfüchsen auf und äußern sich in Läsionen, die aus Alopezie und krustigen Herden bestehen, die der Räude ähneln (Lord & Miller, 2020).

Die Diagnose wird durch Anzucht auf einem geeigneten Medium gestellt. Obwohl eine Behandlung mit Azolpräparaten theoretisch möglich ist, ist dies aufgrund der erforderlichen langen Isolierung der betroffenen Tiere nur selten praktikabel. Es sollte auch die Möglichkeit einer zugrunde liegenden Immunsuppression und gleichzeitiger Erkrankungen in Betracht gezogen und entsprechend behandelt werden (Couper, 2016).

#### **4.1.4.7. Zahnerkrankungen**

Zahnfehlstellungen bei Füchsen können durch physiologische Einflüsse, Umweltfaktoren und Ernährung verursacht werden (Miles & Gringson, 1990). Ein erwachsener Fuchs hat normalerweise 42 Zähne: 3 Schneidezähne (I3/3), 1 Eckzahn (C1/1), 4 Prämolaren (P4/4) und 2-3 Molaren (M2/3) pro Kieferhälfte (Emily & Eisner, 2021). Endodontische Erkrankungen oder frakturierte Eckzähne können zu offenen Pulpen führen, was Infektionen begünstigt. Diese Infektionen können sich auf Kieferknochen sowie systemisch auf Organe wie Nieren und Herz ausbreiten. Füchse mit frakturierten Zähnen und freiliegender Pulpa sollten umfassend zahnärztlich behandelt werden, bevor sie ausgewildert werden. Die Versorgung von Zahnerkrankungen erfolgt analog zum Kleintier (Stocker, 2005). Parodontalerkrankungen müssen vor der Freilassung ebenfalls untersucht werden, da sie zu systemischen Infektionen führen können. Bakterien aus dem Maul können über das Zahnfleisch ins Blut gelangen und Organe wie Herz, Lunge, Leber und Nieren infizieren. Eine Behandlung vor der Auswilderung ist daher unerlässlich (Stocker, 2005).

#### **4.1.4.8. Vergiftung**

Die Ursache einer Vergiftung zu bestimmen gestaltet sich oft sehr schwierig (Stocker, 2005). Bei Verdacht auf eine Vergiftung besteht die Behandlung hauptsächlich aus unterstützenden und symptomatischen Maßnahmen (Couper, 2016).

#### **4.1.4.9. Euthanasie**

Die Euthanasie erfolgt durch intravenöse Injektion von Pentobarbital (150 mg/kg). Eine vorherige Sedierung oder Anästhesie verringert den Stress für das Tier und ermöglicht die Injektion intraperitoneal oder intracardial, wenn ein venöser Zugang nicht möglich ist (Couper, 2016).

#### 4.1.5. Marderartige

##### 4.1.5.1. Steckbrief Baummarder

Körpertemperatur	37,9-40,1 °C
Atemfrequenz	57-71/min
Herzfrequenz	116-129/min
Adulte Tiere Gewicht	M 1500-1850g W 1100-1450g
Geschlechtsreife	ab 2 Jahren
Trächtigkeitsdauer	30-35 d
Zahnformel Dauergebiss	I3 C1 P4 M1  = 36 Zähne I3 C0  P4 M2

Tab. 5: Steckbrief Baummarder (Abou-Madi, 2020; Bourne, 2016)

##### 4.1.5.2. Erstversorgung

Bei der Aufnahme eines verletzten oder kranken Marders sollte zunächst eine grundlegende Allgemeinuntersuchung erfolgen. Diese kann sich zunächst auf eine visuelle Beurteilung und stabilisierende Maßnahmen beschränken, bis das Tier sicher fixiert oder narkotisiert werden kann. Es muss individuell abgewägt werden, ob eine sofortige Anästhesie notwendig ist, um das Tier weiter zu stabilisieren, oder ob diagnostische Tests und Behandlungen beim wachen Patienten erfolgen können. Um den Stress für die Tiere zu minimieren, sollten sie so wenig wie möglich gehandelt werden (Abou-Madi, 2020). Werden Jungtiere vorgestellt, sollten diese sofort aufgewärmt werden, während eine körperliche Untersuchung durchgeführt wird. Bradykardie kann häufig die Folge von Hypoglykämie und/oder Hypothermie sein, tritt aber auch bei einem Schock auf (Stocker, 2005).

#### 4.1.5.3. Verletzungen

Bei freilebenden Musteliden sind Traumata die häufigste Todesursache (Williams, Burek Huntington, & Miller, 2018). Verletzungen durch Bisswunden von Katzen oder Hunden sind ebenfalls relativ häufige Vorstellungsgründe. Auch bei Bisswunden, die oberflächlich wirken, sollte auf innere Verletzungen kontrolliert werden. Bisswunden durch Katzen sollten zweimal täglich mit einer antiseptischen Lösung, wie beispielsweise verdünnter Chlorhexidinlösung, gespült werden. Außerdem sollte ein Breitbandantibiotikum verabreicht werden, um eine Infektion zu vermeiden (Bourne, 2016; Stocker, 2005).

Eine weitere Verletzungsquelle stellen Lagerfeuer dar. Die Tiere erleiden Brandwunden, wenn sie sich beispielsweise unbemerkt in einem Holzstapel für ein Lagerfeuer versteckt haben. Diese Verletzungen werden analog zu Brandverletzungen beim Kleintier behandelt. Bei zu schweren bzw. großflächigen Verletzungen kann eine Euthanasie in Betracht gezogen werden (Bourne, 2016).

Auch Verletzungen durch Fallen, Unfälle im Straßenverkehr oder Stürze, einschließlich Knochenbrüchen und inneren Verletzungen sind gängig. Bei der Frakturversorgung sind wesentliche Unterschiede zwischen Jungtieren und adulten Tieren zu beachten. Frakturen bei Jungtieren heilen zumeist relativ schnell und zeigen eine gute Kallusbildung. Es ist sowohl eine chirurgische Versorgung mittels Platten oder Nägeln, als auch eine konservative Behandlung durch Ruhigstellung mit Schienen oder Gips möglich. Bei der Frakturbehandlung sollte jedoch bedacht werden, dass nur dann eine Versorgung erfolgen sollte, wenn eine vollständige Heilung zu erwarten ist. Bei Einschränkungen der Bewegung oder der Notwendigkeit einer Amputation ist eine Euthanasie notwendig (Bourne, 2016). Bei adulten Tieren gestaltet sich die Frakturversorgung oft schwieriger, da eine Käfigruhe über einen Zeitraum von sechs Wochen schwer umzusetzen ist. Je fitter die Tiere werden, desto schwieriger wird die Ruhigstellung der betroffenen Gliedmaße und auch das Handling sowie die Medikamentengabe (Bourne, 2016; Nietsch, 2024).

#### 4.1.5.4. Parasiten

##### 4.1.5.4.1. Ektoparasiten

Marder können eine Vielzahl von Ektoparasiten beherbergen (Bourne, 2016). Mehrere Zeckenarten, darunter *Ixodes ricinus* und *Ixodes hexagonus*, wurden sowohl in den Niederlanden als auch in anderen Teilen Europas als Parasiten von Baum- und Steinmardern identifiziert (Hofmeester & von Wieren, 2014). Zecken sind besonders oft in der Nähe der Ohren und an den Schultern zu finden.

##### 4.1.5.4.2. Endoparasiten

Endoparasiten, die beim Marder auftreten können, sind Protozoen wie Giardien und Helminthen wie Lungenwürmer, Leberegel, Bandwürmer und Spulwürmer (Kollias & Fernandes-Moran, 2015).

Der Nematode *Skrjabingylus nasicola* kann Hermeline, Wiesel, Iltisse und Baummarder befallen. Die erwachsenen Würmer siedeln sich in den Nasen- und Stirnhöhlen an. Auswirkungen eines Befalls können Perforationen der Stirnknochen, wodurch Druck auf das Gehirn ausgeübt wird, was wiederum Krämpfe und Anfälle auslösen kann. Zur Behandlung dieser Nematoden eignen sich Ivermectin oder Doramectin (Bourne, 2016; Stocker, 2005). *Capillaria spp.* können ein breites Spektrum an Symptomen verursachen, die von einem asymptomatischem Verlauf bis hin zu katarrhalischer Gastritis, eosinophiler Tracheitis und lymphozytärer Ösophagitis reichen (Butterworth & Beverley-Burton, 1984).

Eine Behandlung sollte nur bei starkem Wurmbefall und stabilen Tieren erfolgen. Jungtiere unter 8 Wochen sollten prinzipiell nicht entwurmt werden. Spot-on Präparate sind bei Mardern ungeeignet. Nach einer Entwurmung sollte eine Darmsanierung erfolgen (Nietsch, 2024).

Parasit	Wirkstoff	Dosierung
<b>Cestoden</b>	Praziquantel	5-10 mg/kg, Wiederholung nach 10-14 Tagen
<b>Giardien</b>	Fenbendazol	50 mg/kg 1x täglich über 3 Tage
<b>Kokzidien</b>	Cotrimoxazol (Sulfamethoxazol + Trimethoprim)	20 mg/kg Sulfamethoxazol und 4 mg/kg Trimethoprim 2 x täglich während 14 Tagen

Tab. 6: Behandlung von Endoparasiten beim Marder (Institut für Veterinärpharmakologie und -toxikologie, 2024)

#### 4.1.5.5. Infektionserkrankungen

Staupe ist eine hochansteckende, systemische Viruserkrankung, die weltweit bei Hunden und anderen Caniden vorkommt. Der Erreger, ein Paramyxovirus, wird hauptsächlich über Aerosoltröpfchen auf andere Tiere übertragen (Kličková, et al., 2022; Creevy & Evans, 2022). Das Virus repliziert sich im lymphatischen Gewebe des Atmungstraktes und breitet sich auf alle lymphatischen Gewebe und weitere Organsysteme aus. Klinische Symptome umfassen biphasisches Fieber, Atemwegsbeschwerden, Lungenentzündung, Durchfall, Appetitlosigkeit und häufig neurologische Komplikationen wie Muskelzuckungen, Anfälle und Lähmungen. Neurologische Symptome können verzögert auftreten. Die Diagnose erfolgt durch klinische Untersuchung, RT-PCR und Antikörpernachweise (Creevy & Evans, 2022; Abou-Madi, 2020).

Im Jahr 2021 wurden 67 Fälle von Toxoplasmose gemeldet, darunter auch ein Fall bei einem Marder. Toxoplasmose ist eine meldepflichtige Tierkrankheit, verursacht durch den einzelligen Parasiten *Toxoplasma gondii*. Dieser vermehrt sich obligat intrazellulär und wird hauptsächlich durch Feliden übertragen, die Oozysten mit ihrem Kot ausscheiden. Warmblütige Tiere nehmen diese Oozysten mit der Nahrung auf, woraufhin der Parasit in ihnen Gewebezysten bildet, die lebenslang persistieren können. Viele Tiere zeigen nach einer Infektion keine klinischen Symptome. Für eine Diagnose sind PCR und serologische Tests nötig (Schares, 2021).

Parvoviren, die nicht nur Hunde und Katzen, sondern in Deutschland auch Füchse und Marder infizieren können, gehören zur Gattung Parvovirus in der Familie Parvoviridae. Das Virus wird hauptsächlich über den fäkal-oralen Weg übertragen. Auch kontaminierte Gegenstände und Umgebungen können eine Infektionsquelle sein. Typische Symptome sind hämorrhagische Gastroenteritis, Erbrechen und Lymphopenie oder Leukopenie. Bei einer Parvovirus-Infektion ist lediglich eine symptomatische Behandlung, die Flüssigkeitstherapie, Elektrolytausgleich und die Behandlung von sekundären bakteriellen Infektionen umfasst, möglich (Fröhlich, et al., 2005; Steinel, Parrish, Bloom, & Truyen, 2001).

#### **4.1.5.6. Vergiftung**

Sekundäre Vergiftungen mit gerinnungshemmenden Rodenticiden entstehen, wenn Marder vergiftete Nagetiere fressen, die zuvor Rodenticide aufgenommen haben. Klassische Symptome umfassen Schwäche, Petechien und Blutungen aus Körperöffnungen. Die Behandlung umfasst die Verabreichung von Vitamin K. Um lebensbedrohliche Blutungen verhindern zu können, sollte so schnell wie möglich eine Behandlung eingeleitet werden (Bourne, 2016).

#### **4.1.5.7. Euthanasie**

Eine Euthanasie sollte stets am narkotisierten Tier durchgeführt werden, um Stress und Schmerzen zu minimieren. Das Tier wird vorab mit einem Inhalationsanästhetikum betäubt. Anschließend kann Pentobarbital intravenös, intrakardial oder intraperitoneal injiziert werden (Bourne, 2016).

## 4.2. Vögel

### 4.2.1. Erstversorgung

Ein wichtiger Grundsatz im Umgang mit Vögeln ist das minimale Handling, um den Stress für die Tiere so gering wie möglich zu halten (Goulden, 2016). Zu Beginn sollte eine kurze klinische Allgemeinuntersuchung durchgeführt werden, um den aktuellen Gesundheitsstatus bzw. Verletzungsgrad des Tieres feststellen zu können. Besonders wichtig ist hierbei die Untersuchung der Augen, des Gehör-/Gleichgewichtssinns und des Zentralen Nervensystems. Werden nach der Erstuntersuchung die Chancen zur Wiederauswilderung positiv eingeschätzt, so ist situationsabhängig eine entsprechende Erstversorgung erforderlich (Kummerfeld, Korbel, & Lierz, 2005). Analgetika und Flüssigkeitstherapie sollten bei Bedarf verabreicht werden (Lawson & Best, 2016). Eine Fütterung der Tiere sollte erst nach einer ausführlichen Untersuchung und Stabilisierung der Tiere erfolgen (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Eine Besonderheit sollte bei der Vorstellung junger Wasservögel beachtet werden. Ihr Gefieder ist oft noch nicht vollständig wasserabweisend, was bedeutet, dass sie leicht nass werden und dadurch unterkühlen können. Um lebensbedrohliche Zustände zu vermeiden, sollten Jungtiere bei der Aufnahme umgehend aufgewärmt werden (Ruth, 2012).

### 4.2.2. Verletzungen

Abschnürungsverletzungen durch Stricke oder Kunststoffleinen/-schnüre sind häufig, wobei meist Beine und Zehen betroffen sind. Dies kann sekundär zu Lahmheiten, Pododermatitis am nicht betroffenen Bein, oder Entzündungen führen. Das Gewebe distal der Abschnürung kann unter Umständen nekrotisch werden. Eine Vollnarkose ist fast immer erforderlich, um die Verwicklungen manuell zu entfernen. Anschließend wird das darunterliegende und distale Gewebe auf Durchblutung und Vitalität untersucht. Wenn das Gewebe nicht nekrotisch ist, wird eine 5- bis 10-tägige Behandlung mit Amoxicillin/Clavulansäure (125 mg/kg oral alle 12 Stunden) und eine dreitägige Behandlung mit nicht-steroidalen entzündungshemmenden

Medikamenten (in der Regel Meloxicam in einer Dosierung von 0,2 mg/kg oral alle 12 Stunden) begonnen. Zusätzlich sollte tägliche eine Wundversorgung erfolgen. Eine Euthanasie ist angezeigt, wenn die Verletzung so tief ist, dass sie zu Osteomyelitis und/oder Tendinitis führt (Chitty, 2016).

Wasservögel, insbesondere Schwäne, verschlucken häufig Köder mit Angelhaken und Schnüren. Dies kann zu schweren Verletzungen im Schnabelbereich, der Speiseröhre und/oder dem Magen-Darm-Trakt führen. Ein in der Speiseröhre verfangener Haken kann zu Verstopfungen und schließlich zum Verhungern des Vogels führen. Zur genauen Lokalisierung des Hakens ist eine Röntgenaufnahme notwendig. Ergänzend kann eine Endoskopie zur Diagnostik eingesetzt werden. In einigen Fällen ist eine chirurgische Entfernung unter Vollnarkose notwendig. Je nach Befund sind Analgetika und Antibiose angeraten (Stocker, 2005; Goodman, 2020).

Anflugtraumata oder der so genannter Vogelschlag stellen die häufigste Art von Verletzungen bei aufgefundenen Wildvögeln dar (Stenkat & Schmidt, 2013). Anflugtraumata an Fenstern oder Fahrzeugen, können zu erheblichen intraokulären Schäden sowie zu intrakraniellen Blutungen und Kompressionen des Gehirns führen. Klinische Anzeichen für ein Kopftrauma umfassen Lethargie, Kopfschiefhaltung, Nystagmus und Anisokorie. Zudem sind schwere Schäden an einem oder beiden Augen sowie frisches Blut in den Ohren und der Schnabelhöhle häufig zu beobachten (Steinbach-Sobiraj & Pees, 2007). Die Diagnose eines Kopftraumas kann in der Regel aufgrund der klinischen Symptome gestellt werden. Dennoch ist es wichtig, Differentialdiagnosen wie Bleivergiftung und Infektionskrankheiten auszuschließen (Scott, 2021). Eine Röntgen- und Augenuntersuchung ist zwingend erforderlich, um etwaige Frakturen und weitere Verletzungen ausschließen zu können. Wenn Röntgen und Augenuntersuchung sich als unauffällig dargestellt haben und keine Symptome wie Kopfschiefhaltungen, Koordinationsstörungen oder Blutungen vorliegen, sollte der Vogel eine Ruhezeit in einer abgedunkelten Box von sechs bis 24 Stunden erhalten. Sind anschließend keine Symptome mehr vorhanden und das Tier hat wieder seine volle Flugfähigkeit erreicht, kann es ohne eine weitere Behandlung entlassen

werden (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Bei einer prognostisch günstigen leichten Gehirnerschütterung erfolgt eine einmalige Applikation von Hydrocortison (7,0–10,0 mg/kg KGW i. m.) und eines Multivitamin-B-Präparats. Auch hier können die meisten Tiere mit leichter Gehirnerschütterung oft schon nach sechs bis 24 Stunden symptomfrei wieder in die Freiheit entlassen werden (Kummerfeld, Korbel, & Lierz, 2005). Es sollte keine zusätzliche Wärmezufuhr erfolgen. Die Prognose für die Genesung nach einem Kopftrauma ist variabel. Das Abklingen der klinischen Symptome kann in der Regel relativ schnell, innerhalb von sieben Tagen, eintreten. In einigen Fällen kann die Genesung jedoch länger dauern. Es wird empfohlen, die Behandlung fortzusetzen, solange Anzeichen einer Besserung erkennbar sind (Scott, 2021).

Eine weitere Verletzungursache können Schusswunden darstellen. In den meisten Fällen verbleibt dabei das Projektil im Körper des Vogels. Derartige Verletzungen verursachen oft Frakturen, die mittels Röntgen diagnostiziert werden können. Die Behandlung der Frakturen durch Schussverletzungen erfolgt ähnlich wie bei anderen Frakturen (Stocker, 2005). Es können Abhängig von der Art und Position des Projektils auch Bleivergiftungen entstehen. Daher muss das Projektil chirurgisch entfernt und die Wunde gründlich gereinigt werden (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021).

Luftsackrupturen können durch verschiedene Bedingungen, wie die bereits erwähnte Anflugtraumata oder Schussverletzungen verursacht werden. Leichte Fälle können auch nach einer endoskopischen Untersuchung der Coelomhöhle auftreten. Zum Teil beträchtliche beträchtlichen subkutanen Emphyseme sind hierbei typisch. In der Regel stellen sie keine ernsthafte Gefahr dar. Die Behandlung beinhaltet das Ablassen der Luft mit Hilfe einer 18-G-Nadel. Dieser Vorgang sollte bei Bedarf wiederholt werden. Eine Anästhesie ist hierbei nicht erforderlich. Druckverbände können, sofern die betroffene Stelle das Anlegen eines Verbandes zulässt, hilfreich sein. Es ist darauf zu achten, dass bei subkutanen Emphysemen niemals Flüssigkeit subkutan verabreicht werden darf! Es sollte nicht nur eine symptomatische Behandlung

erfolgen, sondern auch die Ursache für die Luftsackruptur untersucht werden (Scott, 2021).

Ein weiterer häufiger Vorstellungsgrund, vor Allem bei Singvögeln, sind Bissverletzungen durch Katzen. Diese Verletzungen können sich vielfältig darstellen und reichen von oberflächlichen Hautwunden und Weichteilverletzungen, über Gefiederschäden, bis hin zu Frakturen. Die Versorgung sollte der Art der Verletzung angepasst werden. Unbedingt notwendig ist jedoch die Gabe eines Antibiotikums, da Katzenbisse häufig zu Infektionen und nachfolgender Septikämie durch Pasteurella multocida führen. Zusätzlich können Infusionen und Analgetika sich positiv auf den weiteren Heilungsverlauf auswirken. In schweren Fällen sollte aus Tierschutzgründen eine Euthanasie in Erwägung gezogen werden (Lawson & Best, 2016; Stocker, 2005).

Frakturen stellen ebenfalls einen häufigen Vorstellungsgrund dar. Eine Ruhigstellung des verletzten Vogels ist besonders wichtig, um akut weitere Verletzungen zu verhindern (Mullineaux & Keeble, 2016). Dafür kann die betroffene Gliedmaße bandagiert werden, oder der Vogel wird in einer kleinen Box, um die Bewegungsfreiheit insgesamt einzuschränken. Anschließend sollten eine röntgenologische Untersuchung und eine gezielte Therapie erfolgen. Vögel zeigen aufgrund ihrer hohen Stoffwechselrate und effizienten Infektionsabwehr eine schnelle Bruchheilung. Bereits nach drei bis vier Wochen kann diese abgeschlossen sein (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Die Prognose von Frakturen basiert auf einer Reihe von Kriterien, darunter die Art der Fraktur, das Alter der Fraktur bei Auffinden des Vogels, die Nähe der Fraktur zum Gelenk sowie das Ausmaß der Verschiebung der Frakturenden zueinander. Außerdem muss die Vogelart berücksichtigt werden. Während ein Wanderfalke absolute Perfektion benötigt, um seine Nahrung jagen zu können, können andere Vögel wie Tauben auch mit geringgradigen Einschränkungen überleben (Forbes, 2016). Die Prognose für die Flugfähigkeit ist bei Frakturen mit Gelenksbeteiligung unabhängig von der Vogelspezies infaust, da es hier stets zu Gelenkversteifungen kommt, welche eine Wiedererlangung der Flugfähigkeit ausschließen. Im Vergleich zu geschlossenen Frakturen sind offene Frakturen als

kritischer zu betrachten, da neben der Fraktur auch umfangreiche Schäden des Weichteilgewebes entstehen. Zudem besteht ein grundsätzlich erhöhtes Infektionsrisiko (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Die Behandlung von Frakturen bei Wildvögeln kann konservativ oder chirurgisch erfolgen. Indikationen für eine konservative Behandlung sind Frakturen des Schultergürtels (ausgenommen Koracoid), sehr kleine Knochen (wie Zehen und Finger) sowie generell sehr kleine Vögel (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Die konservative Behandlung umfasst die Anwendung von Verbänden und Käfigruhe. Diese Methode hat den Vorteil, dass Narkoserisiken und weitere Weichteilschädigungen vermieden werden. Allerdings können bei dieser Behandlungsform Muskelabbau, Gelenkversteifungen und Sehnenverkürzungen auftreten, weshalb eine regelmäßige Physiotherapie notwendig ist, um eine spätere Rehabilitation zu ermöglichen. Eine chirurgische Behandlung kommt bei stark dislozierten Frakturen oder bei Arten mit hohen Fluganforderungen, wie Falken und Mauersegeln, zum Einsatz. Bei Splitterfrakturen ist die Prognose jedoch schlechter (Mullineaux & Keeble, 2016; Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Frakturen der Wirbelsäule, insbesondere solche mit Lähmungen, haben eine schlechte Prognose. Eine zervikale Wirbelsäulensubluxation kann zu einem geknickten Hals. Differentialdiagnostisch sollten Bleivergiftungen und Botulismus ausgeschlossen werden (Goulden, 2016). Nach einem Trauma sollten zunächst 24 Stunden vor einer chirurgischen Behandlung abgewartet werden. Davor sollten Schockzustände, Dehydrierung und Schmerzen behandelt werden (Forbes, 2016). Nach Ausheilung einer Fraktur sollte vor einer Rehabilitation eine Flugprobe zur Überprüfung der Flugfähigkeit erfolgen (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021).

Kropfverletzungen sind bei Tauben häufiger als bei anderen Vogelarten. In der Regel weisen die Vögel eine nekrotische, granulierende Wunde auf, die eine Kropffistel bildet. Es wird empfohlen, den Vogel zunächst für 2-3 Tage stationär aufzunehmen und zu stabilisieren. Diese Stabilisierung umfasst die Gabe von Breitbandantibiotika, Analgetika und das Einsetzen einer proventrikulären Magensonde. Anschließend kann eine chirurgische Versorgung erfolgen (Chitty, 2016).

Generell sollten Wunden gründlich mit einer sterilen Kochsalzlösung oder verdünnter Chlorhexidinlösung gespült werden. Bei infizierten Wunden sollten Eiter und nekrotisches Gewebe entfernt werden. Ein Wunddebridement erfolgt unter Vollnarkose und beinhaltet die Entfernung von nekrotischem Gewebe. Federn an den Wundrändern sollten vorsichtig entfernt werden. Der Wundverschluss richtet sich nach dem Zustand des Patienten und der Wunde. Offene Wunden können auch sekundär heilen und mit geeigneten Verbänden sowie topischen antimikrobiellen Medikamenten behandelt werden. Eine Auswilderung sollte erst nach vollständiger Heilung erfolgen (Goulden, 2016; Burke, Swaim, & Amalsadvala, 2002). Verbände können die Heilung durch Schutz und Polsterung der Wunde ggf. unterstützen (Burke, Swaim, & Amalsadvala, 2002).

Pododermatitis, auch Bumblefoot genannt, ist eine entzündliche oder degenerative Erkrankung der Ständer. Die Symptome hierfür können von leichten Rötungen bis zu schweren Abszessen und knöchernen Veränderungen reichen. Diese Erkrankung tritt selten bei Wildvögeln auf, wird jedoch häufig bei in menschlicher Obhut gehaltenen Greifvögeln beobachtet. Grund hierfür können eine unsachgemäße Unterbringung der Tiere sein. Weitere Ursachen umfassen eingewachsene Krallen, Verletzungen, schlechte Hygiene, unzureichende Ernährung und thermische Verbrennungen, die zu einer ungleichmäßigen Belastung der Ständer führen. Um eine Pododermatitis erfolgreich behandeln zu können, muss zunächst die Ursache beseitigt werden. Eine topische Behandlung mit einer Kombination aus Dexamethason, Dimethylsulfoxid (DMSO) und Antibiotika kann bei akuten Fällen helfen. Schwere Fälle erfordern möglicherweise eine chirurgische Versorgung der Läsionen (Burke, Swaim, & Amalsadvala, 2002).

#### **4.2.3. Parasiten**

##### **4.2.3.1. Ektoparasiten**

Wildvögel können eine Reihe von verschiedenen Ektoparasiten beherbergen. Während Parasiten wie Flöhe, Zecken oder Läuse zumeist kaum Symptome

verursachen, können andere Ektoparasiten deutliche Krankheitsbilder verursachen. Milben, Lausfliegen oder Maden sind oft schon mit bloßem Auge erkennbar (Stocker, 2005; Schmäschke, Sachse, & schöne, 2004). Die Behandlung gegen Milben erfolgt durch ein lokales Auftragen von Ivermectin auf die Nackenpartie (Stocker, 2005). Lausfliegen, Zecken und Fliegenmaden sollten händisch entfernt werden (Urbanik, 2015). Federlinge können effektiv mit Pyrethrum-Puder behandelt werden. Eine Alternative stellt das Besprühen mit Exner Petguard, das Milchsäure enthält und somit die Atmungsöffnungen der Parasiten verklebt, dar. Dies führt zwar zum Erstickungstod der Federlinge, schadet dem Vogel jedoch nicht. Die Verwendung von anderer Kontaktinsektizide sollte vermieden werden, da viele Vögel, vor Allem Jungtiere, äußerst empfindlich darauf reagieren können (Wildvogelhilfe.org).

#### 4.2.3.2. Endoparasiten

Trachealwürmer, insbesondere *Syngamus trachea* und *Cyathostoma bronchialis*, sind Endoparasiten, die die Atemwege von Wildvögeln befallen. Eine Infektion erfolgt durch die Aufnahme von Zwischenwirte wie Nacktschnecken, Schnecken, Käfer oder Regenwürmer, die Wurmlarven enthalten (Stocker, 2005; Rinder & Korbel, 2020). Infizierte Vögel zeigen Symptome wie Atemnot, Schnabelatmung und Atemgeräusche. Bei einem sehr starken Befall können die Würmer die Luftröhre blockieren, was zum Ersticken führen kann (Stocker, 2005). *Cyathostoma bronchialis* befällt neben der Luftröhre auch die Luftsäcke und Nebenhöhlen. Infektionen verlaufen meist milder, können aber ebenfalls Entzündungen und Schleimbildung verursachen (Rinder & Korbel, 2020). Die Behandlung von Trachealwürmern erfolgt mit Fenbendazol oder Thiabendazol (Stocker, 2005).

Trichomonadeninfektion, verursacht durch den Protozoen *Trichomonas gallinae*, ist eine häufige Erkrankung bei Wildvögeln wie Tauben. Der Parasit befällt die Schleimhäute des oberen Atmungs- und Verdauungstraktes und führt zu käsigen, gelblich-braunen Auflagerungen im Hals, Kropf, der Speiseröhre, im Gaumen und in den oberen Atemwegen. Symptome umfassen daher Atemprobleme, verminderte

Futteraufnahme oder Augenentzündungen. Eine Übertragung kann durch direkten Kontakt, etwa durch die Fütterung von Jungtieren durch die Elterntiere oder die Aufnahme von kontaminiertem Trinkwasser erfolgen. Eine Diagnose erfolgt durch den mikroskopisch Nachweis von Schleimhautabstrichen. Die Behandlung umfasst die Verabreichung von Carnidazol oder Metronidazol. Erwachsene Vögel erhalten 10 mg, Jungvögel 5 mg als Einzeldosis. Außerdem sollten jeden Tag Trinkgefäß heiß ausgewaschen werden (Stocker, 2005; Chitty, Pigeons and doves, 2016; Rinder & Korbel, 2020).

Kokzidien sind einzellige Endoparasiten. Sie sind durch sehr widerstandsfähige Stadien, sogenannte Oozysten, gekennzeichnet, die in der Umwelt über ein Jahr infektiös bleiben können. Vor allem bei jungen Vögeln führen Kokzidien oft zu Symptomen wie Abmagerung und Durchfall. Adulte Tiere bleiben oft asymptomatisch. Die Diagnose von Kokzidiose erfolgt durch den Nachweis von Oozysten in Kotproben. Zur Behandlung können Toltrazuril, Clazuril, Amprolium und Sulfadimethoxin verwendet werden. Neben der medikamentösen Behandlung sind Hygienemaßnahmen entscheidend, um die Verbreitung der Parasiten zu unterbinden (Chitty, 2016; Rinder & Korbel, 2020).

Endoparasiten wie Plattwürmer und Haarwürmer können ebenfalls bei Wildvögeln vorkommen. In der Regel verursachen diese Parasiten nur Symptome bei einem starken Befall oder immungeschwächten Tieren (Rinder & Korbel, 2020). Ein Befall mit Nematoden kann zu Gewichtsverlust und schleimigem Durchfall führen. Die Diagnose eines Befalls erfolgt durch den Nachweis von Eiern in Kotproben. Zur Behandlung wird Fenbendazol eingesetzt (Chitty, 2016).

#### **4.2.4. Infektionserkrankungen**

Aspergillose ist eine Pilzinfektion, verursacht durch Aspergillus-Arten wie *A. fumigatus*, *A. flavus*, *A. niger*, *A. glaucus* und *A. nidulans* (Stocker, 2005). Zu den prädisponierenden Faktoren, die das Risiko einer Aspergillose-Infektion erhöhen, zählen Mangelernährung, Vorerkrankungen, Stress sowie eine Immunsuppression

(Joseph, 1996). Die Krankheit ist schwer zu erkennen, da Symptome oft erst im fortgeschrittenen Stadium sichtbar werden. In der Literatur wird zwischen verschiedenen Formen der Aspergillose unterschieden. Die akute Form verläuft innerhalb von 1-7 Tagen tödlich. Symptome hierbei können Lungenentzündungen sein. Die subakute Form entwickelt sich über einen längeren Zeitraum von ca. 1-6 Wochen. Dabei zeigen die Tiere Atemnot, granulomatöse Läsionen im Respirationstrakt, Inappetenz, Lethargie und Schnabelatmung. Auch diese Form führt unbehandelt zumeist zum Tod. Die chronische Form hingegen entwickelt sich über Wochen bis Monate. Neben unspezifischen Symptomen, die denen der subakutten Phase ähneln können, magert der Vogel zunehmend ab. Eine Diagnose erfolgt durch eine Kombination aus klinischer Untersuchung, Röntgen, Hämatologie, Endoskopie, Antikörpertiterbestimmung mittels ELISA und Tracheal-/Luftsackkulturen. Für eine Behandlung eignen sich antimykotische Medikamente wie Amphotericin B und Itraconazol, Dies kann oral, systemisch, durch Vernebelung oder intratracheal verabreicht werden. In schweren Fällen kann eine chirurgische Entfernung der Aspergillome notwendig sein, wobei die Prognose jedoch weiterhin als ungünstig einzustufen ist (Rinder & Korbel, 2002; Chitty, 2010; Goulden, 2016; Stocker 2005; Joseph, 1996).

Die Chlamydiose wird durch das Bakterium *Chlamydia psittaci* verursacht. Chlamydiose stellt eine Zoonose dar. Die Übertragung der Infektion erfolgt in den meisten Fällen durch das Einatmen von kontaminiertem Kotstaub oder Sekreten. Selten kann eine Übertragung auch durch kontaminiertes Futter oder Insekten erfolgen. Die Inkubationszeit kann Wochen bis Monate betragen. Symptome einer Chlamydiose sind beispielsweise Mattigkeit, Appetitlosigkeit und Abmagerung, ein- oder beidseitige Bindegewebshautentzündung und Durchfall. Die erkrankung kann asymptomatisch oder auch tödlich. (Rinder & Korbel, 2020). Die Diagnose erfolgt durch eine Hämatologie, den Nachweis von Antikörpern oder mittels PCR zum direkten Nachweis von Chlamydien-DNA aus Abstrichen oder Gewebeproben. Eine Behandlung bei Wildvögeln umfasst die Gabe von Doxycyclin über einen Zeitraum von 45 Tagen. Infizierte Vögel sollten isoliert werden, um eine Ausbreitung der

Infektion zu verhindern. Zusätzlich kann eine unterstützende Therapie erfolgen, die eine optimale Ernährung, Stressreduktion und die Behandlung von sekundären Infektionen umfasst. Regelmäßige Kontrollen und serologische Tests sind erforderlich, um den Behandlungserfolg zu kontrollieren (Andersen & Franson, 2007).

Das Paramyxovirus (PMV-1) betrifft nicht nur Brieftauben, sondern auch Wildtauben. Die Übertragung erfolgt durch direkten Kontakt mit den Sekreten und Ausscheidungen infizierter Vögel sowie durch kontaminierte Gegenstände. Nach der Infektion vermehrt sich das Virus zunächst in den Augen, der Nase und dem Schnabel und wird nach 2-3 Tagen ausgeschieden. Symptome treten meist ab dem fünften oder sechsten Tag auf und umfassen oft Atemwegs- und Augensymptome, wässrigen oder blutigen Durchfall und neurologische Symptome wie Kopfzittern, Gleichgewichtsverlust, Koordinationsstörungen oder Lähmungen (Stocker, 2005). Die Diagnose erfolgt auf Grund der klinischen Symptome oder durch eine Virusisolation aus kürzlich verstorbenen Vögeln aus Proben von Lunge, Niere, Darm, Milz, Gehirn, Leber und Herz gesammelt werden. Derzeit gibt es keine Behandlung gegen das Paramyxovirus (Leighton & Heckert, 2007).

Salmonellen kommen bei einer Vielzahl von Tierarten, einschließlich vieler Vogelarten, vor. Die Infektionen können symptomlos verlaufen aber auch zu schweren Erkrankungen mit Durchfall und anderen Symptomen wie Gelenkschwellungen, Lahmheiten, unkoordinierten Bewegungen und Konjunktivitis führen. Besonders empfindlich auf eine Salmonelleninfektion reagieren Jungvögel. Die Infektion erfolgt in den meisten Fällen oral durch kontaminiertes Futter oder Wasser. Eine antibiotische Behandlung ist grundsätzlich möglich, allerdings ist zu berücksichtigen, dass Antibiotikaresistenzen weit verbreitet sind und die Therapie nicht immer erfolgreich verläuft (Rinder & Korbel, 2020).

Eine weitere wichtige Infektionskrankheit ist die aviäre Influenza (AI). Hierbei werden die aviären Subtypen in hochpathogene oder niedrig-pathogene aviäre

Influenzaviren unterschieden. Influenza-Viren sind RNA-Viren der Familie *Orthomyxoviridae* (Stallknecht, Nagy, Hunter, & Slemons, 2007). Der Krankheitsverlauf kann stark variieren. Teilweise verläuft eine Erkrankung sehr schnell, ohne vorherige Symptome, oder langsam mit Symptomen wie Mattigkeit, Atemwegserkrankungen, Durchfall und zentralnervösen Störungen (Rinder & Korbel, 2020). Die Diagnose von AI erfolgt durch Virusisolierung, Nachweis von AIV-Antigenen oder -Nukleinsäuren und serologische Tests. Virusisolierung in embryonierten Hühnereiern ist der Goldstandard. Antigen- und Nukleinsäurenachweise können mittels PCR-Techniken durchgeführt werden. Derzeit gibt es keine spezifische Behandlung für AIV-Infektionen bei Wildvögeln (Stallknecht, Nagy, Hunter, & Slemons, 2007).

#### 4.2.5. Augenerkrankungen

Ein voll funktionsfähiger Visus spielt eine entscheidende Rolle für das Überleben von Wildvögeln. Die Sehfähigkeit ist nicht nur für die Orientierung und den Flug wichtig, sondern auch für die Arterkennung, Fortpflanzung und Nahrungssuche. Eine eingeschränkte Sehfähigkeit kann daher die Überlebenschancen erheblich beeinträchtigen. (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021)

Augenverletzungen und -erkrankungen sind bei verunfallten Wildvögeln häufig. Studien zeigen, dass bei etwa 38 % der verletzten Vögel Blutungen am Auge auftreten, die oft äußerlich nicht sichtbar sind (Korbel, 1995; Korbel, 1997; Korbel & Van Wettere, 2002). Daher ist eine detaillierte Augenuntersuchung unerlässlich, um Läsionen am Augenhintergrund zu erkennen und zu behandeln (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021).

Weitere häufige auftretende Augenerkrankungen sind beispielsweise Hornhautentzündungen und -ulcus. Diese können durch Fluorescein-Färbung diagnostiziert werden. Blepharospasmus ist oft das einzige Anzeichen für Hornhautentzündungen. Eine topische Behandlung mit einer antibiotischen

Augensalbe bzw. -tropfen ist in der Regel wirksam (Scott, 2021). Nach einem Trauma kann häufig eine Uveitis auftreten, diese kann sowohl anteriore als auch posteriore Synechien, Blepharospasmus, Hypopyon, Hyphema, Hämorrhagie oder Linsenluxation verursachen.

In schweren Fällen kann eine Enukleation (Entfernung des Auges) erforderlich sein, insbesondere bei Vögeln mit kollabiertem Augapfel oder deutlichen Anzeichen von Funktionsunfähigkeit und Schmerzen (Scott, 2021). Die Prognose für die Wiederauswilderung hängt stark von der Vogelart und dem Grad der Sehbeeinträchtigung ab. Bei Greifvögeln ist eine erfolgreiche Wiederauswilderung in der Regel nicht möglich (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021). Eulen können auch bei partielllem oder einseitigem Sehverlust erfolgreich ausgewildert werden (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021; Scott, 2013). Bei Wasservögeln ist die Prognose individuell vom Tier abhängig (Goulden, 2016). Bei Tauben und Singvögeln führen Visuseinschränkungen und fehlende Rundumsicht in absehbarer Zeit dazu, dass sie rasch Opfer von Beutegreifern werden (Korbel, Hagen, & Rinder, 2021).

#### **4.2.6. Ernährungsbedingte Erkrankungen**

Ernährungsbedingte Erkrankungen treten zumeist bei Arten wie Tauben oder Rabenvögeln auf. Metabolische Knochenerkrankung (MBD) oder Rachitis tritt auf, wenn Vögel unter schlechten Haltungsbedingungen, einem Mangel an UV-Licht, oder einem Ungleichgewicht von Kalzium, Phosphor und Vitamin D in ihrer Ernährung leiden (Ranjan, Tiwari, Rajeev, Pramod, & Brajesh, 2018; Kim & Kim, 2023). Dies führt zu einer unzureichenden Mineralisierung der Knochen. Dies kann zu Symptome wie verbogene bzw. unphysiologisch gekrümmte Röhrenknochen und dadurch deformierte Gliedmaßen führen. Auch spontane Frakturen aufgrund schlechter Kalzifizierung und zum Teil auch ein weicher Schnabel können auftreten (Stocker, 2005). Die Diagnose basiert auf der Adspektion sowie radiologischen Befunden (Sandmeier & Baumgartner, 2015). Eine biochemische Blutanalyse zur Bestimmung der Mineralstoff- und Vitamin-D-Spiegel können ebenfalls nützlich bei der

Diagnosestellung sein (Grünberg, 2020). Die Behandlung umfasst die Korrektur der Ernährung und Haltung und die Verabreichung von Kalzium und Vitamin D. Bei Jungtieren mit starken Einschränkungen muss aus tierschutzrechtlichen Aspekten eine Euthanasie erwogen werden (Sandmeier & Baumgartner, 2015).

Gefiederschäden bei Wildvögeln sind häufig auf Mangelernährung oder Traumata zurückzuführen. Diese Schäden können die Flugfähigkeit der Vögel erheblich beeinträchtigen. Daher ist häufig eine langfristige Pflege, bis das Gefieder durch die nächste Mauser erneuert wird, notwendig. Hungerstreifen sind das erste sichtbare Symptom einer Mangelernährung. Diese Fehlbildungen der Federn führen zu Einschränkungen der Flugfähigkeit, da sie "Sollbruchstellen" bilden, an denen die Federn brechen können (NABU Berlin, 2020). Die Streifen sind etwa ein Millimeter breit und entstehen durch gestörte Keratineinlagerungen während der Wachstumsphase der Federn (Riddle, 1908). Hungerstreifen können sowohl auf den Innen- als auch den Außenfahnen der Federn auftreten und verlaufen nie parallel zu den Federästen (Erritzoe & Busching, 2006). Eine andere Variante stellen sogenannte Hungerlöcher dar, die auf dieselben Ursachen zurückzuführen sind (Murphy & Miller, 1989). Vögel mit Hungerstreifen oder anderen Gefiederschäden müssen stationär betreut werden, bis sich das Federkleid durch eine Mauser erneuert hat. Dies kann bis zu einem Jahr dauern. Während dieser Zeit ist eine ausgewogene Ernährung entscheidend, um sicherzustellen, dass die Vögel bei der nächsten Mauser gesunde Federn nachschieben (Stocker, 2005).

Neu wachsende Federn sind sehr gut durchblutet, sodass ein Trauma am Federfolikel zu erheblichen Blutungen und Sekundärinfektionen führen kann. Die infizierte Feder muss entfernt werden und die Blutung gestillt werden. Es sollte eine angemessene Analgesie erfolgen. Wenn mehrere Federn betroffen sind, ist eine Vollnarkose erforderlich. Nach dem Eingriff können örtliche Antiseptika auf den Follikel aufgetragen werden (Goulden, 2016).

#### 4.2.7. Vergiftungen

Die häufigsten Vergiftungen bei Wildvögeln umfassen Bleivergiftungen, Botulinum-Vergiftungen sowie absichtliche Vergiftungen durch Fleischköder. Bleivergiftungen betreffen hauptsächlich Wasservögel, die Angelgewichte aus Blei und möglicherweise auch Bleikugeln mit dem Grit aufnehmen (Stocker, 2005; Goulden, 2016). Klinische Symptome einer Bleivergiftung umfassen Abmagerung, Lethargie, hellgrünen Kot und einen schlaffen Hals, welcher auch typischerweise als Halsknick bezeichnet wird. Die Diagnose erfolgt durch Blutuntersuchungen und Röntgenaufnahmen zur Identifikation von Fremdkörpern. Zur Behandlung sollte Kalziumedetat-Dinatrium verabreicht werden, um die Bleikonzentration im Körper zu reduzieren. Eine begleitende Therapie kann mit Vitamin B12 erfolgen (Goulden, 2016). Schwäne, die sich von einer Bleivergiftung erholen, leiden oft unter Resorptions- und Verdauungsproblemen, welche vor einer Wiederauswilderung ebenfalls behandelt werden müssen (Stocker, 2005).

Eine Botulinum-Vergiftung wird durch das anaerobe Bakterium *Clostridium botulinum* verursacht, das im Schlamm von stehenden Gewässern vorkommt, insbesondere bei warmem Wetter ab 25 Grad. *Clostridium botulinum* produziert ein hochgiftiges Toxin, das für viele Vögel tödlich ist. Klinische Anzeichen einer Botulismus-Vergiftung umfassen schlaffe Lähmung der Beine, Verlust der Kontrolle über die Nickhaut, flachen, unregelmäßigen Herzschlag und verlangsamte Atmung. Die Diagnose basiert auf klinischen Symptomen und dem Ausschluss von Differentialdiagnosen wie anderen Vergiftungen oder Infektionserkrankungen. Die Behandlung umfasst Infusionen und die Verabreichung eines Antitoxins sowie unterstützende Maßnahmen wie Zwangernährung, Aktivkohle und Infusionen. Die betroffenen Tiere können wieder freigelassen werden, sobald sie symptomfrei sind, was allerdings oft mehrere Wochen in Anspruch nehmen kann, wieder freigelassen werden (Stocker, 2005; Goulden, 2016; Miller, Brunner, Driscoll, & McGowan, 2013).

Absichtliche Vergiftungen von Raubvögeln durch Fleischköder mit Organophosphaten und Carbamaten sind ebenfalls ein häufig auftretendes Problem. Diese Cholinesterase-hemmenden Gifte wirken durch Hemmung der Acetylcholinesterase-Aktivität und verursachen klinische Anzeichen wie schlaffe Lähmung der Gliedmaßen, ausgeprägte Bradykardie, Ataxie, Diarrhöe, Zittern und Dyspnoe. Die Behandlung innerhalb von 24 Stunden nach der Aufnahme mit Pralidoxim kann wirksam sein (Forbes, 2016). Vergiftungen durch Rodentizide sind bei Vögeln sehr selten, da Vögel über zwei unabhängige Gerinnungswege verfügen. Falls es dennoch zu einer Vergiftung kommt, kann Vitamin K als Gegenmittel verabreicht werden (Forbes, 2016).

#### **4.2.8. Euthanasie**

Ziel der veterinärmedizinischen Versorgung von Wildvögeln ist ihre spätere Wiederauswilderung. Die Prognose für die Wildbahnhfähigkeit variiert zwischen spezialisierten Vögeln wie Mauerseglern oder Sperbern, und anpassungsfähigeren Arten wie Raben oder Tauben. Ist eine Wiederauswilderung oder in besonderen Fällen eine Haltung in menschlicher Obhut (z. B. aus Artenschutzzwecken) nicht möglich, sollte eine Euthanasie erwogen werden (Kummerfeld, Korbel & Lierz, 2005; Bill, 2005) Wildvögel sollten zunächst mit einem Inhalationsgas narkotisiert und anschließen mit einer systemischen Verabreichung eines Barbiturats euthanasiert werden. Die intravenöse Injektion sollte dabei an die Vogelart angepasst werden. Direkte intrakardiale, intrakoeliomale und intrahepatische Injektionen bei nicht betäubten Vögeln sind aus Tierschutzgründen kontraindiziert (Forbes, 2016). Bei Vögeln unter 100 g Körpergewicht ist die intrakoeliomale Injektion, auf Grund der Größe, oft die bevorzugte Methode. Jedoch ist zu beachten, dass bei der intrakoeliomalen Injektion die Flüssigkeit in die abdominalen Luftsäcke gespritzt wird, was schmerhaft sein und Dyspnoe verursachen kann, da sie nur langsam absorbiert wird. Physische Methoden der Euthanasie können bei kleinen Vögeln ebenfalls in Betracht gezogen werden, wenn sie korrekt und schnell durchgeführt werden, um Stress und Leiden zu vermeiden (Lawson & Best, 2016).

## 5. Stationäre Versorgung

Im folgenden Kapitel wird die kurzzeitige stationäre Versorgung von Wildtieren dargestellt. Dabei wird genauer auf die Unterbringung und auch auf die Fütterung, abhängig vom Alter der Tiere, eingegangen. Die allgemeinen Grundsätze zum Umgang mit Wildtieren, die bereits im Kapitel Handling beschrieben wurden, sind an dieser Stelle ebenfalls zu beachten. Es ist wichtig zu betonen, dass die hier beschriebene Unterbringung und Fütterung nur für den kurzen Zeitraum, während das Tier stationär aufgenommen und medizinisch versorgt wird, gedacht sind.

### 5.1. Igel

#### 5.1.1. Unterbringung/ Haltung

##### 5.1.1.1. Jungtiere

Igeljungtiere öffnen ihre Augen in der Regel in einem Alter von etwa zwei Wochen (Igelzentrum Zürich, 2019). In diesem Zeitraum können die Tiere in einem Nestersatz, beispielsweise einem Schuhkarton, der mit einem Handtuch oder Küchenrolle ausgelegt ist, untergebracht werden. Da die Tiere in diesem Alter ihre Körpertemperatur noch nicht selbst regulieren können, sollte die Umgebungstemperatur zwischen 32 und 35 °C liegen, um ein Auskühlen zu vermeiden. Sobald sich die Augen öffnen und Fell wächst, kann die Temperatur allmählich auf Raumtemperatur gesenkt werden. Ab einem Alter von etwa drei Wochen benötigen die Igeljungtiere eine größere Unterbringung. Hierfür eignet sich eine Unterbringung in der Größe eines Kaninchenkäfigs. Etwa mit sechs Wochen und einem Gewicht von 200-235 Gramm werden sie normalerweise vom Muttertier entwöhnt und werden langsam selbstständig. Ab diesem Zeitraum sollten die Unterbringungsmöglichkeiten für adulte Tiere gelten (Brandes, 2009).

### **5.1.1.2. Adulte Tiere**

Für adulte Tiere, auch Wurfgeschwister ab einem Alter von etwa sechs Wochen oder älter, ist die Einzelhaltung unbedingt notwendig. Das Gehege sollte eine Mindestgröße von 2 m<sup>2</sup> haben und mit einem Schlafhaus bzw. Nestersatz, wie einem Karton, ausgestattet sein (Seewald, 2014). Eine Umgebungstemperatur von 15 °C ist ausreichend (Frei, 2013).

Sollte eine Außenhaltung erfolgen, ist eine Fläche von mindestens 4 m<sup>2</sup> erforderlich, wobei das Gehege mit natürlichem Bodengrund versehen sein sollte. Zudem ist ein geeigneter Nestersatz bereitzustellen, beispielsweise eine Holzkiste mit einem Eingang und gefüllt mit Stroh (Frei, 2013). Auf die Verwendung von Stoff- oder Handtüchern sollte verzichtet werden. Lose Fäden in textilen Unterlagen können Verletzungen wie Abschnürungsverletzungen an den Pfoten verursachen (Pollock & Kanis, 2015). Da Igel gute Kletterer sind, sollte das Gehege eine Mindesthöhe von 50 cm haben, um Ausbrüche zu verhindern (Frei, 2013).

### **5.1.2. Fütterung**

#### **5.1.2.1. Jungtiere**

Die Menge und Häufigkeit der Fütterung richten sich nach dem Alter und Gewicht der Tiere. Bei Jungtieren, die weniger als 100 g wiegen, sollte die Futtermenge maximal ein Viertel ihres Körpergewichts betragen. Es sollte alle 2-3 Stunden, auch nachts, gefüttert werden. Ab einem Gewicht von 100 g, oder ab dem Alter von 14 Tagen können die Fütterungsintervalle auf viermal täglich reduziert werden. Ab diesem Zeitpunkt sind auch nächtliche Fütterungen nicht mehr notwendig. Die Menge kann dabei auf 35 % des Körpergewichts erhöht werden (Brandes, 2009; Cowen, 2016). Bei der Fütterung sollte darauf geachtet werden, dass die Jungtiere keine Flüssigkeit aspirieren. In den ersten Tagen neigen die Jungtiere oft dazu, sich gegen das Trinken aus der Ersatzmilchquelle zu wehren, da sie sich zunächst an den menschlichen Geruch und den Geschmack der Ersatzmilch gewöhnen müssen.

(Igelzentrum Zürich, 2019). Nach jeder Fütterung regt das Muttertier normalerweise mit einer Bauchmassage den Harn- und Kotabsatz an. Während der Aufzucht durch den Menschen muss dieser Prozess mit einem leicht angefeuchteten Wattestäbchen oder weichem Tuch ebenfalls nach jeder Fütterung nachgeahmt werden (Neumeier, 2021). Geeignete Futtermittel sind Milchaustauscher für Hundewelpen, die im Verhältnis 1:2 mit Fencheltee gemischt werden sollten (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). Ab einem Alter von 3 Wochen kann eine schrittweise Entwöhnung der Tiere erfolgen. Hierbei können Ersatzmilch, Wasser und Nassfutter in einer flachen Schale gemischt und angeboten werden. Zusätzlich kann in diesem Zeitraum frisches Rinderhack, ungewürztes Rührei oder Katzennassfutter mit hohem Fleischanteil ergänzt werden. Wenn Katzenfutter gefüttert wird, sollte darauf geachtet werden, dass es kein Gelee enthält, da dies zu Durchfall führen kann (Igelzentrum Zürich, 2019). Die Zufuhr von Milch sollte kontinuierlich reduziert werden, bis sie nach der vierten bis fünften Lebenswoche schließlich eingestellt wird (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). Die tägliche Gewichtszunahme beträgt anfänglich im Durchschnitt 4-6g und steigert sich ab dem 19. Tag auf 9-11 g pro Tag (Neumeier, 2021).

### 5.1.2.2. Adulte Tiere

Der Europäische Braunbrustigel ernährt sich hauptsächlich insektivor bzw. omnivor (Forshaw, 2013). Da adulte (gesunde) Igel nachaktiv sind, empfiehlt es sich, die Fütterungszeiten an ihrem natürlichen Rhythmus anzupassen (Frei, 2013). Es wird empfohlen, pro Nacht etwa 100-200 g hochwertiges Katzennassfutter anzubieten. Wie bereits erwähnt, ist es wichtig, dass kein Gelee gefüttert wird, da dieses zu Durchfall führen kann. Die Ernährung kann zusätzlich mit ungewürztem Rührei und Insekten wie Mehlwürmern ergänzt werden. Eine optimale tägliche Gewichtszunahme liegt im Bereich von 10-20 g. Auf die Fütterung von Milchprodukten sollte verzichtet, da die Tiere hierauf ebenfalls oft mit Verdauungsproblem reagieren (Frei, 2013; Pollock & Kanis, 2015; Wrobbel, 2021).

Es muss jederzeit frisches Wasser zur Verfügung stehen. Die Wasserschüsseln sollten so schwer wie möglich sein, damit ein Umkippen erschwert wird. Es ist sicherzustellen, dass der Wasserstand flach genug ist, um ein versehentliches Ertrinken zu verhindern. Zudem ist eine regelmäßige Reinigung der Schüsseln erforderlich, da Igel dazu neigen, Wasserschalen mit Käfigeinstreu, Futter oder Fäkalien zu verschmutzen (Pollock & Kanis, 2015).

Wichtig anzumerken ist, dass es in der Literatur Studien gibt, welche bestätigen, dass dass die meisten kommerziellen Igel(trocken)futter durch ihre Zusammensetzung nicht den physiologischen Bedürfnissen genügen und daher ungeeignet sind (Gimmel, Eulenberger, & Liesgang, 2021; Clauss, 2022; Neumeier & Schiller, 1997; Landes, Struck, & Meyer, 1997). Eine ausschließliche Fütterung von kommerziellen Igeldiäten ist somit nicht empfehlenswert.

## **5.2. Eichhörnchen**

### **5.2.1. Unterbringung/ Haltung**

#### **5.2.1.1. Jungtiere**

Bis zu einem Alter von sechs Woche ist es ausreichend, wenn die Tiere in einer kleinen Kiste oder einer Katzentransportbox mit einem Nestersatz und Wärmezufuhr untergebracht werden. Einzeln aufgefundene Jungtiere sollten schnellstmöglich vergesellschaftet werden, da eine Einzelhaltung oft zu Fehlprägungen führen kann (Laacke-Singer, 2019). Die Umgebungstemperatur sollte in diesem Zeitraum zwischen 30 und 32 Grad liegen (Blackett, Squirrels, 2016). Unter Umständen ist eine Trennung von männlichen und weiblichen Jungtieren erforderlich, da unter männlichen Tieren das sogenannte Penis-Säugen unter Geschwistern häufig vorkommt, da der Penis mit einer Zitze verwechselt werden kann (Bewig & Mitchell, 2009). Ab der sechsten bis hin zur zwölften Lebenswoche benötigen die Jungtiere mehr Platz und Klettermöglichkeiten zur Entwicklung und sollten daher in eine Zimmervoliere mit Schlafhäuschen umziehen. Das Schlafhäuschen sollte über zwei

Ausgänge verfügen, damit eventuelle Konflikte minimiert werden können. Ab der 12. Lebenswoche erfolgt die Auswilderung in einer Außenvoliere (Laacke-Singer, 2019; Brandes, 2009).

### **5.2.1.2. Adulte Tiere**

Die Unterbringung sollte abhängig vom Gesundheitszustand des Tieres gemacht werden. Wenn die Bewegungsmöglichkeit auf Grund von medizinischer Indikation eingeschränkt werden muss, sollte das Tier in einem kleinen Käfig wie einer Katzentransportbox untergebracht werden. Wichtig ist hierbei, dass das Tier leicht dem Käfig entnommen werden kann, ohne dass die Gefahr des Entweichens besteht. Sollte keine Bewegungseinschränkung notwendig sein, kann das Gehege mit Klettermöglichkeiten, wie Ästen, ausgestattet werden. Außerdem sollte ein Rückzugsort bereitgestellt werden (Blackett, Squirrels, 2016; Brandes, 2009).

## **5.2.2. Fütterung**

### **5.2.2.1. Jungtiere**

Für eine optimale Fütterung ist zunächst eine Altersbestimmung mittels markanter Körpermerkmale erforderlich. Das Körpergewicht eignet sich eher schlecht zur Altersbestimmung, da selbst Wurfgeschwister starke Gewichtsunterschiede zeigen können (Laacke-Singer, 2019). Ähnlich wie bei Jungigeln können auch Eichhörnchen mit einer Mischung aus Ersatzmilch und Fencheltee, hier im Verhältnis 2:3, gefüttert werden. In der ersten Lebenswoche sollte tagsüber alle 2 Stunden und nachts alle 4 Stunden gefüttert werden. Ab der zweiten Woche können die Fütterungsintervalle tagsüber auf alle 3 Stunden reduziert werden. Auch nachts sind nun längere Pausen zwischen den Mahlzeiten möglich. Um eine Überladung des Magens zu vermeiden, sollte jede Fütterung nicht mehr als 5 % des Körpergewichts betragen (Brandes, 2009; Cowen, 2016). Jungtiere benötigen generell einige Tage bis sie die volle Menge trinken. Daher ist eine Gewichtsabnahme zu Beginn der Fütterung normal (Laacke-Singer, 2019). Die Nahrung sollte täglich frisch zubereitet werden. Zwischen den

Fütterungen sollte die angemischte Ersatzmilch gekühlt und vor jeder Fütterung nur die benötigte Menge auf Körpertemperatur erwärmt werden. Die Jungtiere sollten in Brust-Bauch-Lage gefüttert werden. Um eine Aspiration von Flüssigkeit zu vermeiden, sollte das Fütterungstempo langsam erfolgen und individuell an das Tier angepasst werden (Bewig & Mitchell, 2009). Bis zum Alter von etwa fünf Wochen muss nach jeder Fütterung eine sanfte Bauchmassage durchgeführt werden. Diese stimuliert den Harn- und Kotabsatz (Brandes, 2009). Ab der siebten Woche sollte eine langsame Gewöhnung an feste Nahrung erfolgen. Die Fütterung kann nun mit Zwieback ergänzt werden, anschließend können Sonnenblumenkerne, Nüsse, Gemüse, Beeren, weiteres Obst wie Äpfel, Birnen und Weintrauben sowie frische Zweige mit Zapfen von Tannen, Fichten, Lärchen und Kiefern sowie Bucheckern und Eicheln angeboten werden. Vor jeder Fütterung ist eine Kontrolle des Gesundheitszustandes des Eichhörnchens erforderlich. Im Falle einer Aufgasung ist es notwendig, die Milchfütterung umgehend zu unterbrechen und stattdessen Dimeticon oder Fencheltee zu verabreichen (Laacke-Singer, 2019).

### 5.2.2.2. Adulte Tiere

Die natürliche Ernährung adulter Eichhörnchen umfasst eine große Bandbreite an Nahrungsmitteln wie Früchte, Samen, Kerne, Triebe, Knospen, Blätter, sowie gelegentlich tierisches Protein (Deutsche Wildtierstiftung). Besonders beliebt sind ebenfalls die energiereichen Früchte und Samen von verschiedenen Baumarten wie Buche, Eiche, Kiefer, Ahorn, Fichte, Kastanie und Nüssen (Bosch, zuletzt aufgerufen 17.07.2024).

Die ideale Nahrungszusammensetzung für Eichhörnchen in menschlicher Obhut besteht daher aus einer Mischung von Haselnüssen, Walnüssen, samenhaltigen Kiefernzapfen, Gemüse- und Obstsorten wie beispielsweise Brokkoli, Karotten oder Äpfel sowie vereinzelt tierischem Eiweiß. Frisches Trinkwasser sollte permanent in einer schweren, nicht leicht umzustoßenden Schale zur Verfügung stehen (Blackett, 2016).

### **5.3. Feldhase und Wildkaninchen**

#### **5.3.1. Unterbringung/ Haltung**

##### **5.3.1.1. Jungtiere**

Für die Aufzucht von Wildkaninchen gibt es verschiedene Methoden. Eine gute Alternative zur Handaufzucht ist die Ammenaufzucht durch andere Kaninchen. Bei einer Handaufzucht benötigen junge Wildkaninchen einen Nestersatz aus beispielsweise Handtüchern. Da Feldhasen sogenannte Nestflüchter sind und behaart geboren werden, benötigen diese normalerweise kein Nest oder zusätzliche Wärmezufuhr, es sei denn, es handelt sich um sehr kleine oder geschwächte Tiere. Bei nackten Wildkaninchenjungtieren sollte die Umgebungstemperatur bei 35 °C liegen, während sie bei bereits behaarten Jungtieren mit noch geschlossenen Augen auf 30 °C reduziert werden kann (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). Junge Kaninchen, die älter als zwei Wochen sind, brauchen keine Neststruktur mehr, sie können in einen normalen Kaninchenkäfig umziehen und sollten statt einem Nestersatz eine Versteckbox haben. Die Umgebungstemperatur kann nun auf 21-24 °C reduziert werden. Der Boden des Käfigs kann mit weichen Handtüchern oder Vlies ausgelegt werden, jedoch sollte darauf geachtet werden, dass auch hier keine losen Fäden oder Löcher vorhanden sind, in denen sich die Jungtiere verfangen und somit verletzen könnten. Um Abweichungen im Kot- und Urinabsatz leichter bemerkbar zu können, empfiehlt es sich den Käfig mit heller Einstreu auszustatten (Whittington & Rosenhagen, 2020). Natürliche Sträucher, Holzstämme und Äste mit essbarer Rinde sollten ebenfalls vorhanden sein (Miller 2012).

##### **5.3.1.2. Adulte Tiere**

Wildkaninchen und Feldhasen in menschlicher Obhut sind sehr stressanfällig. Daher sollten die Tiere vor visuellem und akustischem Stress geschützt werden, indem ihre Käfige in einem ruhigen Bereich aufgestellt und mit einem Sichtschutz, beispielsweise einem Handtuch über dem Käfig, versehen werden. Zur einfachen Reinigung empfiehlt sich ein Käfig mit Drahtgitterboden und ausziehbarer Schale für

Kot und Urin. Hochwertiges Heu kann als Nahrung und Polsterung verwendet werden, sollte jedoch täglich erneuert werden. Auch ausgewachsenen Tieren sollte eine Versteckbox zur Verfügung gestellt werden. Wenn diese zusätzlich noch leicht verschließbar ist, ermöglicht dies einen schnellen und stressfreien Transport ohne direkten Kontakt mit dem Tier haben zu müssen (Tseng, 2020; Richardson, 2016).

### **5.3.2. Fütterung**

#### **5.3.2.1. Jungtiere**

Bei der Fütterung von juvenilen Feldhasen und Wildkaninchen richtet sich die Menge und die Fütterungsintervalle nach dem Gewicht. Bei einem Gewicht von 150 g sollten pro Fütterung 10 ml Milch gefüttert werden, ab einem Gewicht von 200 g bereits 15-20 ml und bei 250 g kann die Menge erneut auf 20-25 ml gesteigert werden. Feldhasen unter 500 g sollten alle 4 Stunden, also fünf Mal gefüttert werden. Ab 500 g reduziert sich die Fütterung auf drei Mal täglich, und ab etwa 800 g, ab einem Alter von ca. drei Wochen, kann die Entwöhnung von der Ersatzmilch beginnen. Junge Wildkaninchen hingegen sollten etwa 5 % ihres Körpergewichts an Ersatzmilch pro Fütterungseinheit erhalten. Unbehaarte Wildkaninchen müssen alle 2 Stunden, auch nachts, gefüttert werden. Sobald Fell gewachsen ist, können die nächtlichen Fütterungen entfallen und die Intervalle tagsüber auf drei Stunden verlängert werden (Brandes, 2009). Da vor allem Wildkaninchenjungtiere sehr empfindlich reagieren, sollte die Aufzucht nur von einer Person übernommen werden (Ruth, 2012). Ab einem Alter von ca. zwei Wochen beginnen Wildkaninchen, kleine Mengen fester Nahrung zu sich zu nehmen. Die Entwöhnung von der Ersatzmilch erfolgt jedoch erst im Alter von etwa drei bis vier Wochen. Ab diesem Zeitpunkt sollte hochwertiges Heu und Gras angeboten werden. Wenn möglich, können Zäkotrophe von gesunden Tieren verfüttert werden, um die Besiedlung mit gesunden Darmbakterien und Protozoen zu unterstützen (Richardson, 2016).

Zu den häufigsten Problemen bei der Handaufzucht gehören das Aspirieren von Milch sowie das Auftreten von Enterotoxämien, Aufblähung und Durchfall. Um einige

dieser Probleme zu vermeiden, sollte die Ersatzmilch täglich frisch zubereitet und, falls nötig, gekühlt und nicht länger als 24 Stunden aufbewahrt werden. Vor der Verabreichung muss die benötigte Menge Milch auf Körpertemperatur erwärmt werden. Das Muttertier stimuliert durch Putzverhalten den Kot- und Urinabsatz. Dieses Verhalten muss bei einer Handaufzucht übernommen werden, indem der Dammberich mit einem feuchten Tuch behutsam abgerieben wird. Dies sollte nach der Fütterung geschehen, bevor das Jungtier ins Nest zurückgebracht wird. Die generelle Handhabung der Jungtiere sollte auf ein Minimum beschränkt werden (Richardson, 2016).

### **5.3.2.2. Adulte Tiere**

Feldhasen und Wildkaninchen sind dämmerungs- und nachtaktive Tiere und nehmen ihre Nahrung hauptsächlich in diesem Zeitraum auf. Sie benötigen täglich etwa 500 bis 1.000 g frisches Pflanzenmaterial, über das sie auch ihren Wasserbedarf decken (Wörner, 2021; Deutsche Wildtierstiftung, Meining, 2024).

Die Fütterung von Feldhasen und Wildkaninchen ähnelt stark der der Heimtierkaninchen, daher sollte Gras, hochwertiges Heu, Kräuter, Unkräuter wie Löwenzahn und Wegerich sowie eine kleine Menge frisches Gemüse wie Blattgrün, Grünkohl und Kohl gereicht werden. Auch handelsübliche Kaninchenvollpellets können gefüttert werden. Hierbei ist jedoch darauf zu achten, dass dies nur in kleinen Mengen erfolgt. (Richardson, 2016).

## **5.4. Fuchs**

### **5.4.1. Unterbringung/ Haltung**

#### **5.4.1.1. Jungtiere**

Bei der Aufnahme von Jungtieren sollte idealerweise eine Quarantäne von zehn Tagen eingehalten werden. Bei Jungtieren, die in diesem Alter noch nicht sozialisiert sind, besteht jedoch die Gefahr, dass die Jungtiere fehlgeprägt werden, daher sollte eine

Isolation lediglich für drei bis vier Tage erfolgen. In dieser Zeit sollte bereits eine Behandlung gegen Endoparasiten erfolgen (und ggf. Ektoparasiten). In dieser verkürzten Quarantänezeit sollten die Jungtiere jedoch genaustens beobachtet werden, um eventuelle Krankheitsanzeichen frühzeitig zu erkennen. Im Anschluss an die Quarantäne erfolgt eine Einteilung in kleine Gruppen. Die Gruppengröße sollte sechs Tiere nicht überschreiten. Zusätzlich ist es empfehlenswert, Jungtiere ähnlichen Alters zusammenzuführen, um Verletzungen und ungleiche Konkurrenz um Futter zu vermeiden (Couper, 2016). In den ersten zwei Lebenswochen sind die Jungtiere noch kaum behaart und benötigen eine zusätzliche Wärmezufuhr (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). In dieser Zeit können sie in einer Transportbox für Haustiere (Couper, 2016), oder bei Bedarf in einem Inkubator untergebracht werden. Für Jungtiere, die weniger intensive Wärme benötigen, reicht eine Transportbox auf einem Heizkissen, das auf niedrigster Stufe unter die hintere Hälfte der Box gelegt wird. So können sich die Welpen bei Bedarf von der Wärme entfernen. Die empfohlene Temperatur für neugeborene und bis zu zwei Wochen alte Welpen liegt zwischen 26 und 29 °C (Whittington & Rosenhagen, 2020). Ab der dritten Woche kann die Wärmezufuhr schrittweise reduziert werden, bis sie ab der vierten Woche nicht mehr benötigt wird. Ab diesem Zeitpunkt sollte das Gehege vergrößert werden, um dem Bewegungs- und Erkundungsdrang der heranwachsenden Tiere gerecht zu werden. Ab der sechsten Lebenswoche können die Tiere in ein Außengehege verbracht werden, um sich an natürliche Bedingungen gewöhnen zu können (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

#### **5.4.1.2. Adulte Tiere**

Füchse sind Überträger von Zoonosen, wie beispielsweise dem Fuchsbandwurms, welcher beim Menschen einen tödlichen Krankheitsverlauf nehmen kann. Daher sollten beim Umgang mit Füchsen besondere Hygienemaßnahmen eingehalten werden (Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft, 2020).

Um Stress bei den Tieren zu vermeiden, empfiehlt sich eine Unterbringung entfernt von anderen Tieren wie Hunden. Für einen kurzfristigen stationären Aufenthalt von adulten Füchsen und älteren Jungtieren eignet sich ein leicht zu sterilisierender, begehbarer Zwinger (Couper, 2016; Whittington & Rosenhagen, 2020).

Als Einstreu können Sägespäne oder Papier genutzt werden und es sollte immer ein Versteck wie ein Karton, ein umgedrehter Hundekorb, ein Stapel Decken oder geschreddertes Papier vorhanden sein. Füchse verlassen sich stark auf ihren Geruchssinn, daher sollte beim Ausmisten ein Teil des Materials zurückgelassen werden, der den Geruch des Tieres enthält, um den Stress für das Tier zu minimieren (Keeble & Heggie, 2012).

#### **5.4.2. Fütterung**

##### **5.4.2.1. Jungtiere**

In den ersten Lebenswochen stellt Muttermilch oder spezielle Ersatzmilch die bevorzugte Nahrung dar (Brandes, 2009). Fuchswelpen sollten mit handwarmer, 38,9 - 40,5°C, Esbilac-Ersatznahrung gefüttert werden. Bei leicht dehydrierten Welpen wird die Nahrung in den ersten Tagen leicht verdünnt, um eine Dehydratation auszugleichen. Die Welpen sollten während des Fütterns auf dem Bauch liegen. Nach jeder Mahlzeit muss eine Bauchmassage erfolgen, um Urin- und Kotabsatz zu fördern. Diese Stimulation kann eingestellt werden, sobald die Augen des Welpen geöffnet sind (Hernandez, Barron, Miller, Aguilar, & Yabsley, 2020). Ab der vierten Lebenswoche kann schrittweise der Übergang zu halbfestem Futter erfolgen. Dies kann beispielsweise püriertes Fleisch, spezielles Fuchsfutter oder hochwertiges Nassfutter für Fleischfresser umfassen. Dieser Übergang zur festen Nahrung unterstützt die Entwicklung von Kau- und Verdauungsfähigkeiten (Whittington & Rosenhagen, 2020; Brandes, 2009). Ab der sechsten Lebenswoche sollten die jungen Füchse schrittweise auf feste Nahrung umgestellt werden, wobei die Milchzufuhr allmählich reduziert wird (Brandes, 2009). Die Basisernährung besteht aus eingeweichtem Kittenfutter, kleinen Stücken von zerteilten Mäusen, Vögeln oder

Wild, Mehlwürmern sowie Beeren oder Früchten. Das Futter kann mit gekochtem Ei und Naturjoghurt ein bis dreimal pro Woche ergänzt werden. Mit fortschreitendem Alter der Welpen wird Esbilac und das Einweichen des Kittenfutters eingestellt (Hernandez, Barron, Miller, Aguilar, & Yabsley, 2020).

Um Fuchswelpen auf eine Auswilderung vorzubereiten, sollte eine große Bandbreite an natürlichen Futtermittel angeboten werden. Eine Studie von Robertson und Harris (1995) hat jedoch gezeigt, dass ein Training vor der Auswilderung nicht notwendig ist, damit rehabilitierte Rotfuchsjungtiere eine normale Jagdfähigkeiten entwickeln. Diese Fähigkeiten scheinen entweder angeboren oder können schnell erlernt werden (Couper, 2016; Robertson & Harris, 1995).

#### **5.4.2.2. Adulte Tiere**

Rotfüchse ernähren sich zu über 85 % von kleinen Säugetieren, wobei die Ernährung je nach Lebensraum und Region variieren kann. In Gefangenschaft sollte ihre Ernährung hauptsächlich aus Fleisch bestehen und durch eine Vielfalt an Früchten, Eiern und Insekten ergänzt werden (Whittington & Rosenhagen, 2020) (Lord & Miller, 2020) (Keeble & Heggie, 2012).

### **5.5. Mader**

#### **5.5.1. Unterbringung/ Haltung**

##### **5.5.1.1. Jungtiere**

Bis zu einem Alter von zwei Wochen benötigen Marderjungtiere einen weichen Nestersatz und eine zusätzliche Wärmezufuhr. Optimal wäre die Unterbringung in einem Inkubator. Auch anschließend benötigen sie bis zum Alter von fünf Wochen weiterhin eine Wärmezufuhr, dies kann jedoch auch außerhalb eines Inkubators beispielsweise mit einer Heizdecke unter einer Transportbox für Hunde und Katzen erfolgen. Die Heizdecke sollte lediglich unter einer Hälfte der Bodenfläche platziert

werden, damit die Jungtiere sich bei Bedarf in einen wärmeren oder kühleren Bereich bewegen können. Jungtiere sollten wenn möglich nicht alleine aufgezogen werden. Sollte jedoch ein einzelnes Jungtier aufgefunden und keine Vergesellschaftung möglich sein, sollte ein Stofftier zum Kuscheln dazugelegt werden. Im Alter von fünf bis sieben Wochen benötigen die Jungtiere dann ein größeres Gehege, das bei Bedarf zusätzlich beheizt werden kann. Mit 7-8 Wochen sollten sie dann, wenn möglich, in ein Außengehege umziehen, das eine Schlafbox und verschiedene Elemente zum Klettern bietet (Bourne, 2016; Brandes, 2009).

### **5.5.1.2. AdulTE Tiere**

Bei der stationären Unterbringung von kranken oder verletzten Mardern muss zwischen Ruhigstellung und optimalen Haltungsbedingungen abgewogen werden. Da auch Marder Überträger von Zoonosen sind, sollten sie, wenn möglich, von anderen Tieren isoliert untergebracht werden (Abou-Madi, 2020). Während eines kurzen stationären Aufenthalts sind kleine, ausbruchssichere Käfige akzeptabel, wobei die Fähigkeit der Marder, sich durch kleine Zwischenräume zu schieben, berücksichtigt werden muss. Die Box sollte mit einer Versteckbox und einem Handtuch als Bodengrund ausgestattet werden (Bourne, 2016). Weiterhin sollte auf eine angemessene Belüftung geachtet werden und Verletzungen der Zähne, des Mauls oder Pfoten durch Ausbruchsversuche aus ungeeignete Unterbringungsmöglichkeiten zu vermeiden. Durch das Abdecken des Käfigs mit einem Handtuch oder Laken, können visuelle Reize und der damit verbundene Stress für Marder reduziert werden (Abou-Madi, 2020).

### **5.5.2. Fütterung**

#### **5.5.2.1. Jungtiere**

Allgemein gilt auch hier, um Fehlprägungen zu vermeiden, sollte der Kontakt mit den Tieren auf ein Minimum beschränkt werden. In den ersten drei Wochen sollten die Jungtiere alle zwei bis drei Stunden gefüttert werden, wobei nachts eine Pause von 8

Stunden eingehalten werden kann. Für die Fütterung eignet sich eine Plastikpipette, ein Catac-Sauger oder ein Katheter, der an einer kleinen Spritze befestigt ist. Ab der siebten Woche wird von der Flaschenfütterung auf eine selbstständige Milchaufnahme aus einer Schale umgestellt. Weiterhin kann ab diesem Zeitpunkt eine Umstellung auf feste Nahrung erfolgen. Die Fütterung sollte durch Nassfutter für Katzenwelpen, ungewürztes Rinderhackfleisch und Geflügel ergänzt werden. Später können ganze tote Mäuse, Eintagsküken, Ei, Fisch und Obst gefüttert werden. (Brandes, 2009; Bourne, 2016).

### **5.5.2.2. Adulte Tiere**

Die natürliche Nahrung von Mardern besteht hauptsächlich aus kleinen Säugetieren wie Mäusen (Marinis & Masseti, 1995). Da adulte Marder in freier Wildbahn physiologischerweise häufig kleine Mahlzeiten zu sich nehmen, sollte die Fütterung an diesen natürlichen Rhythmus angepasst werden. Geeignete Futtermittel während einer stationären Versorgung sind Eintagsküken oder Fleischstücken. Geschwächte Tiere können jedoch möglicherweise kein Fell, keine Federn oder Knochen verdauen, daher sollte ihnen ggf. nur Fleisch angeboten werden, eventuell mit einem kleinen Stück Haut, um die Akzeptanz zu erhöhen. Da Marderartige häufig Futter in Zwischenspeichern ablegen, ist es wichtig, regelmäßig das Gehege zu überprüfen und überschüssiges Futter aus Nestboxen oder anderen Zwischenspeichern zu entfernen und diese bei Bedarf zu reinigen (Bourne, 2016).

## **5.6. Vögel**

### **5.6.1. Unterbringung**

#### **5.6.1.1. Jungtiere**

##### **5.6.1.1.1. Wasservögel**

Bei der Unterbringung von juvenilen Wasservögeln sind verschiedene Aspekte zu berücksichtigen. Küken derselben Größe und desselben Alters können gemeinsam

untergebracht werden, auch wenn sie verschiedenen Arten angehören. Dies hat unter anderem den Vorteile, dass die Küken voneinander lernen können, aber auch den Nachteil dass ältere Küken jüngere verletzen oder ihnen die Nahrungsaufnahme verweigern können. Eine sorgfältige Beobachtung während der Vergesellschaftung ist daher wichtig, um Aggressionen frühzeitig zu erkennen und Küken gegebenenfalls voneinander zu trennen. Eine Einzelhaltung sollte, wenn nicht unbedingt notwendig, jedoch vermieden werden, da die Gefahr besteht, dass sich das Küken auf den Menschen fehlprägt, was eine spätere Auswilderung ausschließen würde (Cahak Gibson, 2020).

Bei der Einführung neuer Tiere in eine Gruppe kann das sogenannte „Umröhren“, bei dem die Tiere vorsichtig in einer Box durchmischt werden, die Vergesellschaftung erleichtern (Nietsch, 2024).

Zu Beginn sollten die Tiere in sogenannten Nestflüchterboxen untergebracht werden. Diese Boxen können aus Plastikwannen bestehen, wobei es wichtig ist, dass die Wände glatt und undurchsichtig sind, um den Stress für die Küken zu minimieren. Die ideale Größe für diese Nestflüchterboxen beträgt etwa 80x40x40 cm. Ein Gitterdeckel dient als Abdeckung und bietet ebenfalls eine ausreichende Belüftung. Über einer Hälfte der Box sollte eine Wärmequelle angebracht werden, die eine Temperatur von 32 °C sicherstellt. Dadurch haben die Küken die Möglichkeit, sich je nach Bedarf in kühlere Bereiche der Box zurückzuziehen. Es ist wichtig, dass die Box leicht zu reinigen ist und mit einem gut wechselbaren, rutschfesten Bodengrund wie Handtüchern oder Küchenpapier ausgelegt wird. Alternativ können auch fertige Kükenheime verwendet werden, die bereits optimal auf die Bedürfnisse der Küken abgestimmt sind (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

Junge Wasservögel sind nicht vom Zeitpunkt des Schlüpfens an „wasserabweisend“, daher sollten sie nicht von Beginn an freien Zugang zu Wasser haben. Sobald die Küken stabil sind und fressen, können sie für kurze Zeit ins warme Wasser gesetzt werden (Cahak Gibson, 2020). Dabei dürfen sie nicht unbeaufsichtigt bleiben, um Unterkühlung oder Ertrinken zu verhindern (Nietsch, 2024).

Die Küken können in einen Laufstall umziehen, wenn sie keine zusätzliche Wärme mehr benötigen und bereits ein wasserabweisendes Gefieder entwickelt haben. Der Laufstall sollte idealerweise Naturboden enthalten und eine Fläche von 1,5 bis 2 Quadratmetern bieten. Eine Überdachung ist wichtig, um die Küken vor übermäßiger Sonneneinstrahlung und Regen zu schützen. Zudem sollte der Laufstall Versteckmöglichkeiten bieten, damit die Küken sich bei Bedarf zurückziehen können. Je nach Art der Küken kann der Laufstall zusätzlich mit Badebecken ausgestattet werden, die über flache Ein- und Ausstiege verfügen, um den Küken den Zugang zu erleichtern (Brandes, 2009; Cahak Gibson, 2020). Schwimmgelegenheiten sind besonders für Jungschwäne sehr wichtig, da sonst häufig Erkrankungen wie der sogenannte Bumblefoot oder Probleme beim Knochenwachstum entstehen (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

Eine Alternative bietet die Aufzucht durch Pflegeeltern. Die „Pflegeeltern“ sind oft ehemalige Rehabilitationsfälle, die nicht mehr in die freie Wildbahn entlassen werden können. Idealerweise haben diese Erfahrung in der Aufzucht von Küken in freier Wildbahn (Cahak Gibson, 2020).

#### **5.6.1.1.2. Tauben**

Juvenile Tauben können in kommerziell erhältlichen Taubennestern untergebracht werden. Diese haben den Vorteil, dass sie rutschfest und leicht zu reinigen sind. Die Nester können in einen Karton oder eine Transportbox gestellt werden. Bis sie ein geschlossenes Gefieder haben, sollte die Umgebungstemperatur ca. 30 °C sein (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). Alternativ eignen sich auch Nester aus Handtüchern, die in einem kleinen Karton oder einer Heimtiertransportbox positioniert werden. Ungefähr gleich alte Jungtiere können paarweise zusammengehalten werden (Nietsch, 2024). Ab einem Alter von 14 Tagen sollten die Tiere ein Nest mit Gitterboden nutzen. Dort fällt der Kot hindurch und verunreinigt das Gefieder nicht. Zusätzlich werden durch die Gitterstruktur auch die Ständer trainiert. Wenn die Jungvögel voll befiedert Umzug sind, kann ein Umzug in eine

Voliere stattfinden, in der die Flugfähigkeit trainiert werden kann (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

#### **5.6.1.1.3. Greifvögel**

Junge Greifvögel benötigen zu Beginn eine zusätzliche Wärmequelle und einen Nestersatz. Die Temperatur sollte bei Schläpflingen etwa 37 °C betragen und kann, wenn das Gefieder beginnt zu wachsen, gesenkt werden. Ein Handtuch sollte aufgehängt werden, um einen Sichtschutz zu bilden und den Tieren gleichzeitig einen Platz zum Verstecken und etwas zusätzliche Wärme und Sicherheit zu bieten. Der Boden des Käfigs sollte gepolstert sein (Ruth, 2012). Eulen benötigen zu Beginn eine Umgebungstemperatur von 35 °C und einen Nestersatz. Bei größeren Arten wie zum Beispiel einem Uhu eignen sich Waschschüsseln oder Eimer mit passender weicher Einlage. Sobald die Eulen etwa zehn Tage alt sind, kann die Temperatur auf Zimmertemperatur reduziert werden. Sobald die junvenilen Eulen aufrecht sitzen können und beginnen, aus dem Nest zu klettern, sollten sie in einen leicht abgedunkelten Kasten oder Karton umziehen. Dieser sollte groß genug sein, damit die Eulen einige Schritte machen und ihre Flügel ausstrecken können. Der Bodengrund in diesem Kasten sollte rutschfest und leicht zu reinigen sein. Wenn die jungen Eulen in der Lage sind, ihre Futtertiere selbstständig zu zerteilen, kann ein Umzug in eine Außenvoliere stattfinden (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

#### **5.6.1.1.4. Singvögel**

Fast nackte Jungvögel brauchen eine Umgebungstemperatur von 35 °C, die mit dem Federwachstum täglich um 1 °C reduziert werden kann (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). Sie sollten in einer Art Nestersatz untergebracht werden. Ein Nestersatz kann aus Papiertüchern, Toilettenpapier o.Ä. hergestellt werden. Hierzu wird eine kleine Schüssel/ Gefäß wie bspw. ein Keramiknapf oder eine Margarineschüssel ringförmig mit Papier ausgelegt. Es ist wichtig, dass der Boden des Nestes nicht glatt, sondern uneben ist, damit die Küken mit ihren Füßen Halt finden können (Ruth, 2012).

Sobald die Tiere voll befiedert sind, ca. nach 10-14 Tagen, endete die Nestlingszeit. Ab diesem Zeitpunkt benötigen die Vögel keine externe Wärmezufuhr mehr. Daher können die Tiere mitsamt Nestersatz in einen größeren Käfig umziehen, der mehr Bewegungsfreiheit bietet. Sobald die Vögel in der Ästlingsphase sind, also Nahrung selbstständig aufnehmen können und sicher auf den Beinen sind, können sie in eine Voliere umziehen. Die Voliere sollte eine windgeschützte Rückwand und Ausgestaltung mit Ästen haben. Weiterhin sollten Regenfeste Schlafplätze zur Verfügung stehen. Der Kontakt zu den Tieren beschränkt sich nun mehr auf ein Minimum, sodass die Jungvögel wieder scheu werden (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

### **5.6.1.2. Adulte Tiere**

#### **5.6.1.2.1. Wasservögel**

Bei der Unterbringung von Wasservögeln ist es essentiell, geeignetes Einstreumaterial bereitzustellen, um Gefieder- und Fußverletzungen zu vermeiden. Geeigneter Bodengrund wäre beispielsweise Zeitungspapier, geschreddertes Papier, Decken oder Stroh. Stroh bietet den zusätzlichen Vorteil, dass die Vögel damit gerne Nestbau und Futtersuche betreiben, was ihr Wohlbefinden fördert. Eine zusätzliche Wärmezufuhr ist in der Regel nicht notwendig. Bei geschwächten Vögeln wird eine Temperatur von 17-19 °C empfohlen, da höhere Temperaturen über 20 °C zu Hitzestress führen können (Goulden, 2016).

Den Tieren sollte regelmäßig die Möglichkeit zum Baden gegeben werden, außer wenn die medizinische Behandlung dies ausschließt. Das Baden unterstützt nicht nur das Putzverhalten der Vögel, sondern ist auch entscheidend für die Aufrechterhaltung der Wasserdichtigkeit ihres Gefieders (Redig, 1996).

### **5.6.1.2.2. Tauben**

Für die kurze Zeitspanne einer medizinischen Versorgung ist eine Unterbringung in Größe einer Katzentransportbox ausreichend. Wegen der Gefahr von Zoo(anthropo)nosen sollten die Tiere möglichst getrennt von anderen Tieren untergebracht werden. Zeitungspapier ist ein idealer Bodenbelag und Sitzstangen sollten zur Verfügung gestellt werden (Chitty, 2016).

### **5.6.1.2.3. Greifvögel**

Bei der vorübergehenden stationären Unterbringung von Greifvögeln ist es wichtig, das Gefieder zu schonen, um eine mögliche Auswilderung nicht zu verzögern. Greifvögeln sollten daher nach Möglichkeit Sitzstangen zur Verfügung gestellt werden. Alternativ kann das Gefieder mit einem sogenannten „Tail Sheet“ geschützt werden (Forbes N., 2016). Die Inneneinrichtung sollte an die jeweiligen Bedürfnisse des Vogels angepasst werden, beispielsweise Versteckmöglichkeiten oder Sitzstangen (Moore, 2014).

### **5.6.1.2.4. Singvögel**

Bei Singvögeln muss der Käfig so gestaltet sein, dass ein Entweichen der Vögel unmöglich ist. Beispielsweise ein rechteckiger Standard-Gitter-Vogelkäfig eignet sich für eine stationäre Unterbringung gut. Es ist wichtig, dass der Käfig so hoch wie möglich im Raum angebracht wird, um den Vögeln ein Gefühl der Sicherheit zu vermitteln. Der Käfig sollte an einem ruhigen Ort und getrennt von anderen Tieren aufgestellt werden. Dies reduziert Stress. Zur Ausgestaltung des Käfigs gehören Sitzstangen, welche aus natürlichen Materialien wie verschiedenen dicken Ästen bestehen. Der Boden des Käfigs sollte mit einem leicht austauschbaren und hygienischen Substrat, wie z. B. Papiertüchern, bedeckt sein. Dies erleichtert die Reinigung. Die Futter- und Wasserbehälter sollten so angebracht werden, dass sie mit minimaler Störung ausgetauscht werden können, die Vögel sie aber trotz eventuellen gesundheitlichen Einschränkungen jederzeit leicht erreichen können (Lawson & Best, 2016).

## 5.6.2. Fütterung

### 5.6.2.1. Jungtiere

#### 5.6.2.1.1. Wasservögel

Junge Wasservögel sind frühreif und können sich in der Regel sofort selbst ernähren (Goulden, 2016; Forbes N. A., 1996).

Das Futter sollte frisch zubereitet und bei Körpertemperatur verabreicht werden. Eine Sondenfütterung kann notwendig sein, bis die Küken selbstständig fressen (Cahak Gibson, 2020).

Art	Futtermittel	Futtermittel-zusätze
<b>Stockenten</b>	Lundi (Aufzuchtfutter), Kükengerber, Salat, Mehlwürmer, Bachflohkrebsen	Futterkalk, Korvimin, Bierhefe
<b>Mandarinanten</b>	Lundi (Aufzuchtfutter), Mehlwürmer, Zoophobas, Salat, Bachflohkrebsen	Futterkalk, Korvimin, Bierhefe
<b>Gänse/ Schwäne</b>	Salate, Beiflocken (eingeweicht aus dem Hundebedarf)	Futterkalk, Korvimin, Bierhefe
<b>Haubentaucher/ Gänsesäger</b>	Lundi (Aufzuchtfutter), Insekten, später Stinte	Vitamin B, Mangan, Futterkalk, Korvimin, Bierhefe
<b>Bläss-/ Teich- hühner</b>	Insekten	Vitamin B, Mangan, Futterkalk, Korvimin, Bierhefe

Tab. 7: Fütterung Jungtiere Wasservögel (Nietsch, 2024)

### 5.6.2.1.2. Tauben

Juvenile Tauben werden von ihren Eltern mit einem flüssigen Sekret, der sogenannten Kropfmilch, gefüttert. Während eines stationären Aufenthalts eines Jungtieres sollte daher ein Kropfmilchersatz gefüttert werden. Dafür eignen sich Produkte wie Exact® Hand Feeding Formula oder Nutri-Start® Baby Bird Formula (Cowen, 2016; Ruth, 2012). Alternativ kann auch ein Brei aus 10 ml Speisequark, 20 ml 7-Korn-Brei und 30 ml Fencheltee selbst zubereitet werden. Vor jeder Fütterung muss der Füllungsstand des Kropfes palpatorisch geprüft werden, um ggf. unzureichende Passage frühzeitig zu bemerken. Das Volumen des Kropfes fasst ca. 10 % der Körpermasse. Dieses Volumen sollte jedoch bei einer Fütterung nicht ausgereizt werden (Brandes, 2009).

Zur Fütterung von juvenilen Tauben eignet sich die Sondenfütterung. Um den Schnabel zu öffnen, umfasst man den Kopf des Vogels vorsichtig mit einer Hand und öffnet den Schnabel behutsam mit Daumen und Zeigefinger der gleichen Hand. Der Schlauch wird dann vorsichtig vom linken Schnabelwinkel über die Zunge des Vogels nach rechts in die Speiseröhre eingeführt, bis er den Kropf erreicht. Dabei ist darauf zu achten den Schlauch nicht in die Luftröhre vorzuschieben, um eine Aspiration zu vermeiden. Sollte der Vogel beginnen zu erbrechen, ist die Fütterung sofort einzustellen. Der Vogel wird gefüttert, bis der Kropf sichtbar gefüllt und gerundet ist (Cowen, 2016; Ruth, 2012; Brandes, 2009). Sobald den Tauben Federn wachsen, sollte man ihnen zusätzlich zum Brei eingeweichte Körner anbieten. Dabei sollte die Menge an Getreide schrittweise erhöht werden und gleichzeitig die Breifütterung zu reduziert (Quelle: Wildvogelhilfe, Stand 17.6.2024). Sobald Körnerfutter gereicht wird, muss auch Grit angeboten werden (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

### 5.6.2.1.3. Greifvögel

Da Jungvögel zu Beginn noch kein Gewölle bilden können, sollten zunächst nur kleine Stücke zerkleinerter Futtertiere gereicht werden. Eingeweide, Fell/ Federn,

Kopf, Füße und größere Knochen müssen zuvor entfernt werden. Das zerkleinerte Fleisch wird mit Mineral- und Vitaminmischungen angereichert. Die Fütterung kann mithilfe einer Pinzette erfolgen, die seitlich in Augenhöhe an den Schnabel herangeführt wird (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009). Nachdem die ersten Exkremeante ausgeschieden wurden, sollten die Küken alle paar Stunden kleine, mundgerechte Stücke von Futtertieren erhalten. Wenn das Küken gut verdaut und der Kot normal erscheint, kann die Fütterung auf alle vier Stunden ausgedehnt werden. Ab einem Alter von fünf Wochen kann die Fütterung auf drei Mal täglich reduziert werden. Die Größe der Fütterungsstücke sollte jedoch erhöht werden. Ab der siebten Woche sind sie in der Lage, halbierte oder ganze Küken zu fressen. Während dieser Zeit ist es wichtig, dass die Vögel auch ausgewachsene Mäuse erhalten, um eine vollständige Nährstoffversorgung sicherzustellen und Fehlprägungen zu vermeiden (Ruth, 2012; Cowen, 2016). Eintagsküken, die oft als geeignetes Futter erscheinen, sind zwar sättigend, jedoch nicht sonderlich nahrhaft und können langfristig zu Nährstoffdefiziten und Fehlprägungen führen. Diese Fehlprägungen können dazu führen, dass die Vögel in der freien Natur Mäuse nicht als Nahrung erkennen und verhungern. Daher sollten in menschlicher Obhut auch andere Futtertiere wie ausgewachsene Mäuse angeboten werden (Wildvogelhilfe, 2024).

#### **5.6.2.1.4. Singvögel**

Die Artbestimmung ist im Nestlingsalter schwierig. Als Futtergrundlage für die Nestlinge können meist aufgeweichte Grillen oder Drohnenbrut mit einer Pinzette verfüttert werden. Um Mangelernährung und damit verbundene Gesundheitsrisiken zu vermeiden, werden Futterzusätze (Vitamine und Mineralstoffe) verabreicht (Wildvogelhilfe, 2024).

### **5.6.2.2. Adulte Tiere**

#### **5.6.2.2.1. Wasservögel**

Schwäne und Wasservögel benötigen während der Fütterung viel Wasser. Als Futterbehälter können große Schalen, Eimer oder tiefe Katzentoiletten verwendet werden. In diese wird das Futter gefüllt und bis zum Rand mit Wasser aufgefüllt. Weiches grünes Blattgemüse wie Kopfsalat oder Spinat sollte angeboten werden. Die Vögel fressen den ganzen Tag, so dass zwei bis drei Fütterungen notwendig sind (Goulden, 2016).

#### **5.6.2.2.2. Tauben**

Die Fütterung von adulten Tieren kann mit fertig gemischten Körnerrationen für Tauben/Wildvögel aus der Zoohandlungen oder dem Landwirtschaftshandel erfolgen (Chitty, 2016).

#### **5.6.2.2.3. Greifvögel**

Es ist wichtig zu betonen, dass die Fütterung von unverdaulichen Bestandteilen wie Fell und Federn nicht zwingend erforderlich ist und vor allem verletzten Tieren nicht gereicht werden sollte. Sobald der Vogel wieder zur selbstständigen Futteraufnahme fähig ist, sollte ihm geeignetes Futter zu der Tageszeit angeboten werden, zu der er natürlicherweise fressen würde (tagsüber bei tagaktiven Greifvögeln, morgens, abends und nachts bei Eulen). Wildvögel erkennen weißhaarige Mäuse oder gelb gefiederte Eintagsküken oft nicht als natürliche Nahrung, aber sobald diese Nahrung (teil)gehäutet ist, wird sie mit größerer Wahrscheinlichkeit gefressen (Forbes, 2016).

#### **5.6.2.2.4. Singvögel**

Bei Singvögeln ist eine Unterscheidung nach Weichfressern (Drosseln, Stare, Meisen) und Körnerfressern (Sperlingsvögel, Finken) notwendig. Die Ernährung von Weichfressern besteht überwiegend aus Insekten. Körnerfresser ernähren sich hauptsächlich von pflanzlichen Bestandteilen wie Samen, Beeren und Knospen. Für

Weichfresser und Körnerfresser gibt es kommerzielle Futtermischungen zu kaufen (Brandes, Findeltiere: Aufziehen und auswildern, 2009).

### **III. MATERIAL UND METHODEN**

#### **1. Konzeptioneller Aufbau**

Im Rahmen der Dissertation wurde ein konzeptioneller Aufbau entwickelt, der die Erstellung eines Tutorials als Teil einer Zusammenarbeit mit der Wildtierhilfe Bayern e.V. umfasst. Dieses Tutorial wurde als zentrales Element entwickelt, das zusammen mit zwei weiteren zugehörigen Tutorials ein ganzheitliches Bild ergeben soll. Dabei ist das erste Tutorial für die Öffentlichkeit bestimmt, während diese Arbeit speziell für die Tierärzteschaft entwickelt wurde. Das dritte Tutorial richtet sich an Jäger und Rehabilitatoren. Das Ziel der Tutorials ist es, vom Auffinden eines verletzten oder hilfsbedürftigen Wildtieres über die medizinische Versorgung bis hin zur erfolgreichen Wiederauswilderung umfassendes Wissen zu vermitteln. Durch die Bereitstellung von praxisnahen und gut strukturierten Lerninhalten in Form von interaktiven Tutorials soll eine Wissenslücke geschlossen werden und sowohl der fachfremden Öffentlichkeit als auch den Fachleuten im Umgang mit heimischen Wildtieren eine wertvolle Ressource zur Verfügung gestellt werden.

Zu Beginn wurde ein umfassender Überblick über die bestehende Literatur zur medizinischen Versorgung heimischer Wildtiere erstellt. Diese Recherche diente dazu, den aktuellen Stand der Wissenschaft zu erfassen und die im Praxisalltag relevanten Tierarten festlegen zu können. Diese Recherche war die Basis für die weitere Ausgestaltung des Tutorials. Auf Grundlage der gewonnenen Erkenntnisse wurde die Struktur des Tutorials entwickelt. Der Aufbau des Tutorials beginnt mit der Vermittlung wichtiger Grundlagen, wie die in Bayern geltenden gesetzlichen Vorschriften und das grundsätzliche Handling der verschiedenen Tierarten. Nach der Vermittlung der grundlegenden Kenntnisse behandelt das Tutorial ebenfalls spezifischere Themen, wie zum Beispiel die verschiedenen Untersuchungsmethoden. Ein weiterer Bestandteil des Tutorials sind die Steckbriefe zu jeder im Tutorial behandelten Säugetierart. Die Steckbriefe bieten einen Überblick über die wichtigsten physiologischen Daten, die als Grundlage für Untersuchungen und die medizinische

Versorgung dienen. Das Kernthema des Tutorials ist die medizinische Versorgung der verschiedenen Tierarten. Hierbei wird jede Tierart separat betrachtet, um die spezifischen Bedürfnisse und Anforderungen zu berücksichtigen. Neben der medizinischen Versorgung wird auch auf die kurzfristige stationäre Versorgung eingegangen. Jede Tierart wird hierbei noch einmal nach Jungtieren und adulten Tieren untergliedert, um besser auf die spezifischen Anforderungen eingehen zu können. Abschließend steht den Nutzern ein Single-Choice-Quiz zur Wissensüberprüfung zur Verfügung.

Ein weiterer wesentlicher Schritt war die Bestimmung der Zielgruppe des Tutorials. Identifiziert wurden Tiermediziner und Studierende der Veterinärmedizin. Die Inhalte des Tutorials wurden entsprechend an die Bedürfnisse und Fachkenntnisse dieser Zielgruppen angepasst.

Nachdem die Lerninhalte in Form eines Storyboards erstellt worden waren, begannen die Arbeiten zur Erstellung und praktischen Umsetzung des Tutorials.

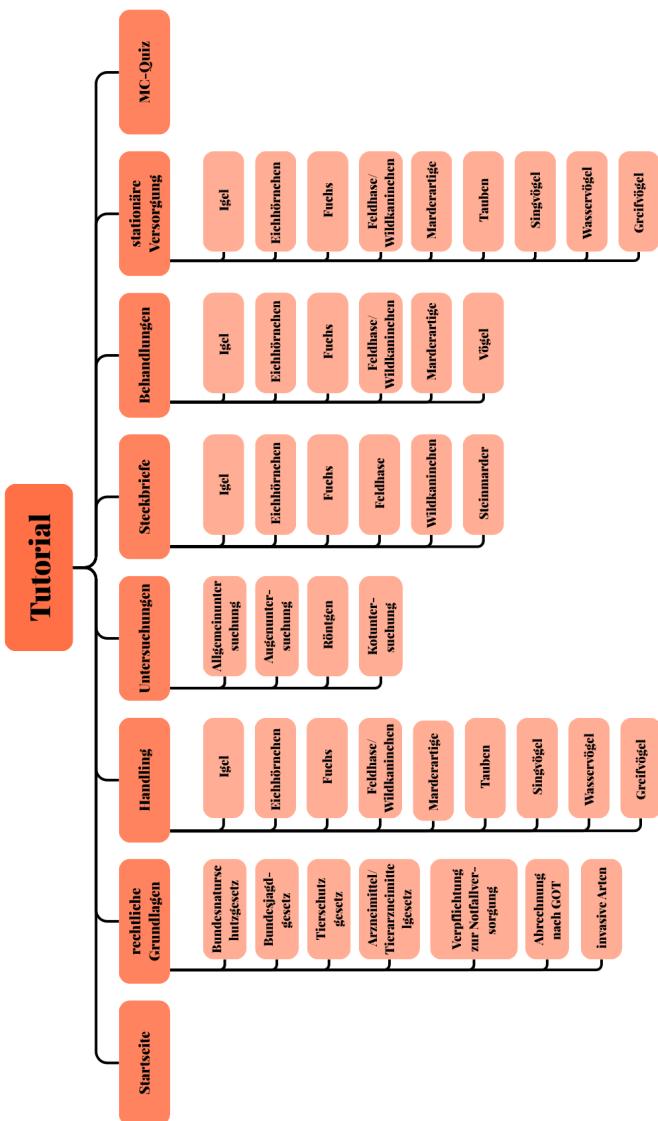


Abb. 2: Storyboard Tutorial

## 2. Erstellung des Tutorials

### 2.1. Logo

Zu Beginn wurde als Alleinstellungsmerkmal ein Logo für alle drei Tutorials mithilfe der kostenpflichtigen Software Procreate erstellt. Dafür wurde ein Ipad mini der 5. Generation und ein Apple Pencil verwendet. Das Logo zeigt drei Tiere, die stellvertretend für je ein Tutorial und dessen Zielgruppe stehen: die Eule für die Öffentlichkeit, der Fuchs für die Tierärzteschaft und der Hirsch für die Jägerschaft und Rehabilitatoren. Das Logo wurde für jedes Tutorial leicht angepasst, indem das jeweilige Tier hervorgehoben und die anderen beiden blasser dargestellt wurden. Dies dient gleichzeitig dazu die Zusammengehörigkeit der drei Tutorials zu symbolisieren, aber auch dazu, die einzelnen Tutorials klar voneinander abgrenzen zu können. Jedes Tutorial erhielt ein eigenes Farbkonzept, das sich aus dem Logo ableitet. Für die Tierärzteschaft wurden entsprechend dem Fuchs überwiegend Orangetöne verwendet. Dies diente dazu, das Look and Feel der Tutorials weiter zu vereinheitlichen und dennoch jedes durch ein eigenes Farbkonzept zu unterscheiden. Die entworfenen Logos wurden den beiden anderen Dissertationen zur freien Verwendung zu Verfügung gestellt.

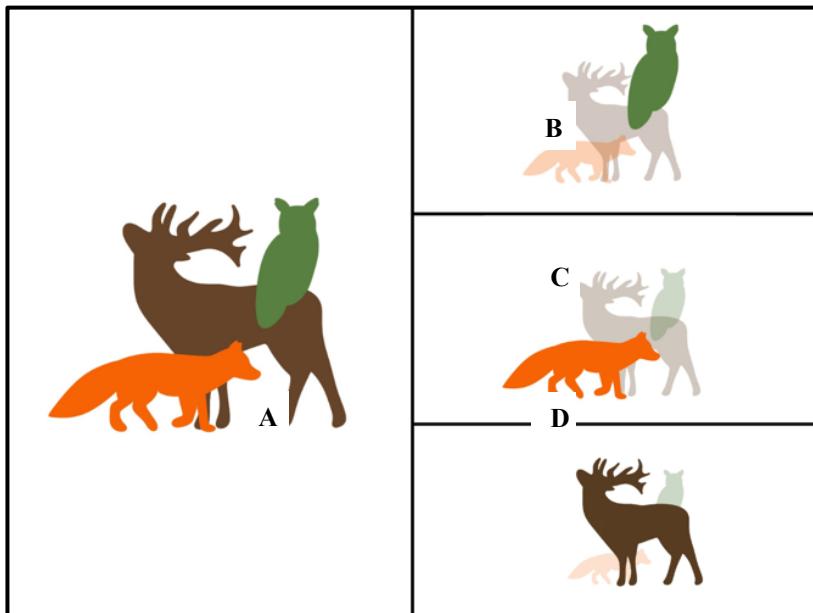


Abb. 3: Logos: (A) gemeinsames Logo der Startseite, (B) Logo Tutorial Öffentlichkeit, (C) Logo Tutorial Tierärzteschaft, (D) Logo Tutorial Jägerschaft und Rehabilitatoren

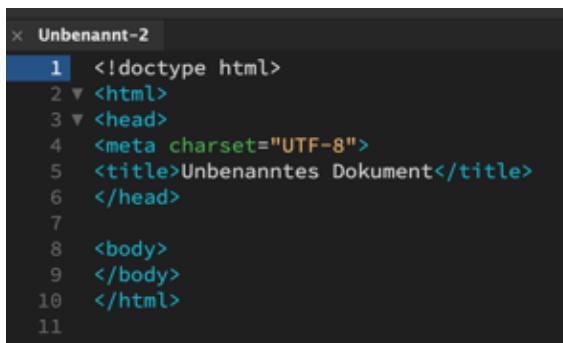
## 2.2. Programmierung

Das Online-Tutorial, welches später den Nutzern als Fortbildungsmöglichkeit zur Verfügung gestellt werden soll, wurde mithilfe von Adobe Dreamweaver erstellt. Adobe Dreamweaver ist ein leistungsfähiger HTML-Editor, der die Vorteile eines WYSIWYG-Editors (What You See Is What You Get) mit der parallelen Quelltextbearbeitung kombiniert.

Zur Erstellung des Tutorials wurde das MacBook Air (M1, 2020) verwendet. Dieses Notebook ist ausgestattet mit einem Apple M1 Chip, 8 GB Arbeitsspeicher, einer SSD mit einer Kapazität von 256 GB und einem 13,3 Zoll Retina-Display mit einer Auflösung von 2560 x 1600 Pixeln im 16:10 Format. Das Betriebssystem ist macOS.

Durch einen einheitlichen Aufbau und wiederkehrende Designelemente sollte ein konstantes „Look and Feel“ erzielt werden. Dies gewährleistet, dass die Nutzer eine nahtlose Benutzererfahrung haben, unabhängig davon, welches der drei Tutorials sie verwenden. Außerdem ist die Zusammengehörigkeit der Tutorials dadurch erkenntlicher.

Zu Beginn der Programmierung muss, um eine neue Webseite erstellen zu können, zuerst ein Projektordner erstellt werden. Dieser Ordner enthält alle Dateien und Unterordner der Webseite und dient als zentraler Speicherort für alle projektbezogenen Ressourcen wie Bilder, Videos und Tabellen. Anschließend kann in Adobe Dreamweaver ein neues Dokument erstellt und der Dateityp „HTML“ aus der Liste der verfügbaren Dokumenttypen ausgewählt werden. Um den zuvor erstellten Projektordner in Dreamweaver zu integrieren, muss er als „Lokaler Site-Ordner“ ausgewählt werden. Dadurch wird sichergestellt, dass alle im weiteren Verlauf erstellten und bearbeiteten Dateien korrekt im Projektordner abgespeichert werden. Dreamweaver erstellt daraufhin ein Standard-HTML-Gerüst. Das erstellte Grundgerüst enthält lediglich den Dokumententyp, den Namen des Dokuments und grundsätzlichen Aufbau, welcher in „head“ und „body“ untergliedert ist.



The screenshot shows a code editor window titled "Unbenannt-2". The code is a standard HTML5 template:

```
<!doctype html>
<html>
  <head>
    <meta charset="UTF-8">
    <title>Unbenanntes Dokument</title>
  </head>
  <body>
  </body>
</html>
```

Abb. 4: Grundgerüst Webseite

Dieses Grundgerüst wird nun individuell angepasst. Zuerst benennt man unter „<titel></titel>“ die Seite. Anschließend können individuell beliebig viele Elemente eingefügt werden.

Dreamweaver bietet eine Design-Ansicht bzw. Live-Vorschau-Ansicht, in der die Webseite visuell gestaltet werden kann. Diese Funktion ermöglicht es, teilweise Änderungen direkt einzufügen und zu sehen, ohne den Code manuell bearbeiten zu müssen. Jedoch sind hier nur eingeschränkt Änderungen möglich, wie beispielsweise Textänderungen. Die Bearbeitung von Bildern kann leider nur durch Anpassungen des Codes erfolgen.

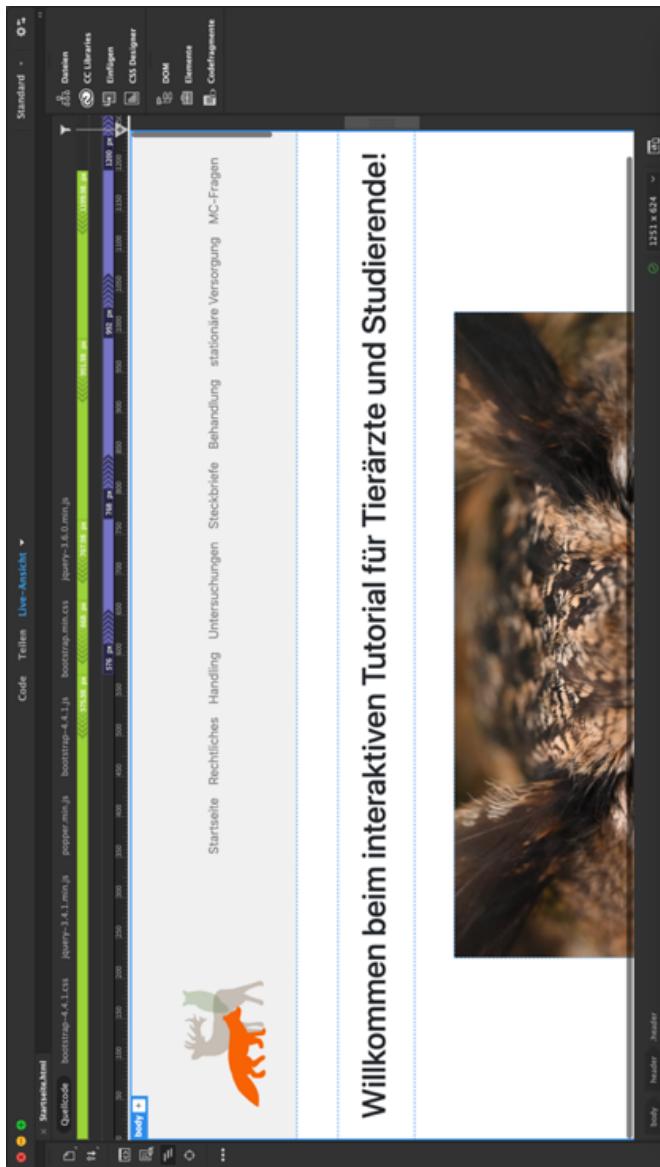


Abb. 5: Live-Ansicht Startseite des Tutorials

Grundsätzlich wird für die Gestaltung der Seiten eine sogenannte CSS-Datei erstellt. Dies wurde im Rahmen des Tutorials jedoch nicht angewendet. Da je nach Seite sehr häufig verschiedene Styles verwendet wurden, konnten Überschreibungen durch die CSS-Datei vermieden werden. Die optische Gestaltung fand daher hauptsächlich innerhalb eines Inline-Style-Tags statt.

```
<style>
    .header {
        background-color: #F0F0F0; /* Hellgraue Hintergrundfarbe */
        padding: 10px; /* Innenabstand für den Header */
        text-align: left; /* Text linksbündig ausrichten */
    }

    .header img {
        width: 200px; /* Breite des Bildes */
        height: auto; /* Automatische Höhe beibehalten */
        margin-right: 10px; /* Abstand zwischen Bild und Text (optional) */
    }

    #footer {
        background-color: #f0f0f0;
        padding: 10px;
        text-align: center;
    }

    .col-lg-12 {
        text-align: center;
    }

    .col-lg-12 offset-xl-3 col-xl-6 {
        text-align: center;
    }

    .content {
        text-align: center;
        padding: 20px;
        background-color: #ffffff; /* Hintergrundfarbe für den Inhalt */
        margin-top: 50px;
    }

    .dropdown-menu {
        display: none;
    }
```

Abb. 6: style-Elemente, hellgraue Anmerkungen zum Style

Die erste zu programmierende Seite war die Startseite. Diese Seite dient als Ausgangspunkt für alle weiteren Seiten des Tutorials, da diese das grundsätzliche Layout, welches bei allen weiteren Seiten ebenfalls angewendet wird, festlegt. In Abstimmung mit den beiden anderen Tutorials wurde zunächst eine einheitliche Kopf- und Fußzeile entwickelt, um ein konstantes Erscheinungsbild zu gewährleisten.

Die Kopfzeile enthält einerseits auf der linken Seite das entsprechende Logo, welches zurück zur gemeinsamen Startseite führt, andererseits wurde innerhalb der Kopfzeile eine Navigationsleiste (Navbar) programmiert, die den Benutzern ermöglicht, direkt zu beliebigen Bereichen des Tutorials zu gelangen. Die Fußzeile hingegen enthält den Titel des Tutorials und die Copyright-Informationen. Für eine klare optische Abgrenzung zwischen der Kopf- bzw. Fußzeile und dem „`<body>`“ bzw. dem Inhalt der Seite zu schaffen, wurde eine neutrale graue Hintergrundfarbe für beide Leisten gewählt. Dieses grundsätzliche Layout wurde für alle weiteren Seiten übernommen und der Inhalt der Seite entsprechend angepasst.

Es ist wichtig zu betonen, dass das gesamte Tutorial responsiv gestaltet wurde, um eine optimale Nutzung und Darstellung auf verschiedenen Geräten, wie Tablets oder Handys, zu gewährleisten. Dies bedeutet, dass die Webseite auf verschiedenen Bildschirmgrößen die optische Gestaltung beibehält und funktional bleibt. Anstelle von festen Layouts mit festen Pixelgrößen wird im responsiven Design mit flexiblen Layouts gearbeitet. Dies wird häufig durch die Verwendung von Prozenteinheiten (%), Viewport-Einheiten (vw, vh) oder flexiblen Grid-Systemen erreicht.

```
.container {  
width: 100%;  
max-width: 1200px;  
margin: 0 auto;  
padding: 20px;  
}
```

```
.card-body {  
display: flex;  
flex-direction: column;  
}
```

Abb. 7, 8: style-Elemente zum responsiven Design

## 2.3. Erstellung Steckbriefe

Für das Tutorial wurde von jeder ausgewählten Säugetierart ein individueller Steckbrief erstellt, der entsprechende physiologische Daten enthält. Diese Steckbriefe dienen als wichtige Referenzen für die medizinische Versorgung. Erstellt wurden die Steckbriefe mit der kostenpflichtigen Vollversion des online Designprogramms Canva. Jeder Steckbrief beinhaltet folgende Informationen:

- Name und wissenschaftlicher Name
- Zoologische Einordnung
- Foto
- Tabelle mit physiologischen Daten:
  - o Gewicht adulter Tiere
  - o Körpertemperatur
  - o Atemfrequenz
  - o Herzfrequenz
  - o Größe
  - o Geschlechtsreife
  - o Trächtigkeitsdauer
  - o Zahnformel
- Zusätzliche Informationen
- Dekorative Elemente:
  - o Fußspuren der Tiere sind als dekorative Elemente auf den Steckbriefen abgebildet, um sie optisch ansprechend zu gestalten
- Copyright Informationen

Die Steckbriefe wurden im sogenannten SVG-Format erstellt und im Programm eingefügt. Da ein SVG nicht, wie beispielsweise ein JPEG, aus Pixeln sondern aus mathematischen Formeln besteht, die die Elemente wie Farben und Formen definieren, verliert die Darstellung unabhängig von der Größe nie an Schärfe. Zusätzlich dazu kann jeder Steckbrief im PDF-Format heruntergeladen werden, indem man direkt auf den entsprechenden Steckbrief im Tutorial klickt. Demnach

kann jeder Steckbrief bei Bedarf ausgedruckt werden und auch offline genutzt werden. Diese Funktion macht die Steckbriefe möglichst nutzerfreundlich und praxistauglich.



ROT FUCHS			
V U L P E S V U L P E S			
<b>Ordnung:</b> Carnivora (Raubtiere) <b>Familie (Familia):</b> Canidae (Hundeartige)			
Gewicht adulter Tiere	W 3,5-7,2kg, M 5,5-9kg	Größe	60 bis 95 cm Schulterhöhe 40 cm Schwanz ca. 30 bis 50 cm
Körpertemperatur	39-42°C	Geschlechtsreife	ab ca. 10 Monaten
Atemfrequenz	10-30/min	Trächtigkeitsdauer	53d
Herzfrequenz	125/min	Zahnformel	I3 C1 P4 M2 I3 C1 P4 M3
<b>Besonderheit: Lebensweise</b> Füchse zeigen eine Varietät im sozialen Verhalten. Sie können allein leben, als Paar oder als Teil einer Familiengruppe. Typisch hierzu besteht eine Fuchsfamilie aus einem Elternpaar und den Jüngsten des aktuellen Jahres. Füchse sind überwiegend diätmixtgrau- und rufgrau.			
			
			

Abb. 9: Steckbrief Rotfuchs zum Download

## 2.4. Single-Choice Fragen

Im Rahmen der Erstellung der Single-Choice-Fragen (SC-Fragen) innerhalb des Tutorials sollten einige wichtige Aspekte beachtet werden. Die Fragen sollten sowohl Wissen testen als auch klar verständlich sind. Weiterhin sollte bedacht werden, dass jede Frage ein spezifisches Lernziel oder einen wichtigen Punkt aus dem Tutorial abdecken sollte. Dabei sollte auch die Schwierigkeit der Fragen angemessen sein – weder zu einfach, da es sich bei den Nutzern um Fachleute und keine Laien handelt, noch zu schwer – um die Testteilnehmer angemessen zu fordern.

Es wurden je nach Umfang bzw. Relevanz des Themas eine entsprechende Anzahl an Fragen erstellt. Insgesamt wurden 50 SC-Fragen erstellt. Um mögliche Unklarheiten auf Seiten der Nutzer zu vermeiden, wurden alle 50 Fragen als Single-Choice-Fragen programmiert.

Jede Frage sollte klar dabei und unmissverständlich formuliert sein. Daher wurden Negativformulierungen oder doppeldeutigen Formulierungen in den Fragen oder Antwortmöglichkeiten vermieden. Auch die Länge der Antwortmöglichkeiten sollte ähnlich sein, um keine Hinweise auf die richtige Antwort zu geben. Wenn eine Antwort wesentlich länger oder detaillierter ausformuliert ist, kann das bereits die Testteilnehmer beeinflussen.

Die Reihenfolge der Antwortmöglichkeiten wurde zufällig platziert, um ein Muster zu vermeiden. Dies verhindert, dass Testteilnehmer Muster erkennen und darauf basierend raten können. Schließlich sollte die Grammatik der Antwortmöglichkeiten einheitlich mit dem Fragenstamm sein, um zur Klarheit beizutragen und Missverständnisse zu vermeiden.

Diese Kriterien wurden alle einbezogen, wie man anhand des folgenden Beispiels sehen kann:

"Welches Gesetz erlaubt die vorübergehende Aufnahme von kranken, hilflosen oder verletzten Wildtieren zur Genesung?

A) Bundesnaturschutzgesetz (BNatSchG) § 45 Absatz 5

B) Bundesjagdgesetz (BJagdG) § 1 Absatz 1,

C) Tierschutzgesetz (TierSchG) § 2,

D) Arzneimittelgesetz (AMG) § 56a Absatz 2."

In diesem Beispiel ist die Frage klar formuliert und konzentriert sich auf ein spezifisches Gesetz, das relevant für die Aufnahme von Wildtieren ist. Der Inhalt dieses Gesetzes wurde im Bereich „Gesetzliche Grundlagen“ genauer erläutert.

Alle Antwortmöglichkeiten haben ungefähr die gleiche Länge und sind einem einheitlichen Stil formuliert, was das Erraten der richtigen Antwort erschwert.

Nach der Konzipierung der Fragen, wurden diese alle mithilfe von Adobe Dreamweaver als interaktive Single-Choice-Fragen programmiert.

### **3. Erstellung des Bild- und Videomaterials**

Im Rahmen der Erstellung des Bild- und Videomaterials für diese Dissertation wurde eine Nikon Z5 Kamera verwendet. Die Nikon Z5 ist eine Vollformat-Spiegellose Kamera. Die Aufnahmen wurden im NEF-Format gespeichert, um eine spätere Bildbearbeitung zu erleichtern. Die Kamera verfügt über eine Gesamtpixelzahl von 24,93 Millionen und ein Staubreduzierungssystem. Zwei SD-Kartenfächer ermöglichen die Verwendung einer Reservekarte oder die separate Speicherung von NEF-(RAW-) und JPEG-Dateien. Die Belichtungszeit reicht von 1/8000 bis 30 Sekunden, wobei Langzeitbelichtungsoptionen ebenfalls verfügbar sind. Die Kamera wurde mit zwei verschiedenen Objektiven genutzt, dem NIKKOR Z MC 105 mm

1:2,8 VR S Makroobjektiv und dem Zoomobjektiv NIKKOR Z 24–50 mm 1:4–6,3. Zur Speicherung der Aufnahmen wurde eine SanDisk 128-GB-Speicherkarte verwendet. Mit Aufnahmegeschwindigkeiten von bis zu 90 MB/s eignet sich die Karte ideal für schnelle Aufnahmen.

Die Bild- und Videoaufnahmen der Tiere wurden ausschließlich in ihrer natürlichen Umgebung, oder während der medizinischen Versorgung in verschiedenen Einrichtungen erstellt. Daher musste kein Tier ausschließlich für die Erstellung des Bildmaterials fixiert werden. Der Schwerpunkt bei der Anfertigung des Bild- und Videomaterials lag darauf, authentische Situationen während der medizinischen oder stationären Versorgung der Tiere festzuhalten.

Da während der Tätigkeit in der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische und den verschiedenen Hospitationen in Wildtierauffangstationen nicht alle benötigten Krankheitsbilder aufgetreten sind, wurden einzelne Bilder, im Bereich medizinische Behandlung, von Mitarbeitern der Wildtierauffangstationen zur Verfügung gestellt. Diese Bilder wurden im Tutorial mit einem Copyright versehen, um eine klare Abgrenzung vom restlichen selbst erstellten Bildmaterial zu schaffen.

Die verwendeten Röntgenaufnahmen wurden hauptsächlich in der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische mit dem Röntgengerät GIERTH HF400A erstellt.

Für die Bearbeitung der Bilder wurde mit zwei Programmen gearbeitet. Zum einen mit der in der „Adobe Creativ Cloud“ erhältlichen Version 25.7 Photoshop und dem kostenpflichtigen Programm PhotoScape X.

#### **4. Evaluation**

In einem fortgeschrittenem Erstellungsstadium wurden die Grundseiten des Tutorials zur Verbesserung der Benutzerfreundlichkeit einer Evaluation unterzogen. Zu diesem Zweck wurde das Tutorial 10 Tierärzten präsentiert, um wertvolles Feedback aus der Praxis zu erhalten. Diese Gruppe setzte sich aus zwei unterschiedlichen Fachrichtungen zusammen: fünf der Tierärzte behandeln regelmäßig heimische Wildtiere, während die anderen fünf hauptsächlich Kleintiere oder Großtiere betreuen. Die Teilnehmer durchliefen das gesamte Tutorial eigenständig und wurden gebeten, ihre Erfahrungen und Eindrücke in einem bereitgestellten Evaluationsbogen zu dokumentieren. Der Evaluationsbogen konzentrierte sich auf die Benutzerfreundlichkeit und die Praxisrelevanz. Insgesamt gab es fünf Themenblöcke mit jeweils drei bis vier Fragen, die handschriftlich in Freitextbereichen beantwortet werden mussten.

Nach der Auswertung der Evaluationsbögen erfolgte zunächst eine Anpassung des Tutorials. Anschließend wurde eine erneute Evaluation durchgeführt, um die Anpassungen, hinsichtlich ihrer Akzeptanz und Anwendbarkeit, überprüfen zu können.



## **IV. ERGEBNISSE**

### **1. Tutorial**

Beim Start des Tutorials auf dem Speichermedium wird zunächst die gemeinsame Startseite geöffnet. Sie stellt den zentralen Einstiegspunkt in das Gesamtprojekt dar und ermöglicht den direkten Zugang zu den drei thematisch gegliederten Haupttutorials.

Im oberen Bereich der Seite befindet sich die einheitliche Kopfzeile mit dem gemeinsamen Logo. Darunter sind drei Banner angeordnet, die jeweils eines der Tutorials repräsentieren. Sobald der Mauszeiger über eines der Banner geführt wird, erscheint der Titel des entsprechenden Tutorials. Durch einen einfachen Mausklick auf das gewünschte Banner wird der Benutzer direkt zur jeweiligen Lerneinheit weitergeleitet.

Nach der Veröffentlichung über die Website der Wildtierhilfe Bayern e. V. (WTH) soll diese Startseite ebenfalls als erste Seite des Onlineangebots fungieren. Sie ist dann direkt über die Projektseite erreichbar und bildet auch dort den zentralen Zugangspunkt zu den Inhalten der einzelnen Tutorials.



Abb. 10: gemeinsame Startseite der 3 Tutorials

Die Login-Seite wurde bisher nur mit beispielhaften Zugangsdaten programmiert, um die Funktionsweise veranschaulichen zu können. Diese Lösung wurde gewählt, da die Implementierung einer vollständigen Datenbanklösung im Rahmen der Dissertation aktuell nicht umsetzbar ist. In der finalen veröffentlichten Version können die Zugangsdaten jedoch individuell für jeden Nutzer angepasst werden, um eine sichere und personalisierte Anmeldung zu gewährleisten.

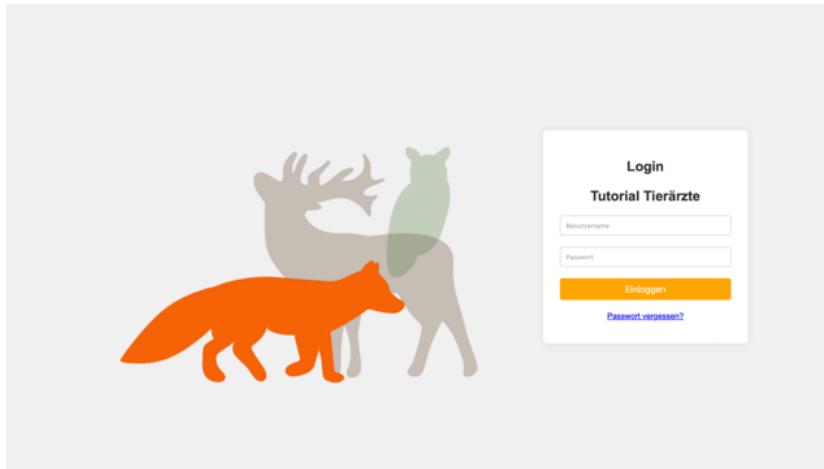


Abb. 11: Login-Seite des Tutorials für die Tierärzteschaft

Nach dem Login gelangen die Nutzer zunächst zur Startseite des Tutorials. Das Tutorial richtet sich speziell an Tierärzte und Studierende der Tiermedizin und ist in acht Kapitel unterteilt, die jeweils erneut in verschiedene Unterkapitel untergliedert sind. Jedes Kapitel verfügt über eine eigene Startseite, die thematisch passende Inhalte und Benutzerhinweise enthält.

Die Startseite enthält ein Bilderkarussell, welches einen kurzen thematischen Einstieg darstellt. Dieses besteht aus drei Bildern mit Text, die den Zweck des Tutorials, die Umsetzung und die Gründe für dessen Entstehung kurz erläutern. Zusätzlich gibt ein Benutzerhinweis weitere Orientierungshilfen.

The screenshot shows the homepage of an interactive tutorial. At the top left is a logo featuring three stylized animals: a deer, a fox, and a squirrel. The top right contains a navigation menu with links: Startseite, Rechtliches, Handlung, Untersuchungen, Steckbriefe, Behandlung, stationäre Versorgung, and MC-Fragen. Below the menu is a main heading: "Willkommen beim interaktiven Tutorial für Tierärzte und Studierende!". A central image shows a small brown rodent being held gently by two hands wearing white gloves. A dark overlay box covers the bottom of the image, containing the text "Was?" and "Ein interaktives Tutorial über den Themenkomplex \*Behandlung von heimischen Wildtieren\*". Below this, there's a section titled "Benutzerhinweis" with general instructions and navigation tips. Further down, there are sections for "Untersuchungen", "Steckbriefe", "Behandlung", "Stationäre Versorgung", and "MC-Fragen", each with a brief description. At the bottom, there's a "Funktionen:" section with information about interactive elements and a "Zeitlicher Rahmen:" section with a note about the tutorial's duration.

Willkommen beim interaktiven Tutorial für Tierärzte und Studierende!

Was?  
Ein interaktives Tutorial über den Themenkomplex \*Behandlung von heimischen Wildtieren\*.

**Benutzerhinweis**

Willkommen zu unserem interaktiven Tutorial! Hier sind einige Hinweise, die Ihnen bei der Navigation und Nutzung dieser Plattform helfen:

**Überblick:**  
Dieses Tutorial ist Teil einer Reihe von drei interaktiven Lernmodulen, die darauf abzielen, die Behandlung heimischer Wildtiere zu verbessern. Unsere anderen Module richten sich an die Öffentlichkeit und an Jäger und Rehabilitatoren. Dieses spezielle Modul ist für Tierärzte und Studierende konzipiert.

**Navigation:**

Startseite: Durch einen Klick auf das Logo oben links gelangen Sie jederzeit zurück zur Hauptstartseite, von der aus Sie Zugang zu allen drei Tutorials haben.

Menüleiste: Verwenden Sie die Menüleiste oben, um direkt zu verschiedenen Abschnitten des Tutorials zu navigieren:

Rechtliches: Informationen zu gesetzlichen Bestimmungen und Vorschriften.  
Handlung: Praktische Anleitungen zur sicheren Handhabung der Tiere.

Untersuchungen: Diagnostische Methoden und Techniken.  
Steckbriefe: Physiologische Daten der in diesem Tutorial behandelten Säugetier-Tierarten.  
Behandlung: Übersicht über medizinische Versorgung der Tiere  
Stationäre Versorgung: Hinweise zur kurzfristigen Unterbringung und Verpflegung der Tiere während einer medizinischen Behandlung.  
MC-Fragen: Multiple-Choice-Fragen zur Selbstüberprüfung und Festigung des Gelernten.

Funktionen:

Interaktive Elemente:  
Die blau hinterlegten Begriffe sind Verlinkungen, bei denen Bilder, Videos oder Zusatzinformationen bereitgestellt werden.  
Die Steckbriefe und die Diagramme im Behandlungsteil können per Mausklick heruntergeladen werden.

Zeitlicher Rahmen:  
Das Tutorial ist so gestaltet, dass Sie es in Ihrem eigenen Tempo durcharbeiten können. Planen Sie insgesamt etwa 3-4 Stunden ein, um alle Inhalte gründlich zu erfassen.

Viel Spaß beim Lernen und viel Erfolg bei der Anwendung des Gelernten in Ihrer Praxis!

Abb. 12: Startseite Tutorial für die Tierärzteschaft

Das zweite Kapitel, „Gesetzliche Grundlagen“, beinhaltet relevante Rechtsbestimmungen wie das Bundesnaturschutzgesetz, Jagdrecht, Tierschutzgesetz und andere, die bei der Aufnahme und Behandlung heimischer Wildtiere zu beachten sind. Die Startseite dieses Kapitels ist mit farbigen Kacheln gestaltet. Jede Kachel steht für eine Rechtsvorschrift.

## Rechtliche Grundlagen für die Aufnahme und Behandlung von Wildtieren

**Benutzerhinweis:** Um mehr über die rechtlichen Grundlagen zur Aufnahme und Behandlung von Wildtieren zu erfahren, klicken Sie bitte auf die entsprechenden Kästchen. Jedes Kästchen führt Sie zu einem spezifischen Abschnitt, wie dem Bundesnaturschutzgesetz, dem Bundesjagdgesetz oder dem Tierschutzgesetz.

Nach dem Lesen eines Abschnitts können Sie mit Hilfe der Pfeile vor- oder zurückblättern, um die anderen rechtlichen Grundlagen zu erkunden. Alternativ können Sie auch die Navigationsleiste oben verwenden, um direkt zu einem bestimmten Abschnitt zu gelangen.



Abb. 13: Startseite rechtliche Grundlagen

Die relevanten Gesetze werden auf den folgenden Seiten kurz und prägnant erläutert. Durch die Einbindung von Symbolen wird die Anschaulichkeit und Übersichtlichkeit deutlich gesteigert, da in diesem Themenbereich auf den Einsatz von Fotos zur Veranschaulichung verzichtet wurde. Die Navigation zwischen den einzelnen Gesetzesstexten ist einfach gestaltet durch die Vor- und Zurück-Pfeile am unteren Rand der Seite gestaltet. Alternativ kann aber auch die Navigationsleiste genutzt werden, um zwischen den Gesetzen zu wechseln.

## Bundesnaturschutzgesetz (BNatSchG)

Die wichtigsten Punkte, die in Verbindung mit dem BNatSchG beachtet werden müssen:

 Das Bundesnaturschutzgesetz verbietet die Entnahme von besonders geschützten Arten, einschließlich einheimischer Säugetiere wie dem europäischen Braunbrustigel.

 Gemäß § 44 Absatz 2 Satz 1 Nummer 1 BNatSchG ist die Entnahme solcher Tiere aus der Natur untersagt, es sei denn, es liegt eine temporäre Aufnahme von kranken oder verletzten Tieren zur Genesung gemäß § 45 Absatz 5 BNatSchG vor.

 Die temporäre Aufnahme und Pflege von Tieren, einschließlich Jungtieren, ist erlaubt, bis sie in der Lage sind, selbstständig zu überleben. Anschließend müssen sie umgehend in ihre natürliche Umgebung zurückgeführt werden.

 Die Aufnahme von streng geschützten Tierarten muss der zuständigen Behörde gemeldet werden, in der Regel der unteren Naturschutzbehörde des Landkreises.

 Bei Zweifeln an der ordnungsgemäßen Versorgung oder bei stark bedrohten Arten kann die Naturschutzbehörde die Weitergabe an eine Auffangstation anordnen.

[← Vorherige Seite](#)   [Nächste Seite →](#)

Abb. 14: Darstellung des Bundesnaturschutzgesetzes

Im dritten Kapitel werden verschiedene Fixationsmethoden erläutert, die grundlegend für die Untersuchung und medizinische Versorgung der Tiere sind. Die Startseite zeigt Fotos der jeweiligen Tierarten zur besseren Visualisierung. Dieses Layout wird auch in den Kapiteln „Steckbriefe“, „Medizinische Versorgung“ und „Stationäre Versorgung“ verwendet.

## Handling

**Benutzerhinweis:** In diesem Abschnitt des Tutorials erhalten Sie einen umfassenden und anschaulichen Überblick über die wichtigsten Handlings- bzw. Fixationsmethoden. Bewegen Sie einfach Ihren Mauszeiger über die Bilder, um zu sehen, welches Tier dargestellt ist. Klicken Sie dann auf das entsprechende Bild, um direkt zur gewünschten Tierart weitergeleitet zu werden.

Mit Hilfe der Pfeile am unteren Bildrand können Sie sich zwischen den Tierarten hin und her bewegen, ohne zur Startseite zurückkehren zu müssen.



Abb. 15: Startseite Handling

Die Fixationsmethoden werden an dieser frühen Stelle erklärt, da sie die Grundlage für die Untersuchungen und die medizinische Versorgung der Tiere bilden. In farbig umrahmten Kästen werden die Fixationsmethoden dargestellt. Außerdem wird das benötigte Equipment, das an die jeweilige Tierart angepasst wurde, bildlich anhand von Symbolen dargestellt. Darüber hinaus zeigen Fotos oder Videos die Fixierungsmöglichkeiten, wodurch eine leichtere Umsetzung in der Praxis gewährleisten soll.



### Handling Igel

Das dichte Stachelschädel und die Fähigkeit eines gesunden Igels, sich einzurollten, stellen bei einer eingehenden Untersuchung, etwa zur Geschlechtsbestimmung, eine Herausforderung dar. Daher ist es von entscheidender Bedeutung, den Igel zu entrollen, um eine gründliche Untersuchung zu ermöglichen.

Zu den allgemeinen Grundsätzen gehört die Vermeidung von Lärm, ungeschickter Handhabung und Berührung von Gesicht, Tasthaaren oder Bauch, da dies den Igel dazu anregt, sich zusammenzurollen.

### Equipment



### Methoden

- Streichen Sie mit sanftem Druck von der Rückenmitte Richtung Steiß. Wiederholen Sie dies einige Male.
- Setzen Sie den Igel in eine flache, mit max. 1cm hoch gefüllte Schale mit Wasser. ACHTUNG: Nur für fitte Tiere geeignet. Den Igel niemals unter Wasser halten.
- Nehmen Sie den eingerollten Igel mit dem Rücken nach oben in beide Hände und wiegen Sie ihn leicht auf und ab.
- Leichte Sedierung



Sobald der Igel sich entrollt hat, sollten die Hintergliedmaßen ergriffen werden, damit ein erneutes Einrollen des Igels verhindert werden kann. Anschließend ist nur eine Allgemeinuntersuchung, auch der Bauchseite möglich.

Für den Transport eines Igels ist eine geschlossene Transportbox empfehlenswert, um Sicherheit und Wohlbefinden des Tieres zu gewährleisten. Bei kurzen Strecken kann alternativ der Igel, wie auf dem Bild dargestellt, behutsam im eingerollten Zustand mit beiden Händen getragen werden. Dabei ist darauf zu achten, den Igel sicher und schonend zu handhaben, um mögliche Verletzungen oder Stress zu vermeiden.



[← Vorherige Seite](#) [Nächste Seite →](#)

Abb. 16: Handling Igel

Das vierte Kapitel widmet sich den Untersuchungsmethoden und beschreibt die Allgemeinuntersuchung, Augenuntersuchung, Röntgen und Kotuntersuchung. Die Startseite ist durch charakteristische Bilder illustriert, die die verschiedenen

Untersuchungstechniken darstellen. Auch hier gelangt man direkt per Mausklick auf das entsprechende Bild zur gewünschten Untersuchungsmethode.



## Untersuchungen

**Benutzerhinweis:** In diesem Abschnitt des Tutorials erhalten Sie einen Überblick über die wichtigsten Untersuchungsmethoden. Bewegen Sie einfach Ihren Mauszeiger über die Bilder, um zu sehen, welche Untersuchungsmethode dargestellt ist. Klicken Sie dann auf das entsprechende Bild, um direkt zur gewünschten Untersuchungsmethode weitergeleitet zu werden.

Mit Hilfe der Pfeile am unteren Bildrand können sie sich zwischen den Untersuchungsmethoden hin und herbewegen, ohne zur Startseite zurückkehren zu müssen.



Abb. 17: Startseite Untersuchungsmethoden

Zu Beginn wird ausführlich auf die Allgemeinuntersuchung eingegangen. Diese Untersuchung bildet die Grundlage für jegliche weitere Diagnostik und wird in mehreren Schritten detailliert beschrieben. Der erste Schritt umfasst die Anamnese, bei der die Vorgeschichte und relevante Informationen über das Tier erfasst werden. Im Anschluss daran erfolgt die Vorbereitung der Allgemeinuntersuchung, bei der alle notwendigen Maßnahmen getroffen werden, um eine umfassende und präzise Untersuchung zu gewährleisten. Ebenfalls wird auf die Notwendigkeit einer Narkose eingegangen, um ggf. eine stressfreie und sichere Untersuchung zu ermöglichen. Nach der Vorbereitung folgt die strukturierte Untersuchung des Tieres, die systematisch und methodisch durchgeführt wird.

Ein besonderes Augenmerk liegt hierbei auf dem sogenannten "REH-Schema". Dieses Schema erklärt die drei wichtigen Pfeiler in der medizinischen Versorgung von Wildtieren. Es sollte immer eine Rehabilitation der Tiere angestrebt werden. In

Ausnahmefällen, wenn es beispielsweise dem Artenschutz dient, können Tiere, welche nicht trotz medizinischer Versorgung nicht mehr die volle Wildbahntauglichkeit erreichen können, langfristig in menschlicher Obhut gehalten werden. Wenn kein Behandlungserfolg besteht oder die Tiere nicht in menschlicher Obhut gehalten werden können/sollten, ist eine Euthanasie eine humane Lösung, um Leid zu vermeiden. Diese Grundsätze sollten zu jeder Zeit beachtet werden und dienen als Grundlage für die Entscheidungshilfen, in Form von Flussdiagrammen, welche im Kapitel „medizinische Versorgung“ aufgeführt werden.



Abb. 18: REH-Schema

Auf den nachfolgenden Seiten werden dann spezifischere Untersuchungsmethoden wie Augenuntersuchung, Röntgen und Kotuntersuchung erklärt. Diese weiterführenden Untersuchungen bauen auf den Ergebnissen der Allgemeinuntersuchung auf und ermöglichen eine präzisere Diagnose und gezielte Behandlung.

Bei der Augenuntersuchung wird speziell auf die Untersuchung von Vögeln eingegangen, da bei Wildsäugern die Augenuntersuchung denen von Klein- bzw. Heimtieren ähnelt.

## Augenuntersuchung

Die Erläuterungen im Folgenden beziehen sich lediglich auf die Augenuntersuchung beim Vogel,  
da die Augenuntersuchung von Säugetieren analog zum Haustier erfolgt.

**Bedeutung der Augenuntersuchung:** Ein voll funktionsfähiger Visus und gesunde Augen sind für die Überlebensfähigkeit von Wildvögeln essenziell. Eine Augenuntersuchung deckt mögliche Sehbeeinträchtigungen auf, da bei etwa einem Drittel der Vogelpatienten nach einem Trauma äußerlich nicht sichtbare Blutungen im Augenhintergrund auftreten, die den Sehsinn beeinträchtigen und somit die Überlebensfähigkeit in der Natur gefährden könnten.

**Anamnese:** Aufgrund der begrenzten Informationen ist es besonders wichtig, die Fundumstände des Tieres zu erfragen, da diese mögliche Hinweise auf die Verletzung/ Erkrankung geben können.

**Unterschiede zum Säugerauge:** Die Anatomie des Vogelauges weist zahlreiche Unterschiede zu Säugetieren auf, wie z.B. eine gestreifte statt glatte Augenmuskulatur (daher sind gängige Mydriatika für Säugetiere hier unwirksam) und spezielle Strukturen wie das Pecten oculi.

**Vorbereitung der Untersuchung:** Eine effektive Vorbereitung minimiert die Untersuchungsdauer und den Stress für das Tier.

**Fixation des Tieres:** Die Fixation des Vogels durch eine Hilfsperson ist notwendig für eine genaue Untersuchung.



### Adspektion

#### Adspektion im Käfig:

- Futteraufnahme
- Orientierung im Käfig
- Fluchtverhalten
- Körperhaltung

#### Außere Adspektion der Augen und umgebenden Strukturen:

- Betrachtung des Kopfes sowohl von vorne als auch von der Seite, wobei speziell auf Symmetrie, Verletzungen, Augenausfluss etc. geachtet wird
- ohne zusätzliche Lichtquelle
- ACHTUNG! Insbesondere bei Eulenvögeln ist es wichtig, die Ohröffnungen zu untersuchen. Aufgrund ihrer exponierten Augenposition treten bei diesen Arten bei Bulbusrupturen und Frakturen des Skleralringes an dieser

### Distanzuntersuchungen

#### Distanzuntersuchung im seitlich auffallenden Licht:

Die Lichtquelle befindet sich im temporalen Bereich der Hornhaut. Der Untersucher beurteilt die vorderen Augenstrukturen bis zur Linse, während er seine Blickrichtung variiert und dabei eine punktförmige Lichtquelle oder Handspaltlampe verwendet.

#### Distanzuntersuchung im seitlich durchfallenden Licht:

Die Lichtquelle befindet sich ebenfalls im temporalen Bereich der Hornhaut. Der Untersucher richtet seinen Blick parallel zum Linsen-Iris-Diaphragma und beurteilt dabei Konturveränderungen, Tiefe und Inhalt der Vorderkammer sowie Iris- und

### Spezielle ophthalmologische Untersuchungen

- **Biomikroskopie mit Handspaltlampe:** Diese Methode ermöglicht die genaue Untersuchung des vorderen dioptrischen Apparats des Auges, einschließlich der Hornhaut, der vorderen Augenkammer und der Linse. Sie wird häufig verwendet, um Fremdkörper oder Linsentrübungen wie Katarakte zu lokalisieren. Durch den Einsatz von optischem Zubehör können auch der vordere Augenkammerwinkel, der Glaskörper und der Augenhintergrund betrachtet werden. Eine Handspaltlampe mit mindestens 15-facher Vergrößerung wird empfohlen.
- **Schirmer-Tränen-Test (STT):** Dieser Test dient zur Bewertung der

Abb. 19: Augenuntersuchung

Im nächsten Kapitel werden die Steckbriefe verschiedener heimischer Säugetiere vorgestellt. Dieses Kapitel konzentriert sich ausschließlich auf Säugetiere, da die Vögel zu Gruppen zusammengefasst wurden und durch die Artenvielfalt eine Erarbeitung von Steckbriefen aller heimischen Wildvögel zu umfangreich wäre.

Jeder Steckbrief enthält Informationen über das Gewicht adulter Tiere, die Körpertemperatur, Atemfrequenz, Herzfrequenz, Größe der Tiere, Geschlechtsreife, Trächtigkeitsdauer und Zahnformel. Diese physiologischen Daten sind besonders von praktischer Bedeutung, um Abweichungen erkennen zu können. Die Steckbriefe sind alle als Download verfügbar.



## ROTFUCHS

V U L P E S V U L P E S

Ordnung: Carnivora (Raubtiere)  
Familie (Familia): Canidae (Hundeartige)

Gewicht adulter Tiere	W 3,5-7,5kg, M 5,5-9kg	Größe	60 bis 95 cm Schulterhöhe 40 cm Schwanz ca. 30 bis 50 cm
Körpertemperatur	39-40°C	Geschlechtsreife	ab ca. 10 Monaten
Atemfrequenz	15-30/min	Trichigkeitsdauer	53d
Herzfrequenz	125/min	Zahnformel	I3 C1 P4 M2 (I3 C1 P4 M3)



Besonderheit: Lebensweise  
Füchse zeigen eine Verletzung im sozialen Verhalten.  
Sie können allein leben, als Paar oder als Teil einer Familiengruppe. Typischerweise besteht eine Fuchsfamilie aus einem Elternpaar und den Jünglingen des aktuellen Jahres. Füchse sind überwiegend diämmungs- und nachtaktiv.



Abb. 20: Bsp. Steckbrief Rotfuchs

Das fünfte Kapitel bildet das wichtigste Thema des Tutorials, nämlich die medizinische Versorgung von Wildtieren. Jede Tierart wird einzeln behandelt und in Unterkapitel unterteilt, die über ein Akkordeon-Menü zugänglich sind. Oberhalb des Akkordeons befindet sich ein Benutzerhinweis zur kurzen Erklärung der Anwendungen.

### Medizinische Versorgung Igel

Dieser Abschnitt widmet sich der medizinischen Versorgung des Igels.

So funktioniert es:

**1. Accordeon-Menü:** Klicken Sie auf die Überschriften, um die entsprechenden Inhalte einzublenden.

**2. Blau hinterlegte Begriffe:** Innerhalb des Textes finden Sie blau hinterlegte Wörter. Ein Klick darauf öffnet ein Pop-up-Fenster, das zusätzliche Informationen in Form von Bildern, Videos, Diagrammen und weiteren relevanten Inhalten präsentiert.

**3. Flussdiagramm:** Neben dem Text finden Sie ein Flussdiagramm, das den Inhalt in einer übersichtlichen grafischen Darstellung zusammenfasst. Klicken Sie darauf, um das Flussdiagramm herunterzuladen. Es dient als praktischer Leitfaden für die Anwendung des im Text präsentierten Wissens in der Praxis.

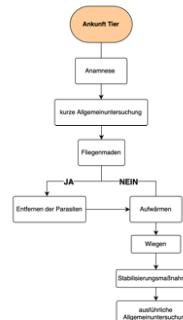


#### Erstversorgung

##### Eingangsuntersuchung:

Nach der Ankunft des Tieres wird eine standardisierte Anamnese durchgeführt, gefolgt von einer kurzen allgemeinen Untersuchung. Flegmeler oder Maden müssen gründlich entfernt werden, bevor weitere Maßnahmen ergriffen werden können. Das Tier darf erst anschließend aufgewärmt werden, um Schäden durch Madenfraß zu vermeiden. Geeignete Methoden zum Aufwärmen sind ein Snuglet oder eine Wärmflasche. Heizkissen sind weniger geeignet, da sie Verbrennungen verursachen könnten. Nach dem Wiegen des Tieres können stabilisierende Maßnahmen ergriffen werden, wie eine Körperwarme Infusion, und mit der Fütterung beginnen werden.

Das folgende Bild zeigt die drei unterschiedlichen Ernährungsstadien beim Igel:



##### Weiterführende Untersuchung:

Erst nach Stabilisierung des Tieres kann eine detailliertere Untersuchung erfolgen. Weiterführende Informationen zum sicheren Handling von Igeln finden Sie im Kapitel "Handling".

#### Verletzungen

#### Parasiten

Abb. 21: Medizinische Versorgung am Beispiel Braunbrustigel mit ausgeklapptem Akkordeon-Element am Beispiel Erstversorgung beim Igel

In jedem Akkordeon-Menüpunkt ist eine kurze textliche Zusammenfassung des Inhalts dargestellt. In diesem Text sind blau hinterlegte Verlinkungen enthalten. Wenn auf diese geklickt wird, erscheint ein Fenster mit beispielsweise einem Foto, Video oder anderen Hintergrundinformationen wie Gewichtstabellen oder Applikationsarten. Auf der rechten Seite, neben dem Text, ist immer ein Flussdiagramm abgebildet, das die Thematik schematisch zusammenfasst und als Leitfaden herangezogen werden kann. Auch jedes dieser Diagramme kann heruntergeladen werden.



Abb. 22: Pop-up-Fenster am Beispiel Ballonigel

Ursprünglich sollte der Teil der medizinischen Versorgung ausschließlich aus Flussdiagrammen bestehen, ergänzt durch Buttons an den entsprechenden Stellen. Dies war jedoch technisch nicht umsetzbar, da das responsive Design dazu führte, dass sich die Buttons je nach Größe des Bildschirms verschoben und daher in manchen Ansichten die Zugehörigkeit eines Buttons nicht mehr eindeutig erkennbar war. Daher wurde eine kurze schriftliche Form umgesetzt, in der die Verlinkungen

den gleichen Nutzen wie ein Button erfüllen. Dadurch wurde auch noch die Übersichtlichkeit des Flussdiagramms erhöht.

Das vorletzte Kapitel gibt einen kurzen Überblick über die Unterbringung und Fütterung von Tieren nach oder während einer medizinischen Behandlung. Eine adäquate Unterbringung und Fütterung sind entscheidend für den Behandlungserfolg.

## Stationäre Versorgung von Wasservögeln

### Unterbringung

#### Jungtiere

- Kücken derselben Größe und desselben Alters können gemeinsam untergebracht werden, auch wenn sie verschiedenen Arten angehören.
- Vermeidung einer menschlichen Prägung ist essenziell.
- Zu Beginn sollten die Tiere in sogenannten Nestflüchterboxen untergebracht werden.
- Die Box sollte leicht zu reinigen und mit rutschfestem Bodengrund wie Harzschalen oder Küchenspierr ausgestattet werden.
- Alternativ können auch fertige Kükenheime verwendet werden.
- Junge Wasservögel sind ab dem Zeitpunkt des Schlüpfens "wasseratwendend", daher sollte nicht von Beginn an ein Zugang zu Wasser gegeben werden.
- Sobald die Küken stabil sind und fressen, können sie für kurze Zeit unter Beobachtung ins warme Wasser gesetzt werden.
- Die Küken müssen in einen Laufkäfig umziehen, wenn sie keine zusätzliche Wärme mehr benötigen und ein wasseratwendendes Gefieder entwickelt haben.
- Eine Alternative bietet die Aufzucht durch Pflegeeltern (Erwachsene Enten, Gänse und Schwäne).



#### Adulte Tiere

- Der Bodengrund sollte leicht zu wechseln und gut gepolstert sein, um Verletzungen zu vermeiden.
- Den Vögeln sollte täglich Zugang zu Wasser gewährleistet werden, wenn die medizinische Behandlung es erlaubt.



### Fütterung

#### Jungtiere

- Junge Wasservögel sind fröhret und können sich in der Regel sofort selbst ernähren.
- Das Futter sollte frisch zubereitet und bei Körpertemperatur verarbeitet werden.
- Sonderfiltration kann kranken/ geschwächten Jungtieren notwendig sein, bis die Küken selbstständig fressen.



Art	Futtermittel	Futtermittelsätze
Stockenten	Lundi (Aufzuchtfutter), Kükenstarter, Salat, Mehlwürmer, Bachflohkrebs	Futterkalk, Kovimin, Biehfe
Mandarinanten	Lundi (Aufzuchtfutter), Mehlwürmer, Salat, Bachflohkrebs	Futterkalk, Kovimin, Biehfe
Gäse/ Schwäne	Salate, Beiflocken (eingeweiht aus dem Hundebedarf)	Futterkalk, Kovimin, Biehfe
Haubentaucher/ Gässesäger	Lundi (Aufzuchtfutter), Insekten, später Stärte	Vitamin B, Mangan, Futterkalk, Kovimin, Biehfe
Blässhühner/ Teichhühner	Insekten	Vitamin B, Mangan, Futterkalk, Kovimin, Biehfe

#### Adulte Tiere

- Schweine und Wasservögel benötigen bei der Fütterung viel Wasser.
- Als Futterbehälter können große Schalen, Eimer oder tiefe Katzentoiletten verwendet werden.
- Weiches grünes Blattgemüse wie Kopfsalat oder Spinat sollte angeboten werden.
- Die Vögel fressen den ganzen Tag, so dass zwei bis drei Fütterungen notwendig sind.



[← Vorherige Seite](#)   [Nächste Seite →](#)

Abb. 23: Stationäre Versorgung am Beispiel Wasservögel

Zum Abschluss des Tutorials gibt es ein Quiz mit Single-Choice-Fragen, das das kürzlich erlernte Wissen überprüft.

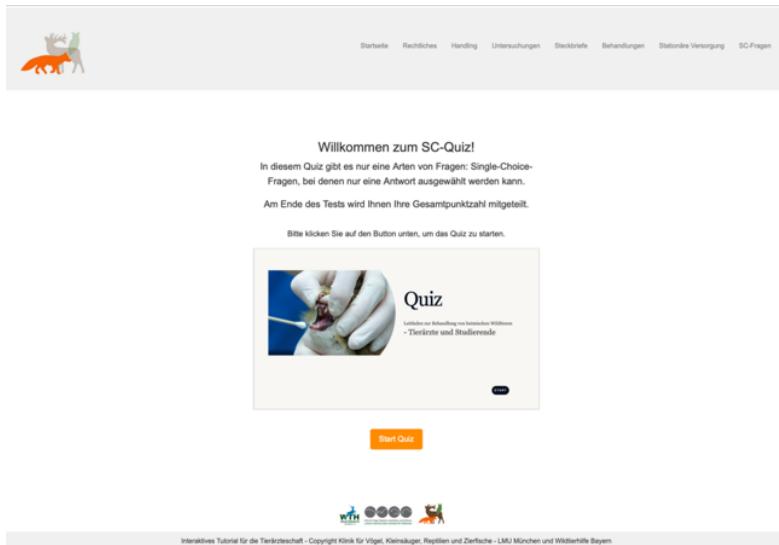


Abb. 24: Startseite Single-Choice-Quiz

## 2. Evaluation

Die Evaluierung des interaktiven Tutorials für Tierärzte zur Behandlung von heimischen Wildtieren wurde anonymisiert durchgeführt. Lediglich das Alter der Teilnehmer und die Frage, ob die Probanden regelmäßig mit Wildtieren arbeiten, wurden für die Auswertung berücksichtigt.

Die Evaluation brachte wichtige Erkenntnisse zur Benutzerfreundlichkeit des Tutorials zutage. Insbesondere wurde deutlich, dass Benutzerhinweise notwendig sind, um bestimmte Bereiche und Funktionen des Tutorials klarer zu erläutern. Dies war besonders für ältere Personengruppen von Bedeutung, die viele Funktionen, wie

beispielweise die Downloadfunktion der Steckbriefe, nicht als selbsterklärend empfanden.

Weiterhin traten verschiedene Schwierigkeiten bei der Benutzung der Übersichtsseiten auf. Ohne entsprechende Hinweise war oft nicht nachvollziehbar, dass man auf das jeweilige Bild klicken muss, um zum gewünschten Thema zu gelangen. Die Pfeilfunktion hingegen wurde sehr positiv bewertet, und die Orientierung über die Navigationsleiste wurde ebenfalls als leicht verständlich und gut nutzbar beschrieben. Jedoch wünschten sich die

Teilnehmer eine Kennzeichnung des aktuellen Standorts, um sich besser im gesamten Tutorial zurecht finden zu können.

Die optische Gestaltung des Tutorials wurde positiv bewertet, obwohl teilweise ein etwas einheitlicheres Design gewünscht wurde. Dies wurde nach der Evaluation in entsprechenden Bereichen angepasst. Das Farbkonzept war klar erkennbar und die Untermalung durch Bilder und Grafiken wurde als passend und ansprechend empfunden.

Inhaltlich gab es keine Ergänzungswünsche. Die Downloads wurden als sehr nützlich für den Praxisalltag bewertet, da sie ausgedruckt und somit immer zur Hand genommen werden können, ohne in das Tutorial zurückkehren zu müssen. Die Anwendbarkeit des Tutorials wurde insgesamt als sehr gut eingestuft, da es praxisnahe Anleitungen zu Handling, Untersuchungen, Erkrankungen, deren Behandlung und stationären Versorgung bietet. Diese Bereiche umfassen von der Aufnahme bis hin zur Übergabe an einen Rehabilitator die wichtigsten praxisrelevanten Themen. Dass das Tutorial nicht jegliche Themen und Tierarten aufgreifen konnte, traf auf Verständnis.

Nach einer Anpassung fand eine erneute Evaluation durch dieselben Gruppen statt, um den Erfolg zu überprüfen. Die Einführung von Benutzerhinweisen und die

Optimierung der Funktionalitäten sorgten dafür, dass alle Nutzer – unabhängig von ihren technischen Vorkenntnissen und dem Alter – das Tutorial effektiv nutzen konnten.



## V. DISKUSSION

### 1. Notwendigkeit

Die vorliegende Dissertation und das dazugehörige Online-Tutorial wurde als Teil eines umfassenden Projekts der Wildtierhilfe Bayern e.V. entwickelt. Die Wildtierhilfe Bayern ist eine gemeinnützige Organisation, die sich seit einigen Jahren Ziele wie fundiertes und praktisch orientiertes Wissen an Laien, Tierärzte und ehrenamtliche Helfer zu vermitteln, den Aufbau einer zentralen Auffangstation für Wildtiere in Bayern und vielen weiteren Zielen zum Schutz der hilfsbedürftigen Wildtiere gesetzt hat. Vor diesem Hintergrund hat die Wildtierhilfe Bayern diese Dissertation im Zusammenhang mit zwei weiteren initiiert, um Defiziten entgegenzuwirken und einen standardisierten Zugang zu fundiertem Wissen im Bereich der Wildtiermedizin zu schaffen. Das Ziel des Projekts ist es, eine wissenschaftlich fundierte und praxisorientierte Wissensvermittlung zu gewährleisten, die sowohl für Studierende der Veterinärmedizin als auch für Tierärzte zugänglich ist. Durch das Online-Tutorial soll eine Plattform geschaffen werden, die eine große Zielgruppe erreicht und gleichzeitig den hohen Anforderungen an fachliche Qualität und Praxisrelevanz gerecht wird.

Das Tutorial stellt daher nicht nur eine isolierte Lehrressource dar, sondern ist ein zentraler Baustein in den Bemühungen der Wildtierhilfe Bayern, die Versorgung von Wildtieren in Deutschland zu standardisieren und langfristig zu verbessern. Es ist als integraler Bestandteil eines umfassenderen Bildungsprogramms konzipiert, das darauf abzielt, das Wissen und die Fähigkeiten von Tierärzten in der Wildtiermedizin zu erweitern und zu vertiefen. In diesem Kontext spielt das Tutorial eine wichtige Rolle bei der Etablierung von einheitlichen Qualitätsstandards in der Wildtierbetreuung und trägt dazu bei, die Vision der Wildtierhilfe Bayern einer flächendeckenden, qualitativ hochwertigen Wildtiersversorgung in Deutschland zu realisieren.

## 2. Tiermedizinische Ausbildung

Während der tiermedizinischen Ausbildung an deutschen Universitäten ist das Angebot im Bereich Wildtiermedizin sehr begrenzt. In den regulären Kursen wird auf Wildtiere verhältnismäßig wenig eingegangen, stattdessen konzentrieren sich die Hauptcurricula überwiegend auf die Versorgung von Haustieren und Nutzieren. An der Ludwigs-Maximilian-Universität (LMU) München besteht für Tiermedizinstudierende allerdings die Möglichkeit, über spezielle Wahlpflichtfächer eine individuelle Wissensvertiefung im Bereich der Wildtiermedizin aufzubauen. Im Wintersemester 2024 und Sommersemester 2025 standen an der LMU München insgesamt sechs Wahlpflichtfächer im Bereich Wildtiermedizin von der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische zur Verfügung, die sich primär auf die Vogelmedizin mit fünf von sechs Modulen konzentrieren. Im Bereich Kleintiermedizin werden im Vergleich wesentlich mehr Wahlpflichtfächer angeboten, was den inhaltlichen Schwerpunkt der universitären Ausbildung verdeutlicht. Der Fokus der Wahlpflichtfächer im Bereich Wildtiermedizin, die von der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische angeboten werden, liegt hauptsächlich auf der Versorgung von Wildvögeln. Hier werden Kurse zu Themen wie Diagnostik und Behandlung von Wildvogelkrankheiten oder die Aufzucht von Jungtieren heimischer Säugetierarten. Die Teilnehmerzahlen für diese Kurse sind stark beschränkt sind, daher hat nur eine kleine Gruppe von Studierenden jedes Semester die Möglichkeit, an diesen Kursen teilzunehmen. Einer der Hauptgründe hierfür ist, dass praktische Übungen intensive Betreuung und spezielle Ausrüstung benötigen, wodurch die Kapazitäten begrenzt sind.

Der Mangel an Fortbildungsmöglichkeiten in der Wildtiermedizin setzt sich auch nach dem Abschluss des Studiums fort. Zwar nehmen Fortbildungsangebote im Bereich Wildtiermedizin stetig zu, aber dennoch bleibt das Angebot begrenzt und häufig sehr spezialisiert. Viele der Fortbildungen konzentrieren sich auf bestimmte Tierarten oder spezifische Themenbereiche. Beispielsweise gibt es Kurse, die ausschließlich die Behandlung und Pflege von Igeln abdecken, während andere

Fortbildungen sich auf die Aufzucht und Pflege von verwaisten Jungtieren konzentrieren. Diese spezialisierte Ausrichtung der Fortbildungen bedeutet, dass Tierärzte, die eine breitere Ausbildung in der Wildtiermedizin anstreben, Schwierigkeiten haben, umfassende Weiterbildungsmöglichkeiten zu finden. Zwar ergeben sich aus den spezialisierten Fortbildungsmöglichkeiten viele das Wissen und die Fertigkeiten betreffende Vorteile, jedoch fehlt oft der umfassende Überblick über die vielfältigen Aspekte der Wildtiermedizin, die für eine ganzheitliche Betreuung von Wildtieren notwendig sind. Als weiterer Nachteil gestaltet sich die Tatsache, dass viele solcher speziellen Fortbildungsveranstaltungen nur eine begrenzten Teilnehmerkapazität aufweisen, was die Teilnahme an solchen Veranstaltungen erschwert. Die Kurse sind oftmals bereits nach kurzer Zeit ausgebucht und zumeist nicht regelmäßig verfügbar, was die Planbarkeit und kontinuierliche Weiterbildung im Bereich Wildtiermedizin deutlich einschränkt.

Angesichts all dieser Mängel wird die Notwendigkeit für innovative und flexible Lehrmethoden, die darauf abzielen, die Ausbildung in der Wildtiermedizin zu verbessern, offensichtlich. Ein Online-Tutorial stellt hierfür eine ideale Lösung dar. Es bietet eine flexible und ortsunabhängige Möglichkeit, sich weiterzubilden, die sowohl für Studenten als auch für praktizierende Tierärzte nützlich ist. Mithilfe digitaler Medien können umfassende Kenntnisse über verschiedene Wildtierarten und deren medizinische Versorgung vermittelt werden. Interaktive Tutorials bieten darüber hinaus die Möglichkeit, theoretisches Wissen mit praktischen Übungen zu verknüpfen und somit eine ganzheitliche Ausbildung zu fördern.

### **3. Tutorials als Lernmethode**

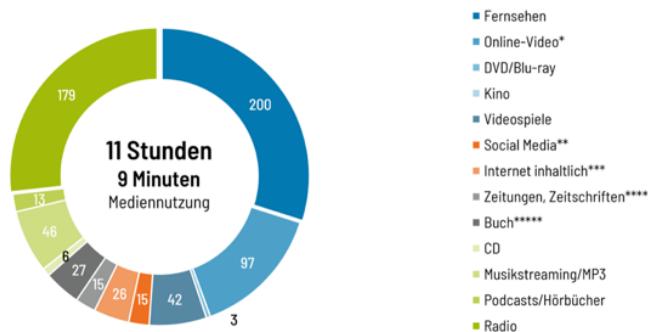
Vor der Corona-Pandemie fanden Lehrveranstaltungen in der Tiermedizin fast ausschließlich in Präsenz statt. Durch die Pandemie kam es jedoch zu einem Wandel und es wurden vermehrt digitale Lehrangebote eingeführt bzw. bestehende Angebote erweitert (Bernigau et al., 2021; Bernigau & Bahrami, 2022). Die Ausbildung der Tiermediziner in Deutschland wird durch die Tierärztliche

Approbationsverordnung geregelt. Diese ermöglicht eine gewisse Flexibilität bei der Gestaltung der Lehrveranstaltungen. In Anbetracht der Technikaffinität der jungen Studierendengeneration erscheint es sinnvoll, dass zeitgemäße Lehrangebote auch den Einsatz von digitaler Medien beinhalten (Müller, Tipold, Ehlers, & Schaper, 2019). Online-Tutorien wie dieses, können praxisrelevante Themen zeitgemäß aufarbeiten und das bestehende traditionelle Lehrangebot durch ihre Flexibilität bereichern.

Daten des Jahres 2023 dokumentieren, dass Menschen einen Großteil ihrer Zeit mit der Nutzung unterschiedlichster Arten von Medien verbringen. Laut einer Analyse von VAUNET beträgt die durchschnittliche tägliche Mediennutzung 11 Stunden und 9 Minuten. Hierbei wird auch auf die Aufteilung auf die verschiedenen Medienformen genauer eingegangen: Fernsehen (200 Minuten), Online-Videos (97 Minuten) und soziale Medien (65 Minuten) dominieren den Medienkonsum.

### Anteile der Medien am Medienzeitbudget 2023

Durchschnittliche tägliche Mediennutzung, in Minuten



Hinweis: Die genannten Mediennutzungsbudgets stammen aus unterschiedlichen Studien, sodass aufgrund methodischer Abweichungen insbesondere die Summierung lediglich als Näherungswert zu betrachten sind.

\*Abonnement (Mobile Subscription-Video-on-Demand (SVoD), YouTube und Social-Media-Videos). \*\*Exkl. Kommunikation, Onlinemedien & Musikstreaming. \*\*\*Inkl. ePaper. \*\*\*\*Inkl. eBook.

Quellen: VAUNET-Analyse auf Basis von AGF Videoforschung 2023 (TV, ab 14 Jahren), ma 2023 Audio II (Radio, werktäglich ab 14 Jahren) und SevenOne Media / fona - Media Activity Guide 2023, Viewtime Report (alle weiteren Medien, 16-69 Jahre).

VAUNET

Abb. 25: Anteile der Medien am Medienzeitbudget 2023: Durchschnittliche tägliche Mediennutzung, Quelle: VAUNET-Analyse auf Basis von AGF Videoforschung 2023 (TV, ab 14 Jahren), ma 2023 Audio II (Radio, werktäglich ab 14 Jahren) und

---

Seven.One Media/ forsa – Media Activity Guide 2023, ViewTime Report (alle weiteren Medien, 14-69 Jahre)

E-Learning-Angebote bieten gegenüber traditionellen Lernmethoden, wie Vorlesungen und Büchern, zahlreiche Vorteile. Sie können die Lernerfahrung der Nutzer durch erhöhtes Engagement, bessere Retention von Wissen und praktisches Lernen verbessern. Ein Beispiel aus der Praxis zeigt, dass die Erstellung von Lernmodulen auch ohne große Vorkenntnisse möglich ist (Friker et al., 2001). Das ist von besonderem Interesse für Lehrende, die solche Lernangebote erstellen wollen. Die Studie von Friker et al. bewies, dass auch ohne große Vorkenntnisse eine Erstellung eines alternativen Lehrangebotes, unter verhältnismäßigem Aufwand, realisierbar war. Dies konnte, da keine Vorkenntnisse im Bereich des Programmierens durch das Veterinärstudium gegeben sind, auch bei der Erstellung dieser Dissertation erfahren werden.

Ein weiterer wichtiger Aspekt ist, dass die Kosten für die Erstellung von E-Learning-Modulen oftmals niedriger sind als jene für konventionelle Lehrmaterialien (Friker et al., 2001). Dies hängt damit zusammen, dass digitale Lerninhalte gezielt und schnell aktualisiert und mehrfach eingesetzt werden können. Dabei können ein Wiederbeschaffungsaufwand oder Wiederbeschaffungskosten, die üblicherweise bei konventionellen Lehrmaterialien anfallen, vermieden werden. Weiterhin können durch die Integration von Bildern und weiteren Medien wie Videos komplexe Konzepte anschaulicher dargestellt werden. Dies ist insbesondere in der Tiermedizin von Vorteil, da eine visuelle Darstellung von anatomischen Strukturen und pathologischen Zuständen einen Lernerfolg unterstützen. Darüber hinaus ist es möglich, Kurse flexibel bei Bedarf durch neue Materialien zu ergänzen oder zu aktualisieren. In diesem Konkreten Beispiel könnten beliebig viele Tierarten bzw. neue wissenschaftliche Erkenntnisse ergänzt werden.

E-Learning ermöglicht eine umfassende Verbreitung der Lerninhalte und erreicht eine große Zielgruppe, ungeachtet ihres Standorts (Paschke, Melanie, Lindemann-Matthies, Eichenberger, & Brandl, 2003). Dies ermöglicht den Zugang zu Bildung auch für Personen, die aufgrund ihres Standortes oder zeitlichen Einschränkungen nicht an Präsenzveranstaltungen teilnehmen können. Digitale Lehrangebote können also vollkommen orts- und zeitunabhängig auf den gängigen Endgeräten genutzt werden.

Durch die interaktiven Tests können die Nutzer ihr Wissen direkt überprüfen und erhalten sofortiges Feedback, wodurch der Lernprozess effizienter gestaltet wird. Verschiedene Elemente wie Texte, Videos, Animationen und interaktive Übungen ermöglichen eine Anpassung an individuelle Lernpräferenzen und fördern so eine effektivere Wissensaufnahme (Paschke et. al. 2003). Darüber hinaus wird durch Interaktivität, Multimodalität, Zeit- und Ortsunabhängigkeit, klar definierte Lernziele und ein unterstützendes Lernklima die Lerneffizienz deutlich gesteigert (Müller, 2005). Da zudem keine physischen Materialien wie Papier benötigt werden, trägt E-Learning zur Reduzierung des ökologischen Fußabdrucks bei und unterstützt nachhaltige Bildungspraktiken (Alexander, 2024).

Dem gegenüber gibt es verständlicherweise auch Nachteile, die mit dem Thema E-Learning verbunden sind. Der fehlende direkte Kontakt zwischen Lehrenden und Studierenden kann die Qualität des Lernerfolges negativ beeinträchtigen. Die persönliche Interaktion und die Möglichkeit, jederzeit jegliche Rückfragen zu stellen und im Dialog Antworten zu erhalten, können in E-Learning-Modulen schwierig ersetzt werden.

Ein weiterer Nachteil wird in Prüfungssituationen deutlich. Hierbei haben die Teilnehmer in Online-Formaten eine wesentlich leichtere Möglichkeit des Betruges, da die Überwachung schwieriger ist. Es sind technologische Maßnahmen notwendig, um die Prüfungen sicher zu gestalten und akademische Integrität zu gewährleisten (Jingyu, 2014).

Weiterhin hängt der Erfolg von E-Learning stark von der Verfügbarkeit und Zuverlässigkeit der Technologie ab. Technische Probleme wie Internetverbindungsstörungen oder Softwarefehler können zu Frustration bei den Nutzern führen, was den Lernerfolg negativ beeinflussen kann.

Das folgende Diagramm verdeutlicht die Wahrnehmung von Vorteilen und Nachteilen digitaler Lernmethoden durch Dozierende und Studierende. Es zeigt, dass Aspekte wie Akzeptanz, Effektivität und Fokussierung von beiden Gruppen als Vorteile angesehen werden, während Informationsverlust und der Mehraufwand für Dozierende als Nachteile betrachtet werden:

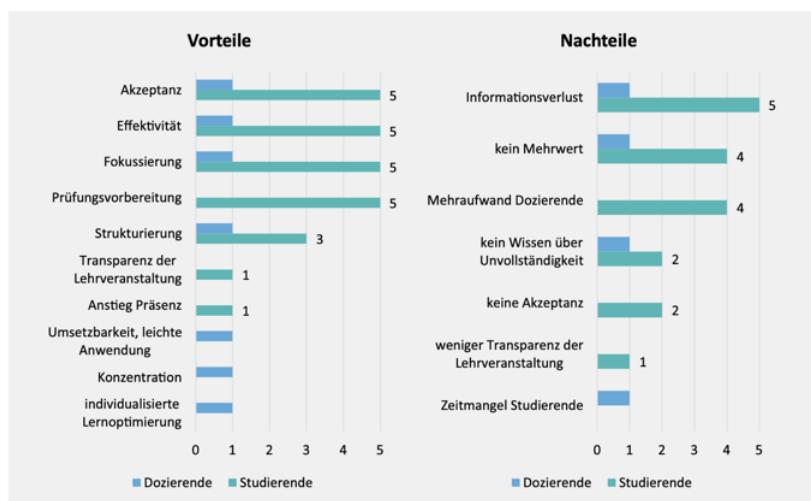


Abb. 26: Fokusgruppenbefragung Studierender (n=5, grüne Balken) und Dozierender der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (n = 1, blaue Balken) zu Vor- und Nachteilen einer Kurzfassung von Vorlesungsaufzeichnungen. Mehrfachnennungen möglich. (Müller, Tipold, Ehlers, & Schaper, 2019)

Bei der Erstellung des der Dissertation zugrundeliegenden Tutorials ergaben sich einige wesentliche Einschränkungen, die berücksichtigt werden mussten, um die Übersichtlichkeit und Effizienz des Lernmaterials zu gewährleisten.

Ein zentrales Kriterium war die Auswahl der Tierarten. Um eine praxisorientierte Ausrichtung zu gewährleisten, wurden nur die häufigsten und relevantesten Säugetierarten sowie Wildvögel in Deutschland berücksichtigt. Wildlebende Reptilien wurden beispielsweise nicht ins Tutorial integriert, da diese verhältnismäßig selten in tierärztlichen Praxen vorgestellt werden und spezialisierte Kenntnisse erfordern, die den Rahmen dieses Tutorials übersteigen würden. Große und potenziell gefährliche Wildtiere wie Wildschweine und Rehe, die selten eine medizinische Versorgung benötigen, wurden ebenfalls nicht in das Tutorial mit einbezogen. Die Selektion der Tierarten wurde zudem auch durch praktische Erwägungen beeinflusst. Die Verfügbarkeit von Daten und Fallstudien spielte hierbei eine entscheidende Rolle. Es wurde darauf geachtet, dass ausreichend Informationsmaterial und Fallbeispiele für die ausgewählten Arten vorhanden sind.

Bei der Entwicklung des Tutorials wurde zudem darauf geachtet, dass jede Seite nach einem einheitlichen Grundaufbau gestaltet ist. Das sorgt für ein einheitliches „Look and Feel“ und erleichtert die Orientierung für den Nutzer. Die Farbgestaltung ist überwiegend in neutralen Tönen gehalten, um den Fokus auf die Inhalte zu lenken. Gezielt eingesetzte Farbakzente heben Besonderheiten hervor. Eine klare Strukturierung wurde durch die Kopfzeile mit dem Logo, das zur allgemeinen Startseite führt, und eine Navigationsleiste mit allen Themen des Tutorials erreicht. Die aktuelle Seite wird in der Navigationsleiste immer orange markiert, damit Benutzer sofort sehen, an welcher Stelle im Tutorial sie sich aktuell befinden. Das Tutorial wurde so programmiert, dass man von jedem beliebigen Ausgangspunkt des Tutorials zu jeder anderen Seite gelangen kann. Dies ermöglicht den Nutzern einen flexiblen Zugriff auf die Inhalte und erleichtert das erneute Nachlesen von Informationen, ohne einem starren, linearen Ablauf folgen zu müssen. Zusätzlich

---

wurden Vorwärts- und Rückwärtspfeile integriert, um die Navigation zwischen verwandten Themen zu vereinfachen.

Die erste Seite des Tutorials ist die Startseite. Diese enthält Bedienungshinweise und eine Anleitung zur Funktionsweise der verschiedenen Elemente des Tutorials. Dies soll den Einstieg in die Thematik erleichtern und erklärt gleichzeitig die Nutzung der interaktiven Elemente, die nicht vollständig selbsterklärend sind.

Inhaltlich wurden die Themen des Tutorials nach didaktischen Gesichtspunkten strukturiert, um einen logischen Lernablauf zu gewährleisten. Die erste Themengruppe nach der Startseite bilden die rechtlichen Grundlagen. Hier werden die relevanten Gesetze aufgeführt, da diese das Basiswissen darstellen und für alle weiteren Handlungen von zentraler Bedeutung sind. Die Darstellung in reiner Textform war hierbei ausreichend, da keine bildliche Anschauung notwendig ist.

Anschließend wird auf die Fixationsmethoden eingegangen, denn die richtige Handhabung eines Tieres ist von großer Bedeutsamkeit, um Verletzungen auf beiden Seiten zu vermeiden. Hierbei werden die verschiedenen Methoden bildlich dargestellt, um eine praktische Umsetzbarkeit zu gewährleisten.

Daraufhin folgen die Untersuchungsmethoden. Hierbei wird bereits im Rahmen der Allgemeinuntersuchung auf tierschutzrechtliche Aspekte eingegangen, um eine erste Einschätzung bezüglich Rehabilitation, Euthanasie oder Haltung in menschlicher Obhut zu ermöglichen. Bei den Untersuchungen wurde im Speziellen auf die Unterschiede im Vergleich zu Heimtieren eingegangen, daher wurde bei der Augenuntersuchung beispielsweise lediglich die Untersuchung bei Vögeln genauer erläutert, da die Augenuntersuchung bei Wildsäugern analog zu der bei Haustieren erfolgen kann.

Die Steckbriefe des Tutorials wurden bewusst vor der medizinischen Versorgung eingefügt, da diese physiologische Daten enthalten, die als Grundlage für die

Bestimmung von Abweichungen der Vitalparameter und so zur Erkennung von Krankheitssymptomen essentiell sind. Auf die Erstellung von einzelnen Steckbriefen von Wildvögeln wurde im Rahmen dieser Dissertation verzichtet, da gemäß NABU 314 verschiedene Wildvogelarten in Deutschland existieren und eine strukturierte und vollständige Übersicht somit nicht gewährleistet werden konnte. Die Steckbriefe wurden downloadbar gestaltet, um den direkten Praxisbezug sicherzustellen, sodass nicht ständig auf das Tutorial zurückgegriffen werden muss.

Der nächste Themenkomplex stellt die medizinische Behandlung der ausgewählten Tierarten dar. Die medizinische Behandlung der Tiere wurde in einem übersichtlichen Akkordeon-Format dargestellt. Diese Darstellungsform ermöglicht eine schnelle und gezielte Navigation, da ein fortlaufender Text zu unübersichtlich wäre. Ursprünglich war geplant, diesen Abschnitt ausschließlich mit Flussdiagrammen zu gestalten, doch dies erwies sich als technisch nicht umsetzbar. Das verwendete Programm „Adobe Dreamweaver“ ermöglicht bei der responsiven Gestaltung nicht, Buttons über einem Bild zu fixieren, wodurch durch das responsive Design die Darstellung auf kleineren Bildschirmgrößen verändert wäre, was die Zuordbarkeit der Buttons ggf. beeinträchtigen kann. Außerdem hätten kontextlose Flussdiagramme möglicherweise nicht genügend Aussagekraft gehabt. Daher wurden kurze Texte erstellt, die alle wichtigen Informationen enthalten und mit Verlinkungen, Pop-up-Fenstern oder weiterführenden Links innerhalb des Tutorials versehen sind. Dadurch wird eine möglichst informative und übersichtliche Darstellung gewährleistet. Die Flussdiagramme selbst können ebenfalls heruntergeladen werden, um einen schnellen Anhaltspunkt in der Praxis zu bieten. Bei der Behandlung wurde jede Tierart einzeln thematisiert, um auf die verschiedenen Bedürfnisse individuell eingehen zu können. Lediglich im Unterthema Vögel fand ein Zusammenschluss mehrerer Arten statt, da eine Unterteilung nicht sinnvoll für die Darstellung des Inhalts war.

Der Abschnitt zur stationären Versorgung wurde bewusst an das Ende des Tutorials gesetzt, da diese Thematik meist erst nach der medizinischen Versorgung relevant wird. Hier wurde nur auf die kurzfristige Unterbringung und Fütterung während der

medizinischen Versorgung eingegangen, da die langfristige Unterbringung den Themenbereich der Rehabilitation betrifft. Dieser Punkt ist dennoch wichtig, da die Fütterung und eine artgerechte Unterbringung erheblichen Einfluss auf die Genesung haben können. Hier erfolgte, neben der Unterscheidung in die verschiedenen Tierarten, eine zusätzliche Untergliederung in Jungtiere und adulte Tiere. Dadurch konnte besser auf die physiologisch unterschiedlichen Bedürfnisse der verschiedenen Altersgruppen eingegangen werden.

Abschließend wurde ein Single-Choice-Quiz integriert, welches den Lernenden die Möglichkeit bietet, ihr Wissen nach der Durcharbeitung des gesamten Inhalts zu überprüfen. Das Quiz wurde bewusst an das Ende gesetzt, um sicherzustellen, dass die Teilnehmer den gesamten Lernstoff zuvor bearbeiten konnten und so eine umfassende Wissenskontrolle ermöglicht wird.

Durch diese Struktur und Programmierung wurde ein Tutorial geschaffen, das sowohl auf die Bedürfnisse der Lernenden eingeht als auch den Anforderungen an ein effektives, praxisorientiertes E-Learning-Angebot in der Tiermedizin gerecht wird.

#### **4. Tierschutzaspekt**

Es besteht eine gesellschaftliche und ethisch-moralische Verpflichtung, sowohl Haustieren als auch Wildtieren Hilfe zu leisten. Dabei sollte diese Verpflichtung jedoch immer innerhalb des gesetzlichen Rahmens realisiert werden. Daher ist es von entscheidender Bedeutung, dass bei der Behandlung und Pflege von Wildtieren sowohl auf die rechtlichen Rahmenbedingungen, als auch auf die spezifischen Bedürfnisse und das Wohlbefinden der Tiere eingegangen wird (Richter, Kunzmann, & Blaha, 2012).

Entscheidend ist in diesem Bezug der Ethik-Kodex der Tierärzte Deutschlands (BTK, 2015), dieser sieht vor, dass bei jeder Entscheidung die Bedürfnisse des Tieres in den Vordergrund zu stellen sind. Dies verdeutlicht, dass der Tierschutz nicht nur eine

Frage des Gesetzes, sondern auch der moralischen Verantwortung ist. Demnach haben Tierärzte die moralische Pflicht, Entscheidungen im besten Interesse des Tieres zu treffen, so dass sie auch die schwierigen Entscheidungen wie beispielsweise die Euthanasie in Betracht ziehen abwägen müssen.

Gerade die Entscheidungsfindung im Hinblick auf die Rehabilitation, Euthanasie und Haltung von Wildtieren in Menschenhand stellt eine komplexe und ethisch anspruchsvolle Thematik dar, die eine sorgfältige Abwägung erfordert. Da Wildtiere im Gegensatz zu Haustieren auf einen hervorragenden Gesundheitszustand angewiesen sind, um ein artgerechtes Leben zu führen, sollte die Aufnahme und medizinische Behandlung von Wildtieren nur dann in Erwägung gezogen werden, wenn realistische Chancen auf eine (vollständige) Genesung bestehen (Deutscher Tierschutzbund e.V., 2021).

Die primäre Zielsetzung bei der Rehabilitation von Wildtieren ist die Wiederherstellung ihrer Gesundheit und die Rückführung in ihre natürliche Umgebung. Die Entscheidung für eine medizinische Behandlung sollte daher stets auf einer gründlichen Beurteilung der Erfolgsaussichten basieren, unter Berücksichtigung der individuellen Bedürfnisse und Fähigkeiten des jeweiligen Tieres (Diehl & Stokhaug, 2012).

Während Haustiere oft in einem geschützten Umfeld leben und Krankheiten oder Verletzungen besser überstehen können, müssen Wildtiere in der Lage sein, sich selbstständig zu versorgen. Einschränkungen in ihrer Gesundheit bedeuten für sie oftmals den Verlust der Fähigkeit, ein artgemäßes Leben zu führen (Kummerfeld, Korbel, & Lierz, 2005). Daher ist eine realistische Einschätzung der Heilungschancen bei Wildtieren ein zentraler Aspekt des Tierschutzes.

In Fällen, in denen eine Genesung des Wildtieres trotz umfassender medizinischer Versorgung nicht oder nicht vollständig gewährleistet werden kann, steht der Tierarzt vor der oben angesprochenen ethischen Herausforderung, jedoch muss stets eine

Abwägung mit dem Tierwohl als Maßstab vorgenommen werden. Eine Euthanasie kann in solchen Fällen eine humane Möglichkeit darstellen, um unnötiges Leiden zu verhindern und die Integrität des Tieres zu respektieren. In seltenen Fällen, insbesondere bei bedrohten Arten, kann die Haltung in Menschenhand als eine alternative Möglichkeit in Betracht gezogen werden (Kummerfeld, Korbel, & Lierz, 2005).

Die Entscheidungsfindung im Bezug auf die Behandlung von Wildtieren erfordert daher nicht nur medizinisches Fachwissen, sondern auch eine umfassende ethische und ökologische Betrachtung. Das oberste Ziel sollte immer sein, das Wohl und die Würde der Tiere zu wahren und gleichzeitig die Erhaltung der Artenvielfalt und die Integrität der natürlichen Lebensräume zu fördern (Kummerfeld, Korbel, & Lierz, 2005). Jede Entscheidung muss individuell getroffen werden, da die Umstände individuell variieren können. Die Prognose hängt meist stark von der Tierart ab (Kummerfeld, Korbel, & Lierz, 2005). Dies bedeutet, dass Tierärzte und Fachleute sorgfältig alle relevanten Faktoren wie Tierart, Erkrankung, Prognose etc., abwägen müssen, um eine individuelle Entscheidung für jedes Tier treffen müssen.

Ein weiterer relevanter Faktor, der in die Überlegungen mit einbezogen werden sollte, ist die Kapazität von Wildtierauffangstationen. Eine Aufnahme sollte nur dann erfolgen, wenn gewährleistet werden kann, dass das Tier angemessen versorgt wird (Richter, Kunzmann, & Blaha, 2012). Übersteigt die Anzahl der Tiere die verfügbaren Kapazitäten, kann dies zu einer Situation führen, in der der Tierschutz für alle Tiere gefährdet ist.

Eine weitere Besonderheit und Herausforderung stellen invasive Arten dar. Gemäß der „Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 des Europäischen Parlaments und des Rates über die Prävention und das Management der Einbringung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten“ (IAS-VO) ist der Umgang mit Tieren dieser invasiven Arten eingeschränkt. Daher ist grundsätzlich die Wiederauswilderung dieser Tiere verboten, selbst wenn durch eine Behandlung eine Wildbahnnfähigkeit wieder erreicht werden

könnte. Weiterhin gelten Fortpflanzungs- und Verbringungsverbote. Allgemein gilt natürlich weiterhin, dass Tiere, die nur unter nicht behebbaren Schmerzen und Leiden weiterleben könnten, tierschutzgerecht zu euthanasiert sind. Eine Euthanasie kann in Fällen, in denen eine Wiederauswilderung invasiver Arten aus naturschutzrechtlichen Gründen verboten ist, oft die tiergerechtere Entscheidung sein (Brandes, et al., 2019). Auch wenn der Schutz der invasiven Arten nicht im Vordergrund steht, muss dennoch das Wohlbefinden jedes einzelnen Tieres berücksichtigt werden, und die Zufügung von vermeidbaren Schmerzen und Leiden ist zu vermeiden.

Zusätzlich zu den ethischen, moralischen und gesetzlichen Überlegungen sollen die in dem Tutorial enthaltenen Fließdiagramme als Hilfestellung für die Entscheidungsfindung dienen auf Basis von medizinischen Fakten. Es wird ein Leitfaden zu Behandlung von Krankheiten gegeben und auch darauf eingegangen, welche Verletzungen bzw. Erkrankungen eine in der Regel infauste Prognose haben, weshalb aus Tierschutzaspekten eine Euthanasie angeraten ist. Es ist wichtig zu betonen, dass diese Fließdiagramme zwar wertvolle Anleitungen bieten können, jedoch nicht als starre Richtlinien betrachtet werden sollten. Jeder Fall ist einzigartig und erfordert eine individuelle Bewertung und Abwägung.

## 5. Herausforderungen der Wildtierfotografie

Wildtierfotografie konfrontiert Fotografen mit einer Vielzahl von Herausforderungen, die sowohl technischer als auch ökologischer Natur sind. Diese Art der Fotografie erfordert oft das Arbeiten bei schlechten Lichtverhältnissen und unter wechselhaften Wetterbedingungen, was eine flexible Herangehensweise und eine gründliche Planung im Voraus notwendig macht. Da sich Wildtiere unvorhersehbar verhalten, ist es schwierig, den perfekten Moment einzufangen. Fotografen müssen geduldig sein und sind oft gezwungen, lange Zeiträume zu warten, um das gewünschte Bild zu erhalten. Gleichzeitig müssen sie in der Lage sein, schnell zu reagieren, um den entscheidenden Augenblick nicht zu verpassen.

Die Abhängigkeit von Technologie kann dabei ein zweischneidiges Schwert sein. Technische Probleme, wie das Versagen der Ausrüstung oder Schwierigkeiten bei der Handhabung neuer Software, können frustrierend sein und die Fotografie behindern. Daher ist es unerlässlich, dass Fotografen ihre Ausrüstung gut kennen und in der Lage sind, technische Probleme schnell zu beheben.

Eine weitere wichtige Herausforderung ist die ethische Verantwortung, die Tiere in ihrem natürlichen Lebensraum und Verhalten nicht zu stören. Aus diesem Grund wurden viele Aufnahmen im Rahmen dieser Dissertation während medizinischer Behandlungen angefertigt. Dies reduziert Variablen wie das Glück, ein Tier in freier Wildbahn anzutreffen, und schlechte Lichtverhältnisse. Gleichzeitig wird der Stress für die Tiere minimiert, da die Fotos während der Behandlung oder des stationären Aufenthalts gemacht wurden und somit kein zusätzliches Handling erforderlich war.

## **6. Perspektiven/ Aussichten**

Das Thema Wildtierversorgung ist aktueller denn je und rückt zunehmend in den Fokus öffentlicher Diskussionen. In diesem Zusammenhang hat sich auch der Wildtierdiskurs der Tierärztlichen Hochschule Hannover, Ende 2022 bis Mitte 2023, als wichtige Impulsquelle für Bewusstseinsbildung, Bestandsaufnahme der aktuellen Situation, Problemaufzeigung und Lösungsansätzen in Bezug auf die Wildtierversorgung und darüber hinaus auch in Bezug auf die Konzeption von Fort- und Weiterbildungsangeboten wie dieses Online-Tutorial erwiesen.

Das der Dissertation zugrunde liegende Online-Tutorial, in Verbindung mit den anderen beiden Ausarbeitungen, kann eine entscheidende Rolle bei der Entstehung einheitlicher Fortbildungsstandards spielen, indem es ein breites Spektrum an Teilnehmenden erreicht und auch einen Überblick von der Aufnahme eines Tieres bis hin zur Wiederauswilderung bietet. Ein Online-Tutorial ermöglicht es, das Problem der Selbstdidaktik zu umgehen und gezielt Fachkenntnisse zu vermitteln. Durch eine

Etablierung des Tutorials als Qualifizierungsinstrument könnte die Grundlage für Sachkundeseminare und verbindliche Zulassungskriterien gemäß § 11 TierSchG geschaffen werden. Der bestehende Mangel an einheitlicher Fortbildung in der Wildtierbetreuung führt immer wieder zu verschiedenen Qualitätsstandards in der Wildtiersversorgung. An dieser Stelle will dieses Tutorium ansetzen, um diese Lücke zu schließen und umfassendes Lehrangebot mit einheitlichen Standards zu ermöglichen. Langfristiges Ziel ist es, eine bundesweite Vernetzung der

Fachleute zu fördern, das Wissen zu bündeln, vor allem Standards zu etablieren und somit eine hohe einheitliche Qualität in der Wildtierpflege zu gewährleisten.

Mit dem Ausblick, dass einer großen Gruppe von Tiermedizinstudenten und Tierärzten gebündeltes Wissen zu Verfügung gestellt werden kann, ergeben sich auch weitere positive Aspekte. Durch die bereits erwähnte Urbanisierung und das Fehlen von öffentlichen/ staatlichen Auffangstationen besteht ein immer größerer Bedarf an Tierärzten, die sich mit der Wildtiersversorgung auseinandersetzen. Durch ausführliche Fortbildungen und einheitliche Qualitätsstandards in der Versorgung von Wildtieren könnten Tierärzte gewissermaßen die Last von Institutionen wie Tierheimen nehmen.

## VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die Ausbildung hinsichtlich der Behandlung von Wildtieren nimmt im Rahmen des Veterinärmedizinstudiums in Deutschland bisher einen geringen Anteil ein. An der Ludwig-Maximilians-Universität München werden im Wintersemester 2024 und dem anschließenden Sommersemester 2025 nur wenige Wahlkurse angeboten, die sich thematisch mit der Versorgung von Wildtieren beschäftigen. Aufgrund stark limitierter Teilnehmerzahlen während des Studiums und einem eingeschränkten alternativen Fortbildungsangebot haben Tiermedizinstudenten und anschließend auch Tierärzte nur einen beschränkten Zugang zu qualitativ hochwertigen Weiterbildungsmöglichkeiten im Bereich der Wildtiermedizin. Um diese Lücke zu schließen, wurde das Tutorial als Leitfaden zur Behandlung von heimischen Wildtieren entwickelt. Dieses praxisorientierte Online-Tutorial richtet sich sowohl an Tierärzte als auch an Studierende und bietet die Möglichkeit, jederzeit und überall auf relevante Informationen zur Wildtierversorgung zugreifen zu können.

Das Tutorial deckt alle relevanten Themenbereiche der Wildtiermedizin ab, um eine möglichst umfassende Ausbildung zu gewährleisten. Die Themen reichen von den gesetzlichen Grundlagen über Fixationsmethoden, die als Basis für Untersuchungen und Behandlungen dienen, bis hin zu spezifischen Untersuchungsmethoden, die teilweise von denen in der Klein- und Großtiermedizin abweichen. Zentraler Teilaspekt des Lehrangebots bildet die medizinische Versorgung von Wildtieren. Hierbei wird der Fokus auf klinisch relevante Themengebiete gelegt und es werden praxisnahe Informationen bereitgestellt, um die Anwendbarkeit im Alltag der Tierarztpraxis zu gewährleisten. Da die Versorgung von Wildtieren zumeist nicht direkt mit der medizinischen Behandlung abgeschlossen ist, wird im Tutorial auch auf die stationäre Unterbringung und tiergerechte Fütterung eingegangen. Diese Aspekte spielen eine entscheidende Rolle im Heilungsprozess der Tiere.

Durch die Ergänzung des Tutorials durch zwei weitere, eines für die Öffentlichkeit und eines für die Jägerschaft bzw. Rehabilitatoren, soll ein umfassendes Gesamtwerk

entstehen. Dieses Gesamtwerk kann einen Großteil der relevanten Themen, vom Auffinden eines Wildtieres über die medizinische Versorgung bis hin zur Wiederauswilderung, abdecken.

Insgesamt bietet das „Online-Tutorial für Tierärzte und Studierende“ zusammen mit den ergänzenden Tutorials eine wertvolle Ressource für Tierärzte, Studierende, die Öffentlichkeit und die Jägerschaft. Eine gründliche und praxisorientierte Ausbildung sowie eine verbesserte Versorgung und Wiederauswilderung von Wildtieren werden durch diese umfangreiche Wissensgrundlage gefördert.

## VII. SUMMARY

Education in the treatment of wild animals has so far played a minor role in veterinary medicine studies in Germany. At the Ludwig Maximilian University of Munich, only a few elective courses are offered in the winter semester of 2024 and the subsequent summer semester of 2025 that deal with the care of wild animals. Due to the very limited number of participants during their studies and a severely restricted alternative further training program, veterinary students and subsequently veterinarians also have only limited access to high-quality further training opportunities in the field of wildlife veterinary medicine. To fill this gap, the tutorial was developed as a guide to the treatment of native wild animals. This practice-oriented online tutorial is aimed at both veterinarians and students and offers the opportunity to access relevant information on wildlife care anytime, anywhere.

The tutorial covers all relevant topics in wildlife medicine to ensure the most comprehensive education possible. Topics range from the legal basis to methods of fixation, which serve as the basis for examinations and treatments, to specific examination methods, some of which differ from those in small and large animal medicine. A central aspect of the course offering is the medical care of wild animals. The focus here is on clinically relevant topics and practical information is provided to ensure applicability in everyday veterinary practice. Since the care of wild animals usually does not end with medical treatment, the tutorial also covers inpatient care and animal-friendly feeding. These aspects play a crucial role in the animals' healing process.

The addition of two further tutorials, one for the public and one for hunters and rehabilitators, is intended to create a comprehensive set of materials. This

set of materials can cover a large part of the relevant topics, from finding a wild animal to providing medical care to reintroducing it to the wild.

Overall, the online tutorial for veterinarians and students, along with the supplemental tutorials, provides a valuable resource for veterinarians, students, the public, and hunters. Thorough and practical training, as well as improved care and reintroduction of wild animals, are supported by this extensive knowledge base.

## VIII. LITERATURVERZEICHNIS

- Abou-Madi, N. (2020). Natural history and medical management of mustelids. In S. M. Hernandez, R. F. Aguilar, H. W. Barron, M. J. Yabsley, & E. A. Miller (Eds.), *Medical management of wildlife species: A guide for practitioners* (pp. 283–296). John Wiley & Sons.
- Alexander. (2024). E-Learning-Trends und ihre positive Auswirkung auf die Umwelt. Bundesumweltportal. Abgerufen am 06. September 2024, von <https://www.bundesumweltportal.de/e-learning-trends-und-ihre-positive-auswirkung-auf-die-umwelt/>
- American Veterinary Medical Association. (2020). AVMA guidelines for the euthanasia of animals. Von <https://www.avma.org/sites/default/files/2020-02/Guidelines-on-Euthanasia-2020.pdf>
- Andersen, A. A., & Franson, J. C. (2007). Avian Chlamydiosis. In N. J. Thomas, D. B. Hunter, & C. T. Atkinson, *Infectious Diseases of Wild Birds* (S. 303–316). Iowa, USA: Blackwell Publishing.
- Asher, R. J., & Olbricht, G. (February 2009). Dental Ontogeny in Macroscelides proboscideus (Afrotheria) and Erinaceus europaeus (Lipotyphla). *Journal of Mammalian Evolution*, S. 99–115.
- Barutzki, D., Laubmeier, E., & Forstner, M. J. (1987). Der Endoparasitenbefall wildlebender und in menschlicher Obhut befindlicher Igel mit einem Beitrag zur Therapie. *Tierärztliche Praxis*, 15(4), 325–331.
- Baumgartner, R., Isenbügel, E., & Sandmeier, P. (2015). Singvögel. In M. Fehr, L. Sassenburg, & P. Zwart, *Krankheiten der Heimtiere* (S. 439–486). Hannover: Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH und Co. KG.
- Bayerischer Jagdverband e.V. (n.d.). Gesundheitsstatus Feldhase. Abgerufen am 12. Aust 2024, von <https://www.jagd-bayern.de/jagd-wildwald/wildtierkrankheiten-seuchen/sondermonitorings/gesundheitsstatus-feldhase/>
- Beck, W. (2007). Endoparasiten beim Igel. *WIENER KLINISCHE WOCHENSCHRIFT* The Middle European Journal of Medicine, Springer-Verlag, S. 40–44.
- Berger, A. (2024). Occurrence and Characteristics of Cut Injuries in Hedgehogs in Germany: A Collection of Individual Cases. *Animals*.
- Bernigau, D., & Bahramsooltani, M. (2022). Tierärztliche Kompetenzen lehren, lernen, prüfen – darf es etwas digitaler sein? In *Leipziger Blaue Hefte: LBH 11. Leipziger Tierärztekongress – Tagungsband 1* (pp. 35–38).
- Bernigau, D., Bahramsooltani, M., Corte, G., Reese, S., Pfarrer, C., & Fietz, S. (2021). Task force veterinary anatomy: Joint efforts of the five German veterinary schools to ensure education during the COVID-19 pandemic. *Journal of Medical Education*, 38(5)
- Bewig, M., & Mitchell, M. A. (2009). Wildlife. In M. A. Mitchell & T. N. Tully Jr. (Eds.), *Manual of exotic pet practice* (pp. 493–529). Elsevier.

- Bexton, S. (2016). Hedgehogs. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 117–136). British Small Animal Veterinary Association.
- Bexton, S., & Couper, D. (2019, November). Veterinary care of free-living hedgehogs. *InPractice*, 41(9), 403–464.
- Bill, J. O. (2005). Euthanasia in wildlife rehabilitation and specific considerations for pelagic and diving bird rehabilitation. *Wildlife Rehabilitation Bulletin*, 23(2), 36–41.
- Blackett, T. (2015, October 7). Squirrels — An overview of common clinical presentations and important diseases. *Companion Animal*, 20(10).
- Blackett, T. (2016). Squirrels. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 137–151). British Small Animal Veterinary Association.
- Bosch, S. (n.d.). Porträt Eichhörnchen. NABU – Naturschutzbund Deutschland. Abgerufen am 17. Juli 2024, von <https://www.nabu.de/tiere-und-pflanzen/saeugetiere/nager/04566.html>
- Bourne, D. (2016). Other mustelids. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 242–252). British Small Animal Veterinary Association.
- Brandes, F. (2009). Findeltiere: Aufziehen und auswildern. [Verlag nicht angegeben].
- Brandes, F., Dayen, M., Hartmann, S., Kögler, J., Richter, T., & Wünnemann, K. (2019). Umgang mit kranken und verletzten Tieren der gelisteten invasiven Arten: Behandlung oder Tötung? *Deutsches Tierärzteblatt*, 67, 1532–1534.
- Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen. (27.. Juli 2022). Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen. Von Myxomatose: <https://www.blv.admin.ch/blv/de/home/tiere/tierseuchen/uebersicht-seuchen/alle-tierseuchen/myxomatose.html> abgerufen
- Bundesamt für Naturschutz. (n.d.). Artenzahlen der Tiere, Pflanzen und Pilze in Deutschland und weltweit. Abgerufen am 21. Juni 2024, von <https://www.bfn.de/daten-und-fakten/artenzahlen-der-tiere-pflanzen-und-pilze-deutschland-und-weltweit>
- Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft. (2020). Fuchsbandwurm. Abgerufen am 12. Juni 2025, von <https://www.bmel.de/DE/themen/tiere/tiergesundheit/tierseuchen/fuchsbandwurm.html>
- Bundesministerium für Soziales, Gesundheit, Pflege und Konsumentenschutz. (2023, 5. Juli). Aviäre Influenza (Vogelgrippe): Information für medizinisches Fachpersonal und Gesundheitsbehörden (Version 2.0). Wien.

- Bundesumweltministerium. (2021, 9. August). Invasive gebietsfremde Arten. Abgerufen am 26. Januar 2024, von <https://www.bmuv.de/themen/naturschutz-artenvielfalt/artenschutz/nationaler-artenschutz/invasive-gebietsfremde-arten>
- Burke, H. F., Swaim, S. F., & Amalsadvala, T. (2002). Review of wound management in raptors. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 16(3), 180–191.
- Butterworth, E., & Beverley-Burton, M. (1984). Observations on the prevalence and intensity of *Capillaria* spp. (Nematoda: Trichuroidea) in wild carnivora from Ontario, Canada. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 48, 34–37.
- Cahak Gibson, M. (2020). Ducks, geese, and swans. In R. S. Duerr & L. J. Gage (Eds.), *Hand-rearing birds* (2nd ed., pp. 89–106). John Wiley & Sons.
- Capello, V., & Lennox, A. (2008). *Clinical radiology of exotic companion mammals*. Blackwell Publishing.
- Carpenter, J. (2013). Exotic animal formulary (4th ed.). WB Saunders Company.
- Casey, S., & Casey, A. (2003). *Squirrel rehabilitation handbook*. WildAgain Wildlife Rehabilitation.
- Casey, S., & Goldthwait, M. (2011). Aspiration in juvenile squirrels: Etiologies, treatments, prevention. NWRA Wildlife Rehabilitation Resources.
- Casey, S., & Goldthwait, M. (2013). When pets attack wildlife – Part 2: What to do. *Wildlife Rehabilitation Bulletin*, 32(2), 18–25.
- Casey, S., & Mackenzie, G. (2013). When pets attack wildlife – Part 1: What can happen. *Wildlife Rehabilitation Bulletin*, 31(2), 8–16.
- Chitty, J. (2010). Birds of prey. In A. Meredith & C. Johnson-Delaney (Eds.), *BSAVA manual of exotic pets: A foundation manual* (5th ed., pp. 200–220). British Small Animal Veterinary Association.
- Chitty, J. (2016). Pigeons and doves. In E. Mullineaux, & E. Keeble, *BSAVA Manual of Wildlife Casualties second edition* (S. 389-397). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Clauss, M. (2022). Ernährung von Wildtieren: kurzes Päppeln oder langfristige Konzepte. *Leipziger Blaue Hefte LBH*: 11. Leipziger Tierärztekongress – Tagungsband 1, 482-485.
- Coles, B. (2007). Clinical Examination. In B. Coles, *Essentials of Avian Medicine and Surgery* (S. 47-49). Oxford: Blackwell Science Ltd.
- Couper, D. (2016). Foxes. In E. Mullineaux, & E. Keeble, *BSAVA Manual of Wildlife Casualties second edition* (S. 260-274). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Cowen, S. (2016). Care and hand-rearing of young wild animals. In E. K. Mullineaux, *BSAVA Manual of Wildlife Casualties second edition* (S. 73-80). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Creevy, K. E., & Evans, J. B. (2022, December). Canine distemper. In Merck Veterinary Manual. Abgerufen am 4. April 2024, von <https://www.merckvetmanual.com/generalized-conditions/canine-distemper/canine-distemper?ruleredirectid=496cfid=htm/bc/56700.htm>

- Deplazes, P., Joachim, A., Mathis, A., Strube, C., Taubert, A., von Samson-Himmelstjerna, G., & Zahner, H. (2020). Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart: Thieme.
- Deutsche Wildtierstiftung. (n.d.). Eichhörnchen. Abgerufen am 07. März 2024, von <https://www.deutschewildtierstiftung.de/wildtiere/eichhoernchen>
- Deutsche Wildtierstiftung. (n.d.). Steckbrief Feldhase. Abgerufen am 12. März 2024, von <https://www.deutschewildtierstiftung.de/wildtiere/feldhase>
- Deutscher Tierschutzbund e.V. (2021, März). Position zur Versorgung und Rehabilitation von (heimischen) frei lebenden Wildtieren. Deutscher Tierschutzbund.
- Deutscher Tierschutzbund. (n.d.). Invasive Arten. Abgerufen am 24. Mai 2024, von <https://www.tierschutzbund.de/tiere-themen/wildtiere/invasive-arten>
- Diehl, S., & Stokhaug, C. (2012). Release criteria for rehabilitated wild animals. *Wildlife Rehabilitation Bulletin*, 30(2), 159–181.
- Dietz, C., & Kiefer, A. (2014). Die Fledermäuse Europas. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co.
- Doss, G. A., & Carpenter, J. W. (2021, June). Diseases of hedgehogs. In MSD Veterinary Manual. Abgerufen am 11. Juni 2024, von <https://www.msdbvmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/hedgehogs/diseases-of-hedgehogs>
- Eaton, J. S. (2022). Ophthalmology of Lagomorpha: Rabbits, hares, and pikas. In F. Montiani-Ferreira, B. A. Moore, & G. Ben-Shlomo (Eds.), Wild and exotic animal ophthalmology (Vol. 2, pp. 367–402). Springer.
- Emily, P. P., & Eisner, E. R. (2021). Zoo and wild animal dentistry. John Wiley & Sons.
- Englund, J. (1982). A comparison of injuries to leg-hold trapped and foot-snared red foxes. *Journal of Wildlife Management*, 46(4), 1113–1117.
- Erdmann, S. I., & Thomsen, M. (2022). Wildtiere in der Praxis – Was kann und darf man überhaupt? In Leipziger Blaue Hefte: LBH 11. Leipziger Tierärztekongress – Tagungsband 1 (pp. 494–496).
- Erritzøe, J., & Busching, W.-D. (2006). Gedanken zu Hungerstreifen und ähnlichen Phänomenen im Vogelgefieder. Beiträge zur Gefiederkunde und Morphologie der Vögel, 12, 52–65.
- Eule, C., Nell, B., & Wollanke, B. (2017). Untersuchung des Auges und seiner Adnexe. In W. Baumgartner & T. Wittek (Eds.), Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere (9. aktualisierte und erweiterte Auflage, pp. 315–336). Enke.
- Evans, R. H. (1984). Ivermectin treatment of notoedric mange in two fox squirrels. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 185(11), 1437–1438.
- Fehr, M. (2001). Operative Eingriffe bei Igeln – Gewöhnliches und Außergewöhnliches. Vortrag auf der 2. Fachtagung »Rund um den Igel«, Münster/Westf.
- Fehr, M., Saupe, E., & Schicht-Tinbergen, M. (2015). Igel. In M. Fehr, L. Sassenburg, & P. Zwart (Eds.), Krankheiten der Heimtiere (pp. 361–392). Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG.

- Friedrich-Loeffler-Institut (FLI). (n.d.). Tierseuchengeschehen. von <https://www.fli.de/de/aktuelles/tierseuchengeschehen/haemorrhagische-kaninchenkrankheit>
- Forbes, N. (2016). Raptors. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 398–420). British Small Animal Veterinary Association.
- Forbes, N. A. (1996). Neonatal diseases. In P. H. Beynon, N. A. Forbes, & N. H. Harcourt-Brown (Eds.), BSAVA manual of raptors, pigeons and waterfowl (pp. 330–333). British Small Animal Veterinary Association.
- Forshaw, H. (2013). Care and treatment of sick and injured hedgehogs. British Hedgehog Preservation Society.
- Fowler, M. E. (2008). Small mammals. In M. E. Fowler (Ed.), Restraint and handling of wild and domestic animals (pp. 264–293). Wiley-Blackwell.
- Fröhlich, K., Streich, W. J., Fickel, J., Jung, S., Truyen, U., Hentschke, J., & Latz, N. (2005). Epizootiologic investigations of parvovirus infections in free-ranging carnivores from Germany. *Journal of Wildlife Diseases*, 41(1), 231–235.
- Frei, A. (2013). Igel-Patienten in der Tierarztpraxis: Eine Informationsbroschüre des Igelzentrums Zürich in Zusammenarbeit mit dem Veterinäramt Kanton Zürich (2. überarb. Aufl.).
- Friker, J., Ehlers, J. P., Stolla, R., & Liebich, H.-G. (2001). Entwicklung von Lernprogrammen – Fallbeispiele aus der Tiermedizin. *Medizinische Ausbildung*, 18(3), 181–185.
- Göbel, T., & Ewingmann, A. (2005). Heimtierkrankheiten. Eugen Ulmer.
- Gangl, C. (n.d.). Wird die Staupe wieder zum Problem? Bayerischer Jagdverband. Abgerufen am 18. Juni 2024, von <https://www.jagd-bayern.de/wird-die-staupe-wieder-zum-problem/>
- Gavier-Widén, D., & Mörner, T. (1991, June 1). Epidemiology and diagnosis of the European brown hare syndrome in Scandinavian countries: A review. *Revue Scientifique et Technique (International Office of Epizootics)*, 10(2), 453–458.
- Gebhard, J. (1997). Fledermäuse. Springer Basel AG.
- Gibson, M. C. (2020). Ducks, geese, and swans. In R. S. Duerr & L. J. Gage (Eds.), Hand-rearing birds (2nd ed., pp. 89–106). John Wiley & Sons.
- Giebler, D., & Fehr, M. (2015). Hörnchen. In K. Gabrisch & P. Zwart (Eds.), Krankheiten der Heimtiere (pp. 273–291). Schlütersche.
- Gimmel, A., Eulenberger, U., & Liesgang, A. (2021). Feeding the European hedgehog (*Erinaceus europaeus* L.)—Risks of commercial diets for wildlife. *Animal Physiology and Animal Nutrition*, 105(S1), 91–96.
- Goodman, M. (2020). Natural history and medical management of waterfowl. In S. M. Hernandez, R. F. Aguilar, H. W. Barron, M. J. Yabsley, & E. A. Miller (Eds.), Medical management of wildlife species: A guide for practitioners (pp. 229–246). John Wiley & Sons.
- Goulden, S. (2016). Waterfowl. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 355–378). British Small Animal Veterinary Association.

- Grünberg, W. (2020, November). Rickets in animals. MSD Veterinary Manual. Abgerufen am 5. April 2024, von <https://www.msdrveterinarymanual.com/musculoskeletal-system/dystrophies-associated-with-calcium,-phosphorus,-and-vitamin-d/rickets-in-animals>
- Hafner-Marx, A. (2024, 21. Februar). Tularämie (auch Hasenpest oder Nagerpest). Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit. Abgerufen am 12. Mai 2024, von [https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/tierkrankheiten/bakterielle\\_pilzinfektionen/tularaemie/index.htm](https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/tierkrankheiten/bakterielle_pilzinfektionen/tularaemie/index.htm)
- Heatley, J. J. (2009). Hedgehogs. In M. A. Mitchell & T. N. Tully Jr. (Eds.), Manual of exotic pet practice (pp. 440–455). Elsevier Inc.
- Heaton-Jones, K. (2014, 21. November). Common injuries and diseases of hedgehogs. Veterinary Nursing Journal, pp. 114–119.
- World Population Review. (2024). Hedgehog population by country. Abgerufen am 21. Juni 2024, von <https://worldpopulationreview.com/country-rankings/hedgehog-population-by-country>
- Hein, J. (2015). Krankheiten der Heimtiere. In M. Fehr, L. Sassenburg, Z. Peernel, R. Baumgartner, A. Bleich, G. M. Dorrestein, ... T. Lübcke (Eds.), Krankheiten der Heimtiere (pp. 417–421). Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG.
- Hein-Höwner, M., & Höwner, C. (2005). Aufzucht und Auswilderung von Mauersegeln.
- Heuner, K., Scholz, H. C., & Jacob, D. (2023, Juli). Zoonose des Monats – Juli 2023: Erregersteckbrief Francisella tularensis. RKI – Infektionskrankheiten A–Z. Abgerufen am 28. März 2024, von <https://www.rki.de/DE/Content/InfAZ/T/Tularaemie/Tularaemie.html>
- Hofmeester, T. R., & von Wieren, S. E. (2014). Ticks parasitizing pine marten (*Martes martes*) and stone marten (*M. foina*) – A literature review and preliminary data. Paper presented at the 6th International Martes Symposium, Krakow, Poland.
- Igelzentrum Zürich. (2019). Jungigel. Abgerufen am 9. Februar 2024, von <https://www.igelzentrum.ch/pflegebeduerftigergesunderigel/jungigel#alter>
- Igelzentrum Zürich. (2019). Jungigel – Welpenersatzmilch. Abgerufen am 23. April 2024, von <https://www.igelzentrum.ch/pflegebeduerftigergesunderigel/jungigel#welpenersatzmilch>
- Institut für Veterinärpharmakologie und Toxikologie. (2024). CliniPharm/CliniTox. Abgerufen am 14. April 2024, von <https://www.vetpharm.uzh.ch/Cms/CliniPharmTox/Search.html#gsc.tab=0&gsc.q=&gsc.sort=>
- Jingyu, L. (2014). Pros and cons: Web-based education. In International Conference on Education, Management and Computing Technology (pp. 459–461).
- Joseph, V. (1996). Aspergillosis: The silent killer. Journal of Wildlife Rehabilitation, 19(3), 15–18.
- König, H. E., Korbel, R., & Liebich, H.-G. (2009). Anatomie der Vögel. Schattauer.

- Keeble, E. (2016). Seabirds. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 327–342). British Small Animal Veterinary Association.
- Keeble, E., & Heggie, H. (2012). Mammals: Biology and husbandry. In M. Varga, R. Lumbis, & L. Gott (Eds.), BSAVA manual of exotic pet and wildlife nursing (pp. 34–57). British Small Animal Veterinary Association.
- Kertesz, P. (1993). A colour atlas of veterinary dentistry and oral surgery. Wolfe Publishing.
- Kim, H.-J., & Kim, K.-T. (2023). A case of rickets in an artificially raised white-tailed eagle (*Haliaeetus albicilla*) chick at a zoo. *The Journal of Veterinary Medical Science*, 85(5), 584–586.
- Kličková, E., Černíková, L., Dumondin, A., Bártová, E., Budíková, M., & Sedláč, K. (2022). Canine distemper virus in wild carnivore populations from the Czech Republic (2012–2020): Occurrence, geographical distribution, and phylogenetic analysis. *Life*.
- Kollias, G. V., & Fernandes-Moran, J. (2015). Mustelidae. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* (Vol. 8, pp. 476–491).
- Komitee für Igelschutz e.V. Hamburg. (2010, Oktober). Igel – Wissen kompakt. Hamburg.
- Korbel, R. (1994). Augenkrankheiten bei Vögeln: Ätiologie und Klinik von Augenkrankheiten, Luftsack-Perfusionsanästhesie, ophthalmologische Photographie und Bildatlas der Augenkrankheiten bei Vögeln. München.
- Korbel, R. (1995). Augenkrankheiten bei Vögeln – Ätiologie und Klinik, Luftsack-Perfusionsanästhesie, ophthalmologische Photographie und Bildatlas der Augenkrankheiten bei Vögeln (Habilitation). Ludwig-Maximilians-Universität München.
- Korbel, R. (1997). Erkrankungen des Augenhintergrundes bei Greifvögeln. In Deutscher Falkenorden (Hrsg.), *Greifvögel Falknerei – Jahrbuch Deutscher Falkenorden (DFO)* (pp. 69–88). Meisungen.
- Korbel, R. T. (2000). Disorders of the posterior eye segment in raptors – examination procedures and findings. In J. Lumeij, J. Remple, P. Redig, M. Lierz, & J. Cooper (Eds.), *Raptor biomedicine III* (pp. 179–193). Zoological Education Network.
- Korbel, R. T. (2002). Avian ophthalmology – principles and application. In *Proceedings of the WSAVA Congress 2002*.
- Korbel, R., & Van Wettore, A. (2002). Linsentrübung bei juvenilen Greifvögeln. *Tierärztliche Praxis*, 30, 145–147.
- Korbel, R., Hagen, E., & Rinder, M. (2021). Medizinische Versorgung von verletzt aufgefundenen heimischen Wildvögeln. In W. Lantermann & J. Asmus (Eds.), *Wildvogelhaltung* (pp. 387–409). Springer Spektrum.
- Korbel, R., Reese, S., & Liebig, H.-G. (2016). Fixationstechniken und Anästhesieverfahren. In H. König, R. Korbel, & H.-G. Liebig (Eds.), *Avian anatomy* (2. Aufl., pp. 292–304). 5m Publishing.

- Kostka, V., & Bürkle, M. (2010). Röntgendiagnostik. In V. Kostka & M. Bürkle (Eds.), Basisversorgung von Vogelpatienten (pp. 43–47). Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG.
- Kummerfeld, N. (2015). Labordiagnostik Vögel. In Krankheiten der Heimtiere (pp. 745–750). Schlütersche.
- Kummerfeld, N., Korbel, R., & Lierz, M. (2005). Therapie oder Euthanasie von Wildvögeln – tierärztliche und biologische Aspekte. Tierärztliche Praxis, 33, 431–439.
- Laacke-Singer, L. (2019). Steckbrief: Eichhörnchen – Daten, Fakten und Pflegetipps rund um das Eichhörnchen. Team konkret, 7–9.
- Landes, E., Struck, S., & Meyer, H. (1997). Examination of commercial hedgehog feed for its quality (acceptance, digestibility, and nutritional composition). Tierärztliche Praxis, 25, 178–184.
- Landesamt für Verbraucherschutz Thüringen. (n.d.). Tularämie. Abgerufen am 10. März 2024, von [www.verbraucherschutz-thueringen.de](http://www.verbraucherschutz-thueringen.de)
- Lawson, B., & Best, D. (2016). Passerines and other small birds. In E. Mullineaux & E. Keeble (Eds.), BSAVA manual of wildlife casualties (2nd ed., pp. 421–438). British Small Animal Veterinary Association.
- Le, T. H. (2006). Das European Brown Hare Syndrome (EBHS) in Feldhasenpopulationen (*Lepus europaeus* Pallas 1778) Norddeutschlands: Infektionsgrade, Infektionswahrscheinlichkeiten und deren Beziehungen zu Populations- und Umweltfaktoren. Cuvillier Verlag.
- Leibold, M. (2015). Aktuelle epidemiologische Lage der Myxomatose in Deutschland. Veterinärspiegel 25 (01), S. 10-14.
- Leighton, F. A., & Heckert, R. A. (2007). Newcastle Disease and Related Avian Paramyxoviruses. In N. J. Thomas, D. B. Hunter, & C. T. Atkinson, Infectious Diseases of Wild Birds (S. 3-16). Iowa, USA: Blackwell Publishing.
- Lich, B. (2015). Eichhörnchen. GEOLINO Nr. 12/2015 - Auf Tauchstation im Algenwald.
- Lierz, M., & Hail, K. (kein Datum). Diskussionsgrundlage: Erarbeitung von Grundlagen zur Evaluierung von Wildtierauffangstationen in Hessen.
- Lord, J., & Miller, A. (2020). Natural History and Medical Management of Canids: Emphasis on Coyotes and Foxes. In S. M. Hernandez, H. W. Barron, E. A. Miller, R. F. Aguilar, & M. J. Yabsley, Medical Management of Wildlife Species A Guide for Practitioners (S. 313-326). Hoboken, USA: John Wiley & Sons, Inc.
- Müller, L., Tipold, A., Ehlers, J. P., & Schaper, E. (2019). Digitalisierung der Lehre? – Begleitende Bedarfsanalyse zur Implementierung von Vorlesungsaufzeichnungen in der tiermedizinischen Ausbildung. Tierärztliche Praxis Kleintiere/ Heimtiere, S. 1664-174.
- Müller, M. (2005). Lerneffizienz mit E-Learning. Zeitschrift für Personalforschung, 19. Jg., Heft 4, S. 385-387.

- Müller, M. (2019, 06. August). Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit. Von Der Feldhase – eine infektiologische Fundgrube:  
[https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/tierkrankheiten/bakterielle\\_pilzinfektionen/tularaemie/der\\_feldhase\\_eine\\_infektiologische\\_fundgrube.htm](https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/tierkrankheiten/bakterielle_pilzinfektionen/tularaemie/der_feldhase_eine_infektiologische_fundgrube.htm)  
abgerufen am 21. Juli 2024
- MacIntosh, H. (2021, 01. März). Subcutaneous emphysema in a European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) – a case study. Veterinary Nursing Journal, 91–95.
- Mantor, M., Krause, S., & Hart, L. (2014). Trapping and handling squirrels: Trap modification and handling restraint to minimize injuries and stress. Wildlife Society Bulletin, 152–159.
- Marinis, A. M., & Masseti, M. (1995). Feeding habits of the pine marten *Martes martes* L., 1758, in Europe: A review. *Hystrix*, 143–150.
- McDonald, R., & Larivière, S. (2001). Diseases and pathogens of *Mustela* spp., with special reference to the biological control of introduced stoat (*Mustela erminea*) populations in New Zealand. Journal of the Royal Society of New Zealand, 31, 721–744.
- McRuer, D. (2018). Euthanasia in wildlife rehabilitation. Wildlife Rehabilitation Bulletin, 36(1), 6–17.
- Meekins, J. (2022). Ophthalmology of Sciuroomorpha: Squirrels, Prairie Dogs, and Relatives . In F. Montiani-Ferreira, B. A. Moore, & G. Ben-Shlomo, Wild and Exotic Animal Ophthalmology Volume 2: Mammals (S. 437-444). Cham, Switzerland: Springer.
- Menzies, A., Studd, E., Majchrzak, Y., Peers, M., Bouti, S., Dantzer, B., ... Humphries, M. (2020). Body temperature, heart rate, and activity patterns of two boreal homeotherms in winter: Homeostasis, allostasis, and ecological coexistence. Functional Ecology, 34, 2292–2301.
- Meredith, A. (2016). Wildlife triage and decision-making. In E. Mullineaux & E. Keeble (Hrsg.), BSAVA Manual of Wildlife Casualties (2. Aufl., S. 27–36). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Meredith, A. L., & Keeble, E. (2011). Wildlife Medicine & Rehabilitation. London: Manson Publishing Ltd.
- Miles, A. E., & Gringson, C. (1990). Colyer's Variations and Diseases of the Teeth of Animals. New York: Cambridge University Press.
- Miller, E. A. (2012). Minimum standards for wildlife rehabilitation. In Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation (S. 59).
- Miller, E. A. (2020). Natural history and medical management of squirrels and other rodents. In S. M. Hernandez, H. W. Barron, E. A. Miller, R. F. Aguilar & M. J. Yabsley (Hrsg.), Medical Management of Wildlife Species: A Guide for Practitioners (S. 169–180). Hoboken: John Wiley & Sons, Inc.
- Miller, E. A. (2022, 25. Januar). Wildlife radiology. Wildlife Rehabilitation Bulletin, 17–27.
- Miller, E. A., Brunner, E., Driscoll, C., & McGowan, P. (2013). Botulism...Or Is It? Wildlife Rehabilitation Bulletin, 31(1), 1–12.
- Moore, A. T. (2014). Principles of raptor cage design. Wildlife Rehabilitation Bulletin, 32(1), 12–16.

- Mullineaux, E., & Keeble, E. (2016). First aid and emergency care. In E. Mullineaux & E. Keeble (Hrsg.), BSAVA Manual of Wildlife Casualties (2. Aufl., S. 37–55). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Murphy, M. E., & Miller, B. K. (1989). A structural comparison of fault bars with feather defects known to be nutritionally induced. *Canadian Journal of Zoology*, 67, 1311–1317.
- NABU Berlin. (Februar 2020). Tierliebe falsch verstanden – Eichelhäher mit Pflegeschäden nun in Expertenobhut. Von <https://berlin.nabu.de/news/newsarchiv/2020/februar/27660.html> abgerufen am 13. Juli 2024.
- Neubauer-Juric, D. A. (2023, 27. Januar). Tollwut (Rabies, klassische Tollwut, terrestrische Tollwut). Von <https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/tierkrankheiten/virusinfektionen/tollwut/index.htm#fledermaustollwut> abgerufen am 15. Juli 2024.
- Neumeier, M. (2021). Igelhilfe. In T. Wrobbel, Mit zahlreichen Tabellen zu Behandlung und Medikation 8., aktualisierte Auflage (S. 103–110). Münster/Westf. : Verlag Pro Igel e.V., Münster/Westf. .
- Neumeier, M., & Schiller, C. (1997). Industrielles Igelfutter - für den Igel geeignet? Futtermischungen auf dem Prüfstand. Münster: Prolgel e.V.
- Nietsch, J. (2024, 5. Mai). Wildtierversorgung im Tierheim. (S. Rechenbach, Interviewer)
- Orosz, S., Scott Echols, M., & Redig, P. (2023). In S. Orosz, M. Scott Echols & P. Redig (Hrsg.), Avian Surgical Anatomy and Orthopedic Management (S. 30–31). Florence: Teton NewMedia.
- Paschke, M., Lindemann-Matthies, P., Eichenberger, S., & Brandl, H. (2003). Wie können Motivation, Lerninteresse und Lernverständnis im E-Learning gefördert werden. *MedienPädagogik: Zeitschrift für Theorie und Praxis der Medienbildung*, 1–16.
- Pees, M., & Steinmetz, A. (2010). In M. Pees (Hrsg.), Leitsymptome bei Papageien und Sittichen (2. Aufl., S. 200–2018). Stuttgart: Enke.
- Pokras, M., & Murray, M. (2004). Throw away your dex!! A polemic on why rehabilitators should NOT use dexamethasone. *Wildlife Rehabilitation Bulletin*, 22(1), 4–6.
- Pollock, C., & Kanis, C. (2015). Basic Information Sheet: European Hedgehog. Lafeber Vet. Von <https://lafeber.com/vet/basic-information-sheet-european-hedgehog/> abgerufen am 19. Juni 2024.
- Potts, A. (2016). Captive enrichment for owls (Strigiformes). *Journal of Wildlife Rehabilitation*, 36(2), 11–14.
- Ranjan, K., Tiwari, T., Rajeev, K. A., Pramod, K., & Brajesh, S. S. (2018). Metabolic bone diseases of captive mammals, reptiles and birds. *Approaches in Poultry, Dairy & Veterinary Sciences*, 3(3).
- Redig, P. T. (1996). Nursing avian patients. In P. H. Beynon, N. A. Forbes & N. H. Harcourt-Brown (Hrsg.), BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Waterfowl (S. 42–46). Shurdington, Cheltenham: British Small Animal Veterinary Association.

- Richardson, J. (2016). Rabbits and hares. In E. Mullineaux & E. Keeble (Hrsg.), BSAVA Manual of Wildlife Casualties (2. Aufl., S. 192–209). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Richarz, K., & Limbrunner, A. (2003). Fledermäuse – Fliegende Kobolde der Nacht. Stuttgart: Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co.
- Richter, T., Brandes, F., Dayen, M., Hartmann, S., Kögler, J., Möbius, G., & Wünnemann, K. (2020). Biologische, rechtliche und ethische Aspekte der Aufnahme und Rehabilitation von hilfsbedürftigen Wildtieren. Von [https://d-f-o.de/tl\\_files/downloads/Rehabilitation-Wildtiere\\_2020.pdf](https://d-f-o.de/tl_files/downloads/Rehabilitation-Wildtiere_2020.pdf) abgerufen
- Richter, T., Kunzmann, P. H., & Blaha, T. (2012). Wildtiere in Menschenhand - Überlegungen zu moralisch-rechtlichen und biologischen Status von Wildtieren. Deutsches Tierärzteblatt (11), 1550-1553.
- Riddle, O. (1908). The genesis of fault bars in feathers and the cause of alternation of light and dark fundamental bars. Biological Bulletin 14, 328-371.
- Rinder, M., & Korbel, R. (2020). Wichtige Zoonosen und andere Infektionskrankheiten in der Wildvogelhaltung. In W. A. Lantermann (Hrsg.), Wildvogelhaltung (S. [Seitenangabe fehlt]). Berlin, Heidelberg: Springer Spektrum.
- Robertson, C. P. J., & Harris, S. (1995). The behaviour after release of captive-reared fox cubs. Animal Welfare, 4, 295–306.
- Ruth, I. (2012). Wildlife Care Basics for Veterinary Hospitals Before the Rehabilitator Arrives. [Selbstverlag oder Organisation, falls bekannt].
- Sós, E., & Sós-Koroknai, V. (2023). Veterinary Management of European Hedgehogs. In R. E. Miller, P. P. Calle & N. Lamberski (Hrsg.), Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 10 (S. 737–743). St. Louis: Elsevier.
- Sainsbury, A. W., Kountouri, A., DuBoulay, G., & Kertesz, P. (2004). Oral disease in free-living red squirrels (*Sciurus vulgaris*) in the United Kingdom. Journal of Wildlife Diseases, 40(2), 185–196.
- Sainsbury, A. (2003). Squirrels. In E. Mullineaux, D. Best & J. Cooper (Hrsg.), BSAVA Manual of Wildlife Casualties, 1st ed. (S. 66–74). Gloucester: BSAVA Publications.
- Sainsbury, A. (2008). Chapter 29: Medical aspects of red squirrel translocation. In M. E. Fowler & R. E. Miller (Hrsg.), Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy, Volume 6 (S. 236–242). St. Louis: Elsevier Inc.
- Samour, J., & Naldo, J. L. (2007). Anatomical and Clinical Radiology of Birds of Prey. Elsevier.
- Sandmeier, P., & Baumgartner, R. (2015). Wellensittiche. In K. Gabrisch & P. Zwart (Hrsg.), Krankheiten der Heimtiere (S. 583–628). Hannover: Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG.
- Schütte, K., Springer, A., Brandes, F., Reuschel, M., Fehr, M., & Christina, S. (2024). Ectoparasites of European hedgehogs (*Echinaceus europaeus*) in Germany and their health impact. Parasites & Vectors, 17(1). [https://doi.org/\[DOI falls bekannt\]](https://doi.org/[DOI falls bekannt])

- Schares, G. (2021). Toxoplasmose – Toxoplasmosis. In Tiergesundheitsjahresbericht 2021 (Kapitel 19). Friedrich-Loeffler-Institut.
- Schmäschke, R., Sachse, M., & Schöne, R. (2004). Federmilben – wenig bekannte Ektoparasiten bei Vögeln. Beitrag zum 4. Milbenkundlichen Kolloquium vom 26. bis 27. September 2003 im Zoologischen Institut und Museum der Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald. Abhandlungen und Berichte des Naturkundemuseums Görlitz, 76(1), 57–69.
- Schuller, A., & Jones, M. D. (2017). Hedgehogs. In B. Ballard, & R. Cheek, Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician, Third Edition (S. 369–366). Iowa: John Wiley & Sons, Inc.
- Scott, D. E. (2021). Raptor Medicine, and Rehabilitation, 3rd Edition. Wallingford: CABI.
- Seewald, U. (März 2014). Igel gefunden, was nun? Erstmaßnahmen, Pflege und Auswilderung. team konkret, Enke Verlag, S. 11–13.
- Seidel, B. (1988). Augenerkrankungen der Vögel. In Augenerkrankungen der Haustiere. Stuttgart: Enke.
- Simpson, V. R., Hargreaves, J., Butler, H. M., Davison, N. J., & Everest, D. J. (2013). Causes of mortality and pathological lesions observed post-mortem in red squirrels (*Sciurus vulgaris*) in Great Britain. BMC Veterinary Research, 9, 229. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-229>
- Smith, S. (2016). Principles of capture, handling and transportation. In E. Mullineaux & E. Keeble (Hrsg.), BSAVA Manual of Wildlife Casualties (2. Aufl., S. 17–26). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Sparkuhl, G. (27. Januar 2016). Landestierärztekammer Hessen. Von Wildtier gefunden... was tun? [https://www.ltk-hessen.de/fileadmin/www\\_ltk\\_hessen\\_de/altbestand/pdf/16-01-27-Faltblatt\\_Wildtiere\\_final.pdf](https://www.ltk-hessen.de/fileadmin/www_ltk_hessen_de/altbestand/pdf/16-01-27-Faltblatt_Wildtiere_final.pdf) abgerufen
- Stabsstelle Tiergesundheit – Tierarzneimittelüberwachung. (01. Februar 2022). Regierungspräsidien Baden-Württemberg. Von [https://rp.baden-wuerttemberg.de/fileadmin/RP-Internet/Themenportal/Verbraucherschutz/\\_DocumentLibraries/STV/TA\\_M\\_Basics\\_Umwidmungskaskaden.pdf](https://rp.baden-wuerttemberg.de/fileadmin/RP-Internet/Themenportal/Verbraucherschutz/_DocumentLibraries/STV/TA_M_Basics_Umwidmungskaskaden.pdf) abgerufen
- Stallknecht, D. E., Nagy, E., Hunter, D. B., & Slemons, R. D. (2007). Avian Influenza. In N. J. Thomas, D. B. Hunter & C. T. Atkinson (Hrsg.), Infectious Diseases of Wild Birds (S. 108–130). Iowa, USA: Blackwell Publishing.
- Steinbach-Sobiraj, K., & Pees, M. (2007). Wildvögel in der Praxis – Erste Hilfe und Versorgung. Kleintier konkret, 10(03), 18–23.
- Steinel, A., Parrish, C. R., Bloom, M. E., & Truyen, U. (2001). Parvovirus infections in wild carnivores. Journal of Wildlife Diseases, 37(3), 594–607.
- Stenkat, J. K.-J.-E., & Schmidt, V. (2013). Causes of morbidity and mortality in free-living birds in an urban environment in Germany. EcoHealth, 10, 352–365.
- Stocker, L. (2005). Practical Wildlife Care. Oxford: Blackwell Publishing.

- Tierarten. (o. D.). Bayerischer Jagdverband. Abgerufen am 12. Juni 2024, von <https://www.jagd-bayern.de/natur-und-artenschutz/tierarten/>
- Truyen, U., Müller, T., Heidrich, R., Tackmann, K., & Carmichael, L. E. (1998). Survey on viral pathogens in wild red foxes (*Vulpes vulpes*) in Germany with emphasis on parvoviruses and analysis of a DNA sequence from a red fox parvovirus. *Epidemiology & Infection*, 121(2), 433–440.
- Tseng, F. S. (2020). Natural history and medical management of lagomorphs. In S. M. Hernandez, R. F. Aguilar, H. W. Barron, M. J. Yabsley & E. A. Miller (Hrsg.), *Medical Management of Wildlife Species: A Guide for Practitioners* (S. 185–196). Hoboken: John Wiley & Sons, Inc.
- Turner, P. V., Brash, M. L., & Smith, D. A. (2018). Hedgehogs. In *Pathology of Small Mammal Pets* (S. 387–416). Hoboken: John Wiley & Sons, Inc.
- Unbekannt. (10. Oktober 2023). Hämorrhagische Krankheit der Kaninchen (RHD). AGES. <https://www.ages.at/mensch/krankheit/krankheitserreger-von-abis-z/haemorrhagische-krankheit-der-kaninchen-rhd>
- Unbekannt. (o. D.). Wildtierkrankheiten. Wildtiermanagement Niedersachsen. Abgerufen am 12. Juni 2024, von <https://www.wildtiermanagement.com/hintergrundwissen/wildtierkrankheiten>
- Urbanik, S. (26. April 2015). Außenparasiten. Greifvogelhilfe.de. Abgerufen am 9. Juni 2024, von <https://www.greifvogelhilfe.de/krankheiten/691-2/>
- Vennen, K., & Mitchell, M. (2009). Rabbits. In M. Mitchell & T. Tully (Hrsg.), *Manual of Exotic Pet Practice* (S. 375–405). St. Louis: Elsevier Saunders.
- Wörner, F. G. (Februar 2021). Der Feldhase. Niederfischbach, Deutschland.
- Whittington, J. K., & Rosenhagen, N. (2020). General principles of emergency care. In S. M. Hernandez, H. W. Barron, E. A. Miller, R. F. Aguilar & M. J. Yabsley (Hrsg.), *Medical Management of Wildlife Species* (S. 29–44). Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, Inc.
- Wildvogelhilfe. (17. Juni 2024). Artgerechtes Futter für sehr junge, noch nackte und blinde Nestlinge. Abgerufen am 10. Juni 2024, von <https://wp.wildvogelhilfe.org/vogelwissen/die-aufzucht/wie-fuettert-man-junge-wildvoegel/aufzuchtfutter/fuer-nackte-blinde-nestlinge/>
- Wildvogelhilfe. (17. Juni 2024). Artgerechtes Futter für Vegetarier. Abgerufen am 10. Juni 2024, von <https://wp.wildvogelhilfe.org/vogelwissen/die-aufzucht/wie-fuettert-man-junge-wildvoegel/aufzuchtfutter/artgerechtes-futter-fuer-vegetarier/>
- Wildvogelhilfe. (17. Juni 2024). Greifvögel und Eulen aufziehen. Abgerufen am 11. Juni 2024, von <https://wp.wildvogelhilfe.org/vogelwissen/die-aufzucht/aufzucht-bestimpter-vogelarten/greifvoegel-und-eulen-aufziehen/>
- Wildvogelhilfe. (17. Juni 2024). So füttert man junge Tauben – die beste Fütterungstechnik. Abgerufen am 9. Juni 2024, von <https://wp.wildvogelhilfe.org/vogelwissen/die-aufzucht/aufzucht-bestimpter-vogelarten/tauben-aufziehen/so-fuettert-man-junge-tauben/#:~:text=Man%20kann%20in%20davon%20ausgehen,und%20bei%20Wildtauben%20Gr%C3%BCnzeug%20bereitstehen.>

- Wildvogelhilfe.org. (o. D.). Äußere Parasiten bei Wildvögeln. Abgerufen am 10. Juni 2024, von  
<https://wp.wildvogelhilfe.org/vogelwissen/gesundheit/typische-krankheiten/parasiten/aeussere-parasiten/#Federlinge>
- Williams, B. H., Burek Huntington, K., & Miller, M. (2018, 26. Oktober). Mustelids. In *Pathology of Wildlife and Zoo Animals* (S. 287–304).
- Williams, D., Adeyeye, N., & Visser, R. E. (2017). Ophthalmological abnormalities in wild European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*): A survey of 300 animals. *Open Veterinary Journal*, 7, 261–267.
- Wrobbel, T. (2021). *Igel in der Tierarztpfaxis*. Münster/Westf.: Verlag Pro Igel e.V.

## IX. ANHANG

### 1. Single-Choice-Fragen

#### Gesetzliche Grundlagen

##### Frage 1:

Welches Gesetz erlaubt die vorübergehende Aufnahme von kranken, hilflosen oder verletzten Wildtieren zur Genesung?

- A) Bundesnaturschutzgesetz (BNatSchG) § 45 Absatz 5
- B) Bundesjagdgesetz (BJagdG) § 1 Absatz 1
- C) Tierschutzgesetz (TierSchG) § 2
- D) Arzneimittelgesetz (AMG) § 56a Absatz 2

**Richtige Antwort:** A) Bundesnaturschutzgesetz (BNatSchG) § 45 Absatz 5

##### Frage 2:

Wer ist laut Bundesjagdgesetz (BJagdG) berechtigt, Wildtiere jagdbarer Arten zu pflegen und aufzunehmen?

- A) Jeder Bürger
- B) Der Finder des Tieres
- C) Der Jagdausübungsberechtigter
- D) Der Tierarzt

**Richtige Antwort:** C) Der Jagdausübungsberechtigter

**Frage 3:**

Welche Verpflichtungen ergeben sich gemäß § 1 des Tierschutzgesetzes (TierSchG) für Tierärzte bei der Aufnahme und Behandlung von Wildtieren?

- A) Tiere dürfen nur nach vorheriger Genehmigung behandelt werden
- B) Schmerzen, Leiden und Schäden von Tieren müssen verhindert oder verringert werden
- C) Tiere dürfen ohne weitere Maßnahmen behandelt und freigelassen werden
- D) Tiere müssen sofort an die zuständige Behörde übergeben werden

**Richtige Antwort:** B) Schmerzen, Leiden und Schäden von Tieren müssen verhindert oder verringert werden

**Frage 4:**

Welcher Paragraph des Bundesjagdgesetzes (BJagdG) verbietet eine Wiederauswilderung von Wildkaninchen und Wildschweinen?

- A) § 1 Absatz 1
- B) § 22a Absatz 1
- C) § 28 Absatz 2
- D) § 36

**Richtige Antwort:** C) § 28 Absatz

**Frage 5:**

Unter welchen Umständen sind Tierärzte nicht zur Notfallversorgung von Tieren verpflichtet?

- A) Wenn der Tierarzt nicht über die erforderliche Fachkompetenz, Ausrüstung oder Ressourcen verfügt.
- B) Wenn das Tier einer streng geschützten Tierart angehört.
- C) Wenn der Finder des Tieres das Einverständnis des Jagdrechtsinhabers nicht eingeholt hat.
- D) Wenn das Tier in einem Naturschutzgebiet gefunden wurde.

**Richtige Antwort:** A) Wenn der Tierarzt nicht über die erforderliche Fachkompetenz, Ausrüstung oder Ressourcen verfügt.

**Untersuchungen:****Frage 1: Anamnese**

Warum ist die Anamneseerhebung bei Wildtieren häufig herausfordernd?

- A) Weil die Tiere nicht so scheu und wehrhaft sind wie Haustiere.
- B) Weil die Finder oder Überbringer oft wenig bis nichts über den Krankheitsverlauf wissen.
- C) Weil Wildtiere schwer einzufangen sind.
- D) Weil es schwierig ist, eine geeignete Umgebung für die Untersuchung zu finden.

**Richtige Antwort:** B) Weil die Finder oder Überbringer oft wenig bis nichts über den Krankheitsverlauf wissen

**Frage 2: Allgemeinuntersuchung**

Welche Aussage trifft NICHT zu? Was ist bei der Allgemeinuntersuchung von Wildtieren besonders wichtig, um Verletzungen zu vermeiden?

- A) Zu Beginn sollte eine umfassende visuelle Beurteilung aus der Distanz erfolgen.
- B) Der Kontakt mit dem Wildtier sollte auf das Notwendigste beschränkt werden.
- C) Verwendung von Hilfsmittel wie Lederhandschuhe, Handtücher und Fangnetzen beim Handling genutzt werden.
- D) Das Wildtier sollte vor der Untersuchung gefüttert werden.

**Richtige Antwort:** D) Das Wildtier sollte vor der Untersuchung gefüttert werden.

**Frage 3: Röntgenuntersuchung**

In wie vielen Ebenen sollte eine Gliedmaße für eine sichere Diagnosestellung mindestens geröntgt werden?

- A) 1
- B) 2
- C) 3
- D) 4

**Richtige Antwort:** B) 2

**Frage 4: Wichtige Bedeutung der Augenuntersuchung**

**Welche Rolle spielt die Augenuntersuchung für eine erfolgreiche Wiederauswilderung heimischer Wildvögel?**

- A) Sie hilft dabei, das Alter und Geschlecht des Vogels genau zu bestimmen.
- B) Sie stellt sicher, dass keine Ektoparasiten vorhanden sind, die den Vogel schwächen könnten.
- C) Sie deckt mögliche Sehbeeinträchtigungen auf, da bei etwa einem Drittel der Vogelpatienten nach einem Trauma äußerlich nicht sichtbare Blutungen im Augenhintergrund auftreten, die den Sehsinn beeinträchtigen und somit die Überlebensfähigkeit in der Natur gefährden könnten.
- D) Die Augenuntersuchung hat keine wesentliche Auswirkung auf eine erfolgreiche Wiederauswilderung.

**Richtige Antwort:** C) Sie deckt mögliche Sehbeeinträchtigungen auf, da bei etwa einem Drittel der Vogelpatienten nach einem Trauma äußerlich nicht sichtbare Blutungen im Augenhintergrund auftreten, die den Sehsinn beeinträchtigen und somit die Überlebensfähigkeit in der Natur gefährden könnten.

**Frage 5: Mydriatika bei Vögeln**

Warum sind gängige Mydriatika für Säugetiere bei Vögeln unwirksam?

- A) Weil die Wirkdauer zu kurz ist
- B) Weil bei Vögeln die Muskulatur der Iris quergestreift ist.
- C) Weil Vögel kein Licht wahrnehmen.
- D) Weil keine geeignete Applikationsmöglichkeit besteht.

**Richtige Antwort:** B) Weil bei Vögeln die Muskulatur der Iris quergestreift ist.

**Frage 6 : Kotuntersuchung**

Welches Prinzip liegt dem Flotationsverfahren zur Identifizierung von Parasitenstadien zugrunde?

- A) Parasitenstadien sinken aufgrund ihres hohen spezifischen Gewichts nach unten ab.
- B) Parasitenstadien schwimmen aufgrund ihres niedrigen spezifischen Gewichts an die Oberfläche.
- C) Parasitenstadien haften an einem Klebestreifen, wodurch sie mikroskopisch nachgewiesen werden können.
- D) Parasitenstadien werden durch Zentrifugation getrennt.

**Richtige Antwort:** B) Parasitenstadien schwimmen aufgrund ihres niedrigen spezifischen Gewichts an die Oberfläche.

**Handling****Frage 1: Igel**

Welche Methode kann verwendet werden, um einen Igel zu entrollen?

- A) Durch sanftes Streichen entlang der Rückenmitte.
- B) Durch Berühren von Gesicht und Bauch.
- C) Durch das Erzeugen von lauten Geräuschen.
- D) Durch schnelles Auf- und Abwiegen des Igels in beiden Händen.

**Richtige Antwort:** A) Durch sanftes Streichen entlang der Rückenmitte.

**Frage 2: Eichhörnchen**

Warum sollten Eichhörnchen niemals an ihren Schwänzen fixiert werden?

- A) Weil sie sich dadurch nicht mehr bewegen können.
- B) Weil die Haut über dem Schwanz empfindlich ist und sich leicht vom Unterhautgewebe ablösen kann.
- C) Weil sie dadurch schneller untersucht werden können.
- D) Weil dadurch Krankheitssymptome überdeckt werden

**Richtige Antwort:** B) Weil die Haut über dem Schwanz empfindlich ist und leicht vom Unterhautgewebe ablösen kann.

**Frage 3: Feldhase und Wildkaninchen**

Warum sollte die Kontaktzeit mit Feldhasen und Wildkaninchen auf ein Minimum beschränkt werden?

- A) Weil sie sehr aggressiv.
- B) Weil sie sehr stressanfällig sind.
- C) Weil sie sich nicht bewegen können.
- D) Weil sie bei zu viel Kontakt schnell ihre natürliche Scheu vor Menschen verlieren.

**Richtige Antwort:** B) Weil sie sehr stressanfällig sind

**Frage 4: Füchse**

Welche Ausrüstung wird NICHT zur Fixierung adulter Füchse empfohlen?

- A) Handtuch
- B) Fangnetz
- C) Quetschboxen und dicke Handschuhe
- D) weicher Schal und Kissen

**Richtige Antwort:** D) weicher Schal und Kissen

**Frage 5: Singvögel**

Welcher Griff wird zur Fixierung kleiner Singvögel empfohlen?

- A) Blumenstraußgriff
- B) Scherengriff
- C) Gebetsbuchgriff
- D) Federkleidgriff

**Richtige Antwort:** B) Der Scherengriff

**Frage 6: Wassergeflügel**

Welche Fixationstechnik wird für kleinere Wasservögel empfohlen?

- A) Fixation des Brustbeins wie bei Hühnern.
- B) Halten der Oberarmknochen einhändig.
- C) Fixation ausschließlich an den Ständern.
- D) Fixation am Kopf des Tieres.

**Richtige Antwort:** A) Fixation des Brustbeins wie bei Hühnern

**Frage 7: Tauben**

Welcher Griff wird häufig bei Tauben zur Untersuchung verwendet?

- A) Scherengriff
- B) Blumenstraußgriff
- C) Zangengriff
- D) Federkleidgriff

**Richtige Antwort:** B) Blumenstraußgriff

**Frage 8: Greifvögel**

Welche persönliche Schutzausrüstung ist besonders wichtig beim Handling von Greifvögeln?

- A) Dicke Gummistiefel
- B) Helm
- C) Lederhandschuhe und Schutzbrille
- D) Netz und Schlinge

**Richtige Antwort:** C) Lederhandschuhe und Schutzbrille

**Medizinische Versorgung****Frage 1: Erstversorgung**

Welche Maßnahme sollte bei der Erstversorgung eines Wildtieres zuerst erfolgen, wenn Fliegeneier oder Maden entdeckt werden?

- A) Das Tier aufwärmen.
- B) Eine Infusion verabreichen.
- C) Fliegeneier oder Maden sorgfältig entfernen.
- D) Das Tier Füttern.

**Richtige Antwort:** C) Fliegeneier oder Maden sorgfältig entfernen

**Frage 2: Physiologische Parameter von Igeln**

Was ist die normale Körpertemperatur eines gesunden Igels?

- A) 32-34°C
- B) 34-36°C
- C) 36-38°C
- D) 38-40°C

**Richtige Antwort:** B) 34-36°C

**Frage 3: Erstversorgung**

Welche Maßnahme sollte bei der Einlieferung eines Tieres zuerst erfolgen?

- A) Anamnese
- B) Kotuntersuchung
- C) Wiegen
- D) Röntgenuntersuchung

**Richtige Antwort:** A) Anamnese

**Frage 4: Infektionskrankheiten bei Igeln**

Welche Symptome deuten auf eine Atemwegsinfektion bei Igeln hin?

- A) Appetitlosigkeit, Durchfall und Abmagerung
- B) Röcheln, Husten, Niesen und Atemnot
- C) Stachelausfall und graue Krusten
- D) Foetor ex ore und Zahsteinbildung

**Richtige Antwort:** B) Röcheln, Husten, Niesen und Atemnot

**Frage 5: Hauterkrankungen bei Igeln**

Welcher Pilz verursacht bei Igeln die sogenannte Ringflechte?

- A) Microsporum canis
- B) Trichophyton erinacei
- C) Microsporum gypseum
- D) Tinea pedis

**Richtige Antwort:** B) Trichophyton erinacei

**Frage 6: Verletzungen bei Eichhörnchen**

Welche der folgenden Verletzungen bei Eichhörnchen benötigt immer die Gabe eines Antibiotikum?

- A) Brüche der Gliedmaßen
- B) Bisswunden durch Katzen
- C) Schusswunden
- D) Sturzverletzungen

**Richtige Antwort:** B) Bisswunden von Katzen

**Frage 7: Vergiftungen bei Eichhörnchen**

Welche Substanz wird bei der Behandlung von Rodentizid-Vergiftungen bei Eichhörnchen verwendet?

- A) Vitamin D
- B) Vitamin K
- C) Vitamin A
- D) Vitamin C

**Richtige Antwort:** B) Vitamin K

**Frage 8: Hygienemaßnahmen**

Warum sind Hygienemaßnahmen bei der Versorgung von Wildtieren besonders wichtig?

- A) Weil sie empfindliche Haut haben.
- B) Weil sie potenzielle Träger von Zoonosen sind.
- C) Weil sie leicht dehydrieren.
- D) Weil sie sonst nicht fressen.

**Richtige Antwort:** B) Weil sie potenzielle Träger von Zoonosen sind

**Frage 9: Woran kann man Feldhasen und Wildkaninchen eindeutig voneinander unterscheiden?**

- A) Feldhasen sind größer und haben längere Ohren mit schwarzen Spitzen.
- B) Wildkaninchen leben allein, während Feldhasen in Gruppen leben.
- C) Wildkaninchen haben größere Pfoten als Feldhasen.
- D) Feldhasen graben tiefe Baue, während Wildkaninchen oberirdische Nester bauen.

**Richtige Antwort:** A) Feldhasen sind größer und haben längere Ohren mit schwarzen Spitzen.

**Frage 10: Myxomatose und RHD**

Was sind mögliche Übertragungswege für Krankheiten wie Myxomatose und RHD?

- A) blutsaugende Insekten
- B) direkter Kontakt zwischen Tieren
- C) kontaminierte Vektoren
- D) alle Aussagen treffen zu

**Richtige Antworten:** D) alle Aussagen treffen zu

**Frage 11: Physiologische Parameter**

Welche der folgenden physiologischen Parameter ist für Füchse korrekt?

- A) Körpertemperatur: 37-38°C
- B) Atemfrequenz: 40-50/min
- C) Herzfrequenz: 125/min
- D) Gewicht adulte Tiere: W 1,5-3,5kg, M 2,5-4kg

**Richtige Antwort:** C) Herzfrequenz: 125/min

**Frage 12: Parasiten**

Welche Ektoparasiten sind bei Füchsen häufig anzutreffen?

- A) Filzläuse
- B) Federlinge
- C) Blutegel
- D) Milben

**Richtige Antwort:** D) Milben

**Frage 13: Behandlung von Räude**

Welche Behandlungsmethode wird bei der Räude bei Füchsen eingesetzt?

- A) Wöchentliche Injektionen von Penicillin.
- B) Einmalige Gabe eines Antibiotikums.
- C) Wiederholte Verabreichung von Ivermectin.
- D) Ausschließliche topische Behandlung mit Aloe Vera.

**Richtige Antwort:** C) Wiederholte Verabreichung von Ivermectin

**Frage 14: Endoparasiten**

Welcher Endoparasit ist besonders gefährlich für Menschen und kann durch Fuchskot übertragen werden?

- A) Toxoplasma gondii
- B) Ascaris lumbricoides
- C) Echinococcus multilocularis
- D) Taenia saginata

**Richtige Antwort:** C) Echinococcus multilocularis

**Frage 15: Trächtigkeitsdauer des Baummarders**

Wie lange dauert die Trächtigkeit eines Baummarders?

- A) 20-25 Tage
- B) 30-35 Tage
- C) 40-45 Tage
- D) 50-55 Tage

**Richtige Antwort:** B) 30-35 Tage

**Frage 16: Symptome einer sekundären Vergiftung durch Rodentizide bei Baummardern**

Welche Symptome können bei einer sekundären Vergiftung durch gerinnungshemmende Rodentizide bei Baummardern auftreten?

- A) Schwäche
- B) Blutergüsse
- C) Blutungen aus Körperöffnungen
- D) Alle oben genannten

**Richtige Antwort:** D) Alle oben genannten

**Frage 17: Anflugtraumata**

Was ist die häufigste Art von Verletzungen bei aufgefundenen Wildvögeln?

- A) Schusswunden
- B) Anflugtraumata
- C) Bisswunden
- D) Vergiftungen

**Richtige Antwort:** B) Anflugtraumata

**Frage 18: Bissverletzungen durch Katzen**

Welche Behandlung ist bei Bissverletzungen durch Katzen bei Wildvögeln entscheidend?

- A) ausschließlich Schmerzmittel
- B) Breitbandantibiotika
- C) ausschließliche Wundreinigung
- D) sofortige Euthanasie

**Richtige Antwort:** B) Breitbandantibiotika

**Frage 19: Frakturbehandlung**

Welche Methode wird zur konservativen Behandlung von Frakturen bei Wildvögeln angewendet?

- A) Chirurgische Fixation
- B) Anwendung von Verbänden und Käfigruhe
- C) Keine Behandlung, da Frakturen nicht heilen
- D) Ausschließliche Gabe von Schmerzmitteln

**Richtige Antwort:** B) Anwendung von Verbänden und Käfigruhe

**Frage 20: Infektionserkrankungen**

Welche Pilzinfektion betrifft häufig das Atmungssystem von Vögeln und ist schwer zu diagnostizieren und zu behandeln?

- A) Aspergillose
- B) Chlamydiose
- C) Salmonellose
- D) Aviäre Influenza

**Richtige Antwort:** A) Aspergillose

**Stationäre Versorgung****Frage 1: Unterbringung von Jungigeln**

Welche Bedingungen sind für die Unterbringung von Igeljungtieren in den ersten Wochen erforderlich?

- A) Eine Temperatur zwischen 26 und 29 °C und eine Umgebung ohne Licht.
- B) Eine Temperatur zwischen 32 und 35 °C und ein provisorisches Nest.
- C) Eine Temperatur zwischen 20 und 25 °C und ein Gehege mit Wasserbecken.
- D) Eine Temperatur zwischen 15 und 20 °C und ein großes Freigehege.

**Richtige Antwort:** B) Eine Temperatur zwischen 32 und 35 °C und ein provisorisches Nest.

**Frage 2: Fütterung von Igeljungtieren**

Was sollte bei der Fütterung von Igeljungtieren unter 100 g beachtet werden?

- A) Fütterung nur einmal täglich.
- B) Fütterung alle 2-3 Stunden, auch nachts.
- C) Fütterung alle 6 Stunden.
- D) Fütterung nur mit festem Futter.

**Richtige Antwort:** B) Fütterung alle 2-3 Stunden, auch nachts.

**Frage 3: Fütterung von adulten Igeln**

Welche Aussage zur Fütterung von adulten Igeln ist korrekt?

- A) Adulte Igel sollten vorwiegend Milchprodukte zu sich nehmen.
- B) Adulten Igeln kann hochwertiges Katzenfutter ohne Gelee gefüttert werden.
- C) Adulte Igel sollten nur alle zwei Tage gefüttert werden.
- D) Adulte Igel kann hochwertiges Hundetrockenfutter gefüttert werden.

**Richtige Antwort:** B) Adulten Igeln kann hochwertiges Katzenfutter ohne Gelee gefüttert werden.

**Frage 4: Unterbringung von jungen Eichhörnchen**

Ab welchem Alter sollten junge Eichhörnchen in eine Zimmervoliere umziehen?

- A) Ab der zweiten Lebenswoche.
- B) Ab der vierten Lebenswoche.
- C) Ab der sechsten bis zwölften Lebenswoche.
- D) Ab der zwölften Lebenswoche.

**Richtige Antwort:** C) Ab der sechsten bis zwölften Lebenswoche.

**Frage 5: Unterbringung von jungen Füchsen**

Welche Temperatur ist für neugeborene Fuchswelpen in den ersten zwei Wochen erforderlich?

- A) 18-22 °C
- B) 22-24 °C
- C) 26-29 °C
- D) 32-35 °C

**Richtige Antwort:** C) 26-29 °C

**Frage 6: Fütterung von adulten Füchsen**

Welche Fütterung wird für adulte Füchse in menschlicher Obhut empfohlen?

- A) Hauptsächlich Gemüse und Obst.
- B) Hauptsächlich Fleisch, ergänzt durch Früchte, Eier und Insekten.
- C) Hauptsächlich Trockenfutter für Hunde.
- D) Hauptsächlich Getreideprodukte und Milch.

**Richtige Antwort:** B) Hauptsächlich Fleisch, ergänzt durch Früchte, Eier und Insekten.

**Frage 7: Unterbringung von jungen Mardern**

Wie sollten Marderjunge unter zwei Wochen untergebracht werden?

- A) In einem weichen Nestersatz in einem Inkubator.
- B) In einem großen Außengehege.
- C) In einer Voliere mit Schlafhäuschen.
- D) In einem Terrarium mit Sandboden.

**Richtige Antwort:** A) In einem weichen Nestersatz in einem Inkubator.

**Frage 8: Fütterung von adulten Mardern**

Was sollte die Hauptnahrung von adulten Mardern in Gefangenschaft sein?

- A) Eintagsküken oder Fleischstücke.
- B) Hauptsächlich Gemüse und Obst.
- C) Trockenfutter für Katzen.
- D) Milchprodukte und Getreide.

**Richtige Antwort:** A) Eintagsküken oder Fleischstücke.

**Frage 9: Ernährung adulter Feldhasen und Wildkaninchen**

Welche Art von Nahrung ist ungeeignet für adulte Feldhasen?

- A) Gras und hochwertiges Heu
- B) Kräuter
- C) Frisches Gemüse wie Blattgrün
- D) Milchprodukte

**Richtige Antwort:** D) Milchprodukte

**Frage 10: Fütterung von jungen Feldhasen**

Wie oft sollten junge Feldhasen, die weniger als 500 g wiegen, gefüttert werden?

- A) Alle 2 Stunden
- B) Alle 4 Stunden
- C) Zweimal täglich
- D) Dreimal täglich

**Richtige Antwort:** B) Alle 4 Stunden

**Frage 11: Wasservögel**

Warum ist es wichtig, Wasservögeln während ihres stationären Aufenthalts immer Wasser zur Verfügung zu stellen?

- A) Wasser ist sehr wichtig für die Gefiederpflege.
- B) Ohne Wasser verlieren Wasservögel schnell ihr Orientierungsvermögen.
- C) Wasservögel trinken nur Wasser und benötigen es nicht für andere Aktivitäten.
- D) Wasservögel müssen immer im Wasser schwimmen, um ihre Körpertemperatur zu regulieren.

**Richtige Antwort:** A) Wasser ist sehr wichtig für die Gefiederpflege.

**2. Evaluationsbogen****Allgemeine Angaben**

Alter: \_\_\_\_\_

Berufsgruppe: \_\_\_\_\_

Arbeiten Sie regelmäßig mit Wildtieren?

 Ja       Nein**Fragen zur Benutzerfreundlichkeit**

1. Wie bewerten Sie die Benutzerfreundlichkeit des Tutorials auf einer Skala von 1 bis 5?

---

2. Gab es technische Schwierigkeiten beim Zugriff auf das Tutorial? Wenn ja, welche?

---

3. Wie leicht war es für Sie, sich im Tutorial zurechtzufinden?

---

4. Waren die Anweisungen und Erklärungen klar und verständlich?

---

**Fragen zum Inhalt**

1. Wie bewerten Sie die Relevanz der Inhalte für Ihren täglichen Praxisalltag?  

---
2. War der Inhalt des Tutorials umfassend genug, um die wichtigsten Aspekte der Behandlung von heimischen Wildtieren abzudecken?  

---
3. Gab es spezifische Themen oder Informationen, die Ihrer Meinung nach fehlen oder vertieft werden sollten?  

---

**Fragen zur Wissensvermittlung**

1. Wie gut hat das Tutorial Ihr Wissen über die Behandlung von heimischen Wildtieren erweitert?  

---
2. Fühlen Sie sich nach Abschluss des Tutorials besser vorbereitet, heimische Wildtiere zu behandeln?  

---
3. Welche neuen Erkenntnisse oder Fähigkeiten haben Sie durch das Tutorial erworben?  

---

**Allgemeine Fragen**

1. Wie bewerten Sie das Gesamterlebnis des Tutorials auf einer Skala von 1 bis 5?  

---
2. Wie bewerten Sie das optische Erlebnis des Tutorials auf einer Skala von 1 bis 5?  

---
3. Würden Sie dieses Tutorial einem Kollegen empfehlen? Warum oder warum nicht?  

---
4. Haben Sie Anregungen/ Verbesserungsideen, die ergänzt werden sollten?  

---

**Fragen zur Anwendung im Berufsalltag**

1. Wie nützlich sind die im Tutorial vermittelten Kenntnisse und Fähigkeiten für Ihre tägliche Arbeit?  

---
2. Haben Sie seit der Teilnahme am Tutorial bereits Gelegenheiten gehabt, das Gelernte in der Praxis anzuwenden? Wenn ja, wie war Ihre Erfahrung?  

---
3. Welche praktischen Herausforderungen sehen Sie bei der Umsetzung der im Tutorial vermittelten Methoden in Ihrer Praxis?  

---

### 3. Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Umwidmungskaskade.....	7
Abb. 2: Storyboard Tutorial.....	115
Abb. 3: Logos, (A) gemeinsames Logo der Startseite, (B) Logo Tutorial Öffentlichkeit, (C) Logo Tutorial Tierärzteschaft, (D) Logo Tutorial Jägerschaft und Rehabilitatoren .....	117
Abb. 4: Grundgerüst Webseite .....	118
Abb. 5: Live-Ansicht der Tutorial Startseite .....	120
Abb. 6: style-Elemente .....	121
Abb. 7: style-Elemente zum responsiven Design .....	123
Abb. 8: style-Elemente zum responsiven Design .....	123
Abb. 9: Steckbrief Rotfuchs zum Download.....	125
Abb. 10: gemeinsame Startseite der 3 Tutorials .....	132
Abb. 11: Login-Seite des Tutorials für die Tierärzteschaft .....	133
Abb. 12: Startseite Tutorial für die Tierärzteschaft.....	134
Abb. 13: Startseite rechtliche Grundlagen .....	135
Abb. 14: Darstellung des Bundesnaturschutzgesetzes .....	136
Abb. 15: Startseite Handling.....	137
Abb. 16: Handling Igel .....	138
Abb. 17: Startseite Untersuchungsmethoden .....	139
Abb. 18: REH-Schema .....	140
Abb. 19: Augenuntersuchung .....	142
Abb. 20: Bsp. Steckbrief Rotfuchs .....	144
Abb. 21: Medizinische Versorgung am Beispiel Igel mit ausgeklapptem Accordeon-Element am Beispiel Erstversorgung beim Igel.....	145
Abb. 22: Pop-up-Fenster am Beispiel Ballonigel .....	146
Abb. 23: stationäre Versorgung am Beispiel Braunbrustigel .....	148
Abb. 24: Startseite Single-Choice-Quiz .....	149

Abb. 26: Anteile der Medien am Medienzeitbudget 2023, Durchschnittliche tägliche Mediennutzung, Quelle: VAUNET-Analyse auf Basis von AGF Videoforschung 2023 (TV, ab 14 Jahren), ma 2023 Audio II (Radio, werktäglich ab 14 Jahren) und Seven.One Media/ forsa – Media Activity Guide 2023, ViewTime Report (alle weiteren Medien, 14-69 Jahre) .....	156
Abb. 27: Fokusgruppenbefragung Studierender (n=5, grüne Balken) und Dozierender der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (n = 1, blaue Balken) zu Vor- und Nachteilen einer Kurzfassung von Vorlesungsaufzeichnungen. Mehrfachnennungen möglich. (Müller, Tipold, Ehlers, & Schaper, 2019) .....	159

**4. Tabellenverzeichnis**

Tab. 1: Steckbrief Igel.....	29
Tab. 2: Steckbrief Eichhörnchen .....	41
Tab. 3: Steckbrief Feldhase und Wildkaninchen .....	51
Tab. 4: Steckbrief Rotfuchs .....	61
Tab. 5: Steckbrief Baummarder .....	69
Tab. 6: Behandlung von Endoparasiten beim Marder .....	72
Tab. 7: Fütterung Jungtiere Wasservögel .....	108

## X. DANKSAGUNG

Mein besonderer Dank gilt meiner Familie, deren Unterstützung und Verständnis mir in vielen Momenten den Rücken gestärkt hat. Insbesondere möchte ich ebenfalls meinem Partner danken, der mir stets zur Seite gestanden hat.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Professor Korbel. Ihre fachliche Unterstützung und Ihr kontinuierliches Engagement für dieses Projekt haben entscheidend zu seinem Erfolg beigetragen. Ihre wertvollen Ratschläge und konstruktiven Kritiken haben meine Arbeit maßgeblich geprägt und verbessert.

Ebenso möchte ich Frau Dr. Maltzan meinen tiefen Dank aussprechen. Ihre Expertise und ihr großes Engagement für das Projekt waren von unschätzbarem Wert. Ihre Unterstützung und Ihr stetiges Bestreben, mir mit Rat und Tat zur Seite zu stehen, haben die Erstellung der Dissertation in vielerlei Hinsicht bereichert.