

**Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover**

# **Pilotstudie zur Untersuchung des Gesundheitszustands von Fischottern (*Lutra lutra*) in Schleswig-Holstein**

Endbericht September 2021

**Bericht an das Ministerium für Energiewende, Landwirtschaft, Umwelt, Natur und  
Digitalisierung des Landes Schleswig-Holstein**

von

Simon Rohner

Prof. Prof. h. c. Dr. Ursula Siebert

unter Mitarbeit von

Joy Ometere Boyi, Eileen Heße, Johann Breust, Dr. Maria Morell, Dr. Kristina Lehnert

**Institut für Terrestrische und Aquatische Wildtierforschung**

**Büsum, September 2021**



## Kooperationspartner:innen & beteiligte Institute

### **Zoologisches Institut, AG Populationsgenetik, Christian-Albrechts-Universität zu Kiel**

Prof. Dr. phil. Günther B. Hartl, Renate Lücht

Am Botanischen Garten 1-9, 24118 Kiel

### **Landesamt für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Räume (LLUR)**

Arne Drews

Hamburger Chaussee 25, 24220 Flintbek

### **Institut für Pathologie, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover**

Dr. Peter Wohlsein

Bünteweg 17, 30559 Hannover

### **Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere der Justus-Liebig-Universität Gießen**

Prof. Dr. Christa Ewers, Dr. Ellen Prenger-Berninghoff

Frankfurter Str. 85-89, 35392 Gießen

### **Institut für Virologie, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover**

Prof. Dr. Paul Becher, Christine Bächlein, PhD

Bünteweg 17, 30559 Hannover

### **Institut für Parasitologie, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover**

Prof. Dr. Christina Strube, PhD, Patrick Waindok, PhD

Bünteweg 17, 30559 Hannover

### **Institut für Biochemie und Biologie, Abteilung Evolutionsbiologie/ Systematische Zoologie, Universität Potsdam**

Prof. Dr. Ralph Tiedemann, Anja Ernst

Karl-Liebknecht-Str. 24-25, Haus 26, 14476 Potsdam

**Bundesanstalt für Gewässerkunde**

Dr. Julia Regnery

Am Mainzer Tor 1, 56068 Koblenz

**Umweltbundesamt**

Jan Koschorreck, Alexander Badry

Bismarckplatz 1, 14193 Berlin

Anton Friesen, Dr. Stefanie Jacob

Wörlitzer Platz 1, 06844 Dessau-Roßlau

## Inhaltsverzeichnis

|  |    |
|--|----|
| Kooperationspartner:innen & beteiligte Institute ..... | 1  |
| Tabellenverzeichnis .....                              | 5  |
| Abbildungsverzeichnis .....                            | 6  |
| 1. Einleitung.....                                     | 8  |
| 2. Material & Methoden.....                            | 9  |
| 2.1 Netzwerk & Meldebogen .....                        | 9  |
| 2.2 Herkunft der Tiere .....                           | 10 |
| 2.3 Bergung & Kadavertransport.....                    | 10 |
| 2.4 Obduktion & Probennahme .....                      | 11 |
| 2.4.1 Obduktion.....                                   | 11 |
| 2.4.2 Zahnaltersbestimmung.....                        | 12 |
| 2.4.3 Histopathologie .....                            | 13 |
| 2.4.4 Mikrobiologie .....                              | 13 |
| 2.4.5 Virologie .....                                  | 14 |
| 2.4.6 Parasitologie.....                               | 14 |
| 2.4.7 Populationsgenetik.....                          | 14 |
| 2.4.8 Andere Proben .....                              | 14 |
| 2.5 Nahrungsökologie.....                              | 15 |
| 2.5.1 Hartbestandteilsanalyse .....                    | 15 |
| 2.5.2 Metabarcoding .....                              | 15 |
| 3. Ergebnisse.....                                     | 16 |
| 3.1 Anzahl & Funddaten .....                           | 16 |
| 3.2 Geschlechterverhältnis und Altersstrukturen .....  | 20 |
| 3.3 Tierkörper & Erhaltungszustand.....                | 22 |
| 3.4 Ernährungszustand.....                             | 23 |
| 3.5 Pathologische Befunde.....                         | 24 |
| 3.5.1 Respirationstrakt .....                          | 25 |
| 3.5.2 Kardiovaskuläres System .....                    | 25 |
| 3.5.3 Thorax.....                                      | 26 |
| 3.5.4 Verdauungstrakt.....                             | 28 |
| 3.5.5 Urogenitaltrakt .....                            | 30 |
| 3.5.6 Haut & Unterhaut.....                            | 34 |
| 3.5.7 Muskel- & Skelettsystem .....                    | 36 |
| 3.5.8 ZNS, Augen & Ohren.....                          | 38 |

|       |   |    |
|-------|---|----|
| 3.5.9 | Hämatopoetisches System & Endokrinium .....     | 39 |
| 3.6   | Weiterführende Diagnostik .....                 | 42 |
| 3.6.1 | Mikrobiologie .....                             | 42 |
| 3.6.2 | Virologie .....                                 | 43 |
| 3.6.3 | Parasitologie .....                             | 43 |
| 3.6.4 | Populationsgenetik.....                         | 44 |
| 3.7   | Nahrungsökologie.....                           | 46 |
| 3.7.1 | Hartbestandteilsanalyse .....                   | 46 |
| 3.7.2 | Metabarcoding .....                             | 51 |
| 3.8   | Todesursachen .....                             | 54 |
| 3.9   | EU Life Apex Projekt .....                      | 55 |
| 3.10  | Antikoagulante Rodentizide in Fischottern ..... | 56 |
| 4.    | Diskussion.....                                 | 57 |
| 5.    | Zusammenfassung.....                            | 65 |
| 6.    | Danksagung .....                                | 66 |
| 7.    | Literatur .....                                 | 67 |
| 8.    | Anhang.....                                     | 74 |
| 8.1   | Glossar .....                                   | 74 |
| 8.2   | Fischotter-Meldebogen .....                     | 77 |
| 8.3   | Fischotter-Obduktionsprotokoll.....             | 78 |

## Tabellenverzeichnis

|   |           |
|---|-----------|
| <b>Tabelle 1: Alterseinteilung der Fischottertotfunde in Schleswig-Holstein.....</b>  | <b>11</b> |
| <b>Tabelle 2: Definitionen der Erhaltungszustände der Fischottertotfunde aus Schleswig-Holstein.<br/>.....</b>                      | <b>12</b> |
| <b>Tabelle 3: Definitionen der Ernährungszustände der Fischottertotfunde aus Schleswig-Holstein.....</b>                            | <b>12</b> |
| <b>Tabelle 4: Anzahl der am ITAW untersuchten sowie der gemeldeten Fischotter der Fundjahre 2015-21.....</b>                        | <b>17</b> |
| <b>Tabelle 5: Alterseinteilung der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Geschlecht.....</b>                     | <b>21</b> |
| <b>Tabelle 6: Ernährungszustände der am ITAW bearbeiteten Fischotter aus den Fundjahren 2015-19 (n.b. = nicht beurteilbar).....</b> | <b>23</b> |
| <b>Tabelle 7: Pathomorphologische Befunde der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Organysytemen.....</b>       | <b>41</b> |
| <b>Tabelle 8: Mikrobiologische Befunde der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Organen.....</b>                | <b>42</b> |
| <b>Tabelle 9: Fischarten, die in den Fischotterlosungen aus Schleswig-Holstein identifiziert wurden.....</b>                        | <b>51</b> |
| <b>Tabelle 10: Todesursachen der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein.....</b>                                       | <b>54</b> |

## Abbildungsverzeichnis

|  |           |
|--|-----------|
| <b>Abbildung 1: Fundlokalisationen der Fischotter aus Schleswig-Holstein aus den Jahren 2015-21 nach Kreisen und kreisfreien Städten.....</b>  | <b>18</b> |
| <b>Abbildung 2: Verteilung der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Monaten und Jahren.....</b>  | <b>19</b> |
| <b>Abbildung 3: Verteilung der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Geschlecht und Jahren.....</b>   | <b>20</b> |
| <b>Abbildung 4: Erhaltungszustände der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein.....</b>  | <b>22</b> |
| <b>Abbildung 5: Ausgranulierender Fremdkörper in der Lunge eines Fischotters (blauer Pfeil), Organansicht von Oben.....</b>  | <b>25</b> |
| <b>Abbildung 6: Zwerchfellruptur mit eröffnetem Thorax eines Fischotters. Die Lunge ist von der Bauchhöhle aus durch das Fenster sichtbar (blauer Pfeil).....</b>  | <b>26</b> |
| <b>Abbildung 7: Pyothorax einer Otterfähe, der komplette Brustkorb ist mit eitriger Flüssigkeit gefüllt (blaue Pfeile). Mittig ist der Herzbeutel zu sehen (blaues Dreieck).....</b>   | <b>27</b> |
| <b>Abbildung 8: (A) Stark abgenutzte Zähne eines älteren Otterrüden. (B) Zahnwechsel bei einem Otterwelpen, der bleibende Eckzahn schiebt den Milcheckzahn aus dem Kiefer (blauer Pfeil).....</b>  | <b>28</b> |
| <b>Abbildung 9: Magenschleimhautveränderungen eines Fischotters (blaue Pfeile).....</b>  | <b>29</b> |
| <b>Abbildung 10: Nierenkonkrement eines Fischotters (blauer Pfeil).....</b>  | <b>30</b> |
| <b>Abbildung 11: Blasenstein auf der Blasen Schleimhaut eines Fischotters.....</b>   | <b>30</b> |
| <b>Abbildung 12: Zysten entlang der Samenleiter eines Fischotters (blaue Pfeile).....</b>  | <b>31</b> |
| <b>Abbildung 13: Reproduktionsnarben im Uterus einer Otterfähe (blaue Pfeile).....</b>   | <b>32</b> |
| <b>Abbildung 14: (A) Uterus einer tragenden Otterfähe mit deutlich vergrößertem, linken Horn (Ansicht von Unten). (B) Fötus aus dem tragendem Horn.....</b>  | <b>33</b> |
| <b>Abbildung 15: Flächige Hämatome in der Unterhaut im Hals- und Brustbereich eines Fischotters (blaue Pfeile).....</b>  | <b>34</b> |
| <b>Abbildung 16: Punktförmige Vertiefungen in der Haut am Ballen der Pfote eines Otters, die als Bisswunden interpretiert wurden (blaue Pfeile).....</b>   | <b>35</b> |
| <b>Abbildung 17: Hochgradig abgemagerter Fischotterrüde von Oben, die Wirbelsäule sowie die Rippen stehen sichtbar hervor.....</b>   | <b>36</b> |
| <b>Abbildung 18: Doppelte Zehen- und Krallenausbildung an der linken Vorderpfote einer Otterfähe (blauer Pfeil).....</b>   | <b>37</b> |
| <b>Abbildung 19: Follikelhyperplasie eines Lymphknotens eines Fischotters. Es sind viele Lymphozyten sichtbar (blaue Pfeile, Foto: P. Wohlsein).....</b>   | <b>39</b> |
| <b>Abbildung 20: Verdacht auf Follikelhyperplasie der Milzpulpa eines Fischotters, die Follikel der Milzpulpa treten deutlich hervor (blaue Pfeile).....</b>   | <b>40</b> |
| <b>Abbildung 21: Anteilige Zuordnung der Fischotter-Einzelindividuen zu zwei identifizierten genetischen Clustern (STRUCTURE-Analyse auf der Basis von 15 nukleären Mikrosatelliten).....</b>  | <b>44</b> |
| <b>Abbildung 22: Geographischer Ursprung der untersuchten Fischotter sowie Zuordnung zu einem genetischen Cluster (Farbe entspricht einer Zuordnung von &gt;50% zu dem jeweiligen Cluster aus Abb. 22). Tendenziell ist das blaue Cluster eher im Nordwesten, das orange im Südosten Schleswig-Holsteins verbreitet.....</b> | <b>45</b> |
| <b>Abbildung 23: Nahrungszusammensetzung der untersuchten Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Klasse.....</b>   | <b>46</b> |
| <b>Abbildung 24: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern gefressenen Fischarten nach Familie.....</b>  | <b>47</b> |
| <b>Abbildung 25: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern gefressenen Fischarten nach Art.....</b>  | <b>48</b> |
| <b>Abbildung 26: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten männlichen bzw. weiblichen Fischottern gefressenen Fischarten nach Art.....</b>   | <b>48</b> |

|  |    |
|--|----|
| Abbildung 27: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern unterschiedlicher Altersklassen gefressenen Fischarten nach Art..... | 49 |
| Abbildung 28: Amphibienarten, die von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern gefressen wurden.....                                       | 50 |
| Abbildung 29: Fischarten prozentual nach ihrem Vorkommen in den Fischotterlosungen aus Schleswig-Holstein. ....                                      | 52 |
| Abbildung 30: Anzahl der Fischarten in der Fischotterlosung, die pro Individuum aus Schleswig-Holstein identifiziert werden konnten.....             | 52 |
| Abbildung 31: Zusammensetzung der von den untersuchten Fischotter in Schleswig-Holstein gefressenen Fischarten nach Habitat. ....                    | 53 |
| Abbildung 32: Anzahl der dem LLUR FLintbek gemeldeten Fischotter Totfunde seit 1993, 2020 unvollständig (Abildung: A. Drews) .....                   | 58 |

Sofern nicht explizit anders angegeben, liegen die Bildrechte ausschließlich beim ITAW. Bilder sind bei Verwendung entsprechend zu kennzeichnen: **Copyright: ITAW-AW.**



## 1. Einleitung

Der Eurasische Fischotter (*Lutra lutra*) (Linnaeus, 1758) ist eine von insgesamt dreizehn Otterarten weltweit und die einzige Art, die innerhalb Europas und Deutschlands vorkommt (Duplaix et al., 2018). Weltweit listet die International Union for the Conservation of Nature (IUCN) den Eurasischen Fischotter als „potenziell gefährdet“, die Population nimmt insgesamt ab (Roos et al., 2015; Duplaix et al., 2018). Deutschlands Rote Liste führt den Fischotter als gefährdet, in Schleswig-Holstein (SH) ist er noch als stark gefährdet eingestuft (Borkenhagen, 2014; Meinig et al., 2020). Mittlerweile sind allerdings Fischotternachweise aus allen Landesteilen SH's zu vernehmen (Ministry of Energy Transition, Agriculture, Environment, Nature and Digitalisation of Schleswig-Holstein (MELUND), 2020). Innerhalb der Hundertartigen gehört der Fischotter zu den Marderverwandten (*Musteloidae*) und fällt in die Familie der Marderartigen (*Mustelidae*) (MacDonald et al., 2017). Die überwiegend nacht- und dämmerungsaktive Art wird oft als Indikatorart für intakte Gewässer beschrieben (Kruuk, 2006; Ackermann et al., 2016). Eine Otterfährte im deutschen Verbreitungsgebiet wirft in der Regel ab dem dritten Lebensjahr einmal jährlich ein bis vier Junge, die Reproduktionsrate ist niedrig (Hauer et al., 2002 a; Kruuk, 2006). Während der Fischotter zu Beginn des vorigen Jahrhunderts in SH wie auch in Restdeutschland noch recht verbreitet war, ging die Population bis in die 1980er Jahre drastisch zurück. Dies hatte mehrere Gründe, unter anderem intensive Bejagung, fortschreitende Lebensraumzerstörung sowie hohe Schadstoffbelastungen der Umwelt (Conroy et al., 2000; Reuther, 2001; Grünwald-Schwark et al., 2012). In den 1990er Jahren waren erste Erholungstendenzen zu beobachten, seitdem breitet sich der Fischotter kontinuierlich aus und besiedelt ehemalige Lebensräume wieder (Grünwald-Schwark et al., 2012; Kern, 2016). Dabei kommt SH eine besondere geographische Schlüsselposition innerhalb der Vernetzung der mittel- und nordeuropäischen Fischotterpopulation zu (Sommer et al., 2005; Hoffmann et al., 2009; Honnen et al., 2010; Kern, 2016).

Für das erfolgreiche Management von Wildtierpopulationen ist ein kontinuierliches Monitoring essentiell, um den Gesundheitszustand umfassend beurteilen zu können. Gerade bei geschützten Arten wie dem Fischotter bietet sich daher die strategische und langfristige Untersuchung von tot aufgefundenen Tieren an, um umfangreiche biologische Grunddaten zu erheben sowie weiterführende Untersuchungen und Beprobungen durchzuführen (MacDonald et al., 2017). International gibt es entsprechende Ansätze nur in Großbritannien (Simpson, 1997 a; Chadwick, 2007), Einzelstudien über kürzere Zeiträume finden sich aus Dänemark, Ungarn und in Ostdeutschland (Ansoerge et al., 1997; Madsen et al., 1999; Hauer et al., 2002 a; Sommer et al., 2005; Lanszki et al., 2008). Solche Untersuchungen geben z.B. Einblicke in die Alters- und Geschlechterverteilung, liefern Informationen zum Reproduktionsstatus und können wichtige Todesursachen aufzeigen. Zum anderen kann im Rahmen von medizinischen Untersuchungen und Beprobungen das Vorkommen von Infektionskrankheiten überprüft werden. In der Literatur finden sich Hinweise auf u.a. parasitologische, virologische und bakteriologische Infektionen von *Lutra lutra*, die mitunter auch zoonotische Relevanz haben können (Foster et al., 1996; Madsen et al., 1999; Chadwick et al., 2013). Der Gesundheitszustand der norddeutschen Fischotterpopulation ist weitgehend unbekannt. Erhöhte Fallzahlen von z.B. verunfallten Tieren im Straßenverkehr geben Hinweise auf eine Zunahme der Population, geben jedoch keine qualitativen Parameter über z.B. Krankheiten. In einem Pilotprojekt soll daher ein Monitoringkonzept für die Art entwickelt werden. Dies umfasst ein koordiniertes Netzwerk zur Bergung von tot aufgefundenen Ottern, eine einheitliche Datenerfassung sowie standardisierte Obduktionen und Untersuchungen. Diese Maßnahmen sollen dabei helfen, die erfolgreiche Wiederansiedlung des Fischotters in SH wissenschaftlich fundiert zu begleiten und die geschützte Art wirkungsvoll zu managen.

## 2. Material & Methoden

### 2.1 Netzwerk & Meldebogen

Kern des Totfundmonitoring-Netzwerks bilden das Landesamt für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Entwicklung (LLUR) in Flintbek und das Institut für Terrestrische und Aquatische Wildtierforschung (ITAW) der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (TiHo) in Büsum. In Flintbek wird die offizielle Statistik über alle Fischottermeldungen (Lebend- & Totfunde) in SH geführt. Das ITAW untersucht alle tot aufgefundenen Otter, die geborgen werden, im Rahmen standardisierter Obduktionen. Da in seltenen Fällen auch lebende Tiere gemeldet werden, sind Wildtierauffangstationen in das Netzwerk integriert. Die meisten Funde konzentrieren sich im Straßenverkehrsumfeld, weshalb den zuständigen Straßenmeistereien und Polizeidienststellen eine wichtige Rolle zukommt. Sie fungieren als Mittler, aber mitunter auch als bergende Personen nach erfolgter Erstmeldung. Da bereits in der Vergangenheit tote Fischotter in SH für verschiedene Zwecke eingesammelt wurden (Borkenhagen, pers. Komm.), bestand schon eine gewisse Infrastruktur unter Fischotterinteressierten im Land, die initial als Informations- und Werbequelle diente. Dies beinhaltet sowohl Expert:innen, die sich beruflich mit dem Otter befassen, als auch Freiwillige, Jagende und Naturinteressierte. Da der Fischotter dem Jagdrecht unterliegt, werden im Falle einer Bergung die Jagdausübungsberechtigten (JAB) verständigt, sofern ermittelbar, da diesen auch das Aneignungsrecht obliegt. In diesem Zusammenhang werden tot aufgefundene Otter häufiger präpariert, weshalb den zuständigen Präparator:innen auch eine wichtige Rolle innerhalb des Netzwerks zukommt. Im Idealfall entsteht also nach einem Ottertottfund eine Meldekette zwischen den Beteiligten, die eine zeitnahe Lokalisation und Bergung des Kadavers ermöglicht. Diese könnte wie folgt aussehen:

Erstmeldung (Bürger:in) – zuständige Polizeidienststelle – Straßenmeisterei – JAB – (Präparator:in) – LLUR – ITAW

Um die zentralen Fundinformationen zu standardisieren, wurde eigens zu diesem Zweck ein Meldebogen für Ottertottfunde entwickelt (s. 8.2). Neben den Kontaktdaten der Finder:innen und/oder Übermittelnden werden hier die genauen Funddaten wie Tag, Zeit und Ort festgehalten. Die genaue Lokalisation wird entweder direkt mittels GPS-Koordinaten angegeben oder später entsprechend ermittelt, um eine exakte geographische Zuordnung aller Totfunde zu ermöglichen. Zudem können Angaben zur Fundsituation gemacht werden und es findet sich ein Verweis auf das nächste Gewässer. Auch erste biologische Grunddaten wie Geschlecht, Körperlänge und Gewicht sowie eine Alterseinschätzung können optional erfolgen. Neben den aufzunehmenden Daten enthält der Meldebogen auch die Kontaktdaten der Ansprechpersonen des ITAW sowie die Telefonnummer des sogenannten „ITAW-Handys“, das rund um die Uhr erreichbar ist und sich um die Koordination bzw. Abholung von Totfunden kümmert. Somit ist gewährleistet, dass jederzeit unmittelbar auf einen Otterfund reagiert werden kann. Der Meldebogen wurde strategisch im Netzwerk geteilt und wird in jeder Fundsituation allen Beteiligten unmittelbar zur Verfügung gestellt. In ausgefüllter Form gelangt er postalisch oder digital zurück ans ITAW, wo die weitere Auswertung erfolgt. Zusätzlich wird jeder Kadaver mit dem in eine verschließbare Plastiktüte verpackten Meldebogen entsprechend gekennzeichnet, um eine eindeutige Zuordnung zu gewährleisten.

## 2.2 Herkunft der Tiere

Im Zoologischen Institut der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel (CAU) waren 32 Fischotter aus SH aus den Jahren 2015-18 eingelagert, die im Rahmen des Projekts mit aufgearbeitet wurden und deren Daten mit in den Bericht einfließen. Die Tiere wurden opportunistisch gesammelt und waren teils schon für andere Projekte bearbeitet worden. Alle weiteren Tiere stammen aus den Jahren 2019-21 und wurden strategisch gesammelt (s.u.).

## 2.3 Bergung & Kadavertransport

Nach jeder verifizierten Totfundmeldung müssen die Kadaver geborgen werden. Je nach Verlauf der Meldekette geschieht dies initial durch z.B. Mitarbeitende der Straßenmeisterei, JAB aber auch durch die Beteiligten des Netzwerks. Dabei ist die Beachtung entsprechender Hygienevorschriften von zentraler Bedeutung:

Direkten Kontakt Vermeiden, ausreichender Schutz (Handschuhe), Lagerung und Transport von Kadavern in stabilen Plastiksäcken, nach jedem Kontakt (auch indirekt) Hände gründlich waschen und desinfizieren.

Grundsätzlich sollten tote Wildtiere nur mit Handschuhen angefasst werden, um die Übertragung von Infektionskrankheiten zu minimieren. Auch Fischotter können potentiell Träger von zoonotisch relevanten Krankheiten sein. Nach jedem Wildtierkontakt, auch mit Handschuhen, sollten die Hände gründlich gewaschen und desinfiziert werden. Die Kadaver sollten vor Ort in einen stabilen Plastiksack verpackt werden, der anschließend verschlossen wird. Wichtig ist die umgehende eindeutige Kennzeichnung eines jeden Kadavers mittels des ausgefüllten Meldebogens, der separat verpackt an der Plastiktüte fixiert wird.

Findet die Bergung im Straßenbereich statt, ist auf entsprechende Sicherheitsmaßnahmen zu achten (Warnweste etc.) und die Polizei vorab zu informieren, damit die Straße entsprechend gesichert werden kann. Übergeordnetes Ziel ist es, alle Kadaver so schnell wie möglich an den Standort Büsum zu verbringen. Nicht immer ist dies jedoch möglich oder induziert, zum Beispiel wenn die Kadaver in einem Zustand fortgeschrittener Verwesung sind und eine sofortige Untersuchung nicht prioritär ist oder wenn schlichtweg kein Transportmittel zur Verfügung steht. Bisher konnte allerdings für jeden Totfund eine zeitnahe Abholung oder vorübergehende Lagerung organisiert werden. Neben dem Standort Büsum verfügen das Zoologische Institut der CAU in Kiel und das LLUR in Eutin über Tiefkühltruhen, um vorübergehend tote Otter einzufrieren. In der Regel werden die Kadaver mit einem speziell vorbereiteten Transportfahrzeug abgeholt. Auf der Ladefläche des Fahrzeugs werden stabile Plastikwannen in entsprechender Anzahl mit Spanngurten befestigt, in die die Plastiksäcke mit den Tieren verbracht werden. Die Wannen werden nach jedem Transport entsprechend gereinigt. Somit ist die Ladung gesichert und die Hygiene während des Transports bestmöglich gewährleistet.

Anhand der Totfunduntersuchungen und der Ergebnisse der diagnostizierten Erreger wird das Hygienekonzept kontinuierlich überprüft und gegebenenfalls angepasst, um das Gefahrenpotential für die Menschen zu reduzieren.

## 2.4 Obduktion & Probennahme

### 2.4.1 Obduktion

Alle tot aufgefundenen und geborgenen Fischotter werden am ITAW im Rahmen standardisierter Obduktionen untersucht, bearbeitet und beprobt. Das Schema richtet sich dabei grundlegend nach der langjährigen Expertise des ITAW in der Obduktion von marinen Säugetieren (Siebert et al., 2001). Ein vorläufiges Obduktionsprotokoll des ITAW für Fischotter wurde im Vergleich mit entsprechenden internationalen Otter-Untersuchungsprotokollen überarbeitet, erweitert und aktualisiert. Die Mehrzahl der Tiere ist vor den Untersuchungen bei -20°C eingefroren und wird für die Obduktion aufgetaut, dies dauert in der Regel zwei Tage. Besonders frische und gut erhaltene Tiere werden entweder sofort obduziert oder direkt teilweise beprobt. Der Zweck ist, die besonders empfindlichen Organe (z.B. das Gehirn) vor dem Gefrierprozess zu schützen, der sich negativ auf deren Erhalt und somit auf die Probenqualität auswirkt. Bei einem repräsentativen Anteil der Tiere wird nach dem Auftauprozess zunächst die Knochendichte vor Ort bestimmt (DXA, Lunar Prodigy iDXA; GE Healthcare; Madison, WI, USA), bevor sie weiterbearbeitet werden. Zu Beginn der Obduktion werden alle Tiere gewogen und vermessen, dabei werden verschiedene Längen (z.B. Gesamtlänge, Schwanzlänge, Ohrlänge) erhoben und auch der Brustumfang bestimmt. Es werden Übersichtsaufnahmen angefertigt und während der Obduktion alle Veränderungen fotografisch dokumentiert. Der Tierkörper wird sorgfältig palpiert, um z.B. Frakturen zu erkennen. Es erfolgt eine Altersschätzung in „juvenil“ (0-2 Jahre) und „adult“ (>2 Jahre) (Tab. 1). Es erfolgt eine vorläufige Alterseinteilung nach E. Chadwick, 2007, wonach das Körpergewicht kombiniert mit der Länge des Penisknochens (Baculum) beim Männchen bzw. mit dem Auftreten von Reproduktionsnarben beim Weibchen als Altersmaßstab gelten. Für alle Tiere wurde sofern möglich eine exaktere Zahnaltersbestimmung vorgenommen.

**Tabelle 1: Alterseinteilung der Fischottertote in Schleswig-Holstein.**

| <b>Geschlecht</b> | <b>Alter</b> | <b>Definition</b>  |
|-------------------|--------------|--|
| Männlich          | Juvenil      | Körpergewicht <3kg, Baculum <60mm                                |
| Männlich          | Adult        | Körpergewicht >3kg, Baculum >60mm                                |
| Weiblich          | Juvenil      | Körpergewicht <2,1kg, keine Anzeichen von Reproduktionsaktivität |
| Weiblich          | Adult        | Körpergewicht >2,1kg, Anzeichen von Reproduktionsaktivität       |

Jeder Kadaver erhält einen Verwesungsgrad zwischen eins und fünf (Tab. 2), der später für den Umfang der Probennahme entscheidend ist.

**Tabelle 2: Definitionen der Erhaltungszustände der Fischottertote aus Schleswig-Holstein.**

| Erhaltungszustand | Definition                          |
|-------------------|-------------------------------------|
| 1                 | Frisch, nicht eingefroren           |
| 2                 | Gut, gefroren, beginnende Verwesung |
| 3                 | Noch gut, mittlere Verwesung        |
| 4                 | Fortgeschrittene Verwesung          |
| 5                 | Mumifiziert, Skelett                |

Der Tierkörper wird auf dem Rücken liegend abgezogen. So können das Unterhautgewebe und die zugehörigen Lymphknoten gründlich betrachtet werden. Der Ernährungszustand wird anhand des subkutanen und retroperitonealen Fettspeichers zusammen mit dem sog. Schwanzdepot sowie anhand bestimmter Muskelpartien beurteilt. Er gliedert sich in gut, mäßig und schlecht (Tab. 3).

**Tabelle 3: Definitionen der Ernährungszustände der Fischottertote aus Schleswig-Holstein.**

| Ernährungszustand | Definition  |
|-------------------|---|
| gut               | Subkutanen und retroperitoneales Fett gut ausgeprägt; Muskulatur gut entwickelt                       |
| mäßig             | Subkutanen und retroperitoneales Fett vorhanden, mäßig ausgeprägt; Muskulatur geringgradig atrophisch |
| schlecht          | Kein subkutanen und retroperitoneales Fett; Muskulatur atrophisch                                     |

Bei der Eröffnung des Tierkörpers wird auf abnorme Flüssigkeiten in den Körperhöhlen und die Lage der Organe geachtet. Alle Organe der Bauch- und Brusthöhle sowie der Kopfregeion werden nacheinander entnommen und einzeln begutachtet. Einige Organe werden standardisiert gewogen (Gehirn, Herz, Schilddrüsen, Leber, Nieren, Nebennieren), die Reproduktionsorgane (Hoden und Nebenhoden, Ovarien und Uterus) werden jeweils gesondert gewogen und vermessen. Alle Veränderungen werden fotografisch und schriftlich dokumentiert.

#### 2.4.2 Zahnaltersbestimmung

Das Alter eines Otters kann nicht anhand äußerer Merkmale wie Körperlänge, -gewicht o.ä. ermittelt werden (Ruiz-Olmo et al., 1998). Wie auch viele andere Raubtiere bilden Otter allerdings sogenannte jährliche Wachstumslinien in bestimmten Knochen und auch Zähnen aus, die als Alterskriterium dienen (Heggberget, 1984). Die in Wasser gelagerten Zähne wurden in mehreren Schritten, u.a. mit Mazerationslösung (Entkeimungsmittel, Caramba Bremen GmbH), gesäubert und von umliegenden Geweberesten gereinigt. Anschließend erfolgten abwechselnd mehrere Waschungen mit 70% Alkohol und Wasser, bevor die Zähne einzeln in beschrifteten Plastikkassetten (Universal-Einbettkassetten mit Kunststoffdeckel, Engelbrecht) in 10%iges Formalin überführt wurden. Nach einer Einwirkungszeit von mind. 10 Stunden war der Fixationsprozess abgeschlossen und die Zähne wurden dekalifiziert (RDO®

Rapid Decalcifier, Apex Engineering Products Corporation). Die Zähne wurden auf einem Mikrotom (SM2400 Schlittenmikrotom, Leica) mit angeschlossener Gefriereinheit (BFS-MP Series Freezing Stage, PHYSITEMP INSTRUMENTS INC) in 16µm dünne Längsscheiben geschnitten. Anschließend erfolgte die Färbung mit Toluidinblau-Lösung (0,3%). Abschließend erfolgte die Begutachtung der Schnitte unter dem Mikroskop. Wachstumslinien unterschiedlichen Charakters bilden sich saisonal in der Zementschicht um den Zahn, beeinflusst durch versch. Faktoren wie die Mineralisierung (Lieberman, 1994). In Ottern gilt als gesichert, dass i.d.R. jährlich eine gut mineralisierte und dadurch sichtbare Wachstumslinie im apikalen Zement gebildet wird (Heggberget, 1984). Es wird angenommen, dass sich die Linien in hiesigen Breitengraden im Winter bilden (Sherrard-Smith et al., 2010; Laher, 2013). Für die Interpretation wurde daher der Monat Dezember als ungefährender Zeitpunkt der Linienbildung ausgewählt. Die Zählung erfolgte in der Radix dentis unter einem Lichtmikroskop. Das finale Ergebnis wurde aus den unabhängigen Zählergebnissen von drei erfahrenen Mitarbeitenden abgeleitet. Weiterhin wurde angenommen, dass der Zahnwechsel mit sechs Monaten abgeschlossen ist und die erste Linienbildung ab 0,5-1,5 Jahren stattfinden kann (Lippitsch et al., 2017). Die nicht saisonal gebundene Reproduktionsaktivität von *Lutra lutra* ermöglicht daher keine Bestimmung auf das Jahr genau, sondern vielmehr eine zeitliche Einordnung (Heggberget, 1984; Kruuk, 2006).

### 2.4.3 Histopathologie

Je nach Erhaltungszustand der Kadaver wurden in unterschiedlichem Umfang Organproben für histopathologische Untersuchungen genommen. Die vollständige Liste aller entsprechenden Organe findet sich auf dem Obduktionsprotokoll (s. 8.3). Stücke von ca. 1 x 1 cm Größe wurden aus den entsprechenden Organen herausgeschnitten und in einen Container (Rotilab®-Weithalsdosen, PVC klar, ROTH) mit 10%igen, gepufferten Formalin überführt. Nach Fixation (mind. 24 h) wurden die Organproben in Einbettkassetten (Universal-Einbettkassetten mit Kunststoffdeckel, Engelbrecht) gebracht und an das Institut für Pathologie der TiHo gesandt. Dort wurden alle Proben in einem Gewebereinbettautomaten (Thermo Scientific Shandon Pathcentre TM, Thermo Fisher Scientific, Langenselbold) in einer aufsteigenden Alkoholreihe dehydriert und danach in ein Paraffin-Paraplast-Gemisch eingebettet. Aus diesen Blöcken wurden 2-3 µm dicke Schnitte hergestellt, die anschließend auf Objektträger (SuperFrost®Plus) gebracht und in einem Färbeautomaten (Leica ST 4040, Leica Instruments GmbH) mit Hämatoxylin-Eosin (HE) oder weiteren Sonderfärbungen gefärbt wurden (Mulisch et al., 2015). Die so gefertigten HE-Präparate wurden anschließend mikroskopisch ausgewertet.

### 2.4.4 Mikrobiologie

Je nach Erhaltungszustand der Tiere wurde eine Auswahl an Organproben für mikrobiologische Untersuchungen entnommen und bei -20°C bis zum Versand am ITAW gelagert. Eine vollständige Liste aller entsprechenden Organe findet sich auf dem Obduktionsprotokoll (s. 8.3). Neben Organproben wurden auch Tupferproben (Abstrichbesteck, steril, Amies Medium, Covetrus) entnommen, die im Anschluss bei +4°C bis zum Versand am ITAW gelagert wurden. Alle Proben wurden an das Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere der Justus-Liebig-Universität Gießen gesendet. Dort erfolgte eine Untersuchung auf verschiedene bakterielle und mykologische Erreger in Analogie zu Siebert et al. (2017).

#### 2.4.5 Virologie

Je nach Erhaltungszustand der Kadaver wurden in unterschiedlichem Maße Organ- und Tupferproben (Sigma Virocult, Polyurethanspitze 20ml, Virocult Flüssigmedium, CHECK DIAGNOSTICS GmbH) für virologische Untersuchungen genommen. Eine vollständige Liste aller entsprechenden Organe findet sich auf dem Obduktionsprotokoll (s. 8.3). Je nach Erhaltungszustand der Kadaver wurden Blutproben für serologische Antikörpertests entnommen. Alle virologischen Proben wurden bis zum Versand bei -70°C am ITAW gelagert und abschließend am Institut für Virologie, der TiHo untersucht (Bodewes et al., 2015).

#### 2.4.6 Parasitologie

Es wurden alle auffindbaren Ekto- und Endoparasiten abgesammelt und zunächst in kleinen Containern (Rotilab®-Weithalsdosen, PVC klar, ROTH) mit Wasser gelagert (mind 1h), bevor sie anschließend in 70%igen Alkohol überführt wurden. Die Bestimmung der Ekto- und Endoparasiten erfolgte teils am ITAW (Lehnert et al., 2007), teils am am Institut für Parasitologie der TiHo. Zudem wurden Abschnitte geschlossener Darmschlingen repräsentativ beprobt, die später am Institut für Parasitologie der TiHo untersucht wurden. Proben von verschiedenen Muskelorganen eines jeden Tieres wurden asserviert, um später ggffs. genetische Bestimmungen von bestimmten Parasitenstadien am Institut für Parasitologie der TiHo durchführen zu können. Die Liste aller beprobten Organe findet sich auf dem Obduktionsprotokoll (s. 8.3).

#### 2.4.7 Populationsgenetik

Eine Hautprobe mit Fell wurde für spätere populationsgenetische Analysen genommen und bis zum Versand bei -20°C gelagert. Die Analytik erfolgte an der Universität Potsdam. Zum Zeitpunkt der Berichterstellung wurden Proben von insgesamt 93 Fischotter aus den Jahren 2016-21 in Potsdam untersucht, die der Vollständigkeit halber alle in die Auswertung einbezogen wurden. Die Fischotterproben wurden an einer mitochondrialen Kontrollregion (n=92; Methode nach Cassens et al., 2000) und 15 nukleären Mikrosatelliten (n=93; Methode nach Dallas et al., 1998; Honnen et al., 2010) populationsgenetisch untersucht.

#### 2.4.8 Andere Proben

Zusätzlich wurden viele weitere Proben für andere Projekte und künftige Fragestellungen genommen und zunächst asserviert. Dies beinhaltete die Entnahme von Blutproben, sofern das Tier noch nicht zu lange tot und das Blut schon geronnen war. Dabei erfolgte eine intrakardiale Punktion (S-Monovette® 7.5ml Z-Gel, Sarstedt), das gewonnene Blut wurde anschließend zentrifugiert (3.000U/min 20min; Hettich Zentrifugen Modell: EBA20) und das sich absetzende Serum in ein Eppendorfgefäß pipettiert. Alternativ wurde freies Blut aus den Körperhöhlen aufgefangen. Der Schädel wurde freipräpariert und mittels Säge eröffnet, um das Gehirn zu entnehmen. Dieses wurde begutachtet, gewogen und anschließend wurden zwei Stanzproben (Disposable Biopsy Punch, pfmedical) aus dem Großhirnbereich für weiterführende toxikologische Untersuchungen genommen. Das restliche Gehirn wurde aufgeteilt in histologische, virologische und bakteriologische Proben. Für toxikologische



Untersuchungen wurden eine Reihe von Gewebeproben entnommen (Muskel, Leber, Fett, Niere, Haut mit Fell). Stellte sich die Harnblase beim Eröffnen als gefüllt dar, wurde Urin gewonnen (Urin-Monovette® 10ml, Sarstedt) und bei -20°C gelagert. Die Reproduktionsorgane (Hoden und Nebenhoden, Ovarien und Uterus) wurden nach Wiegen und Vermessen separat in kleinen Containern mit 10%igen, gepufferten Formalin für spätere Untersuchungen eingelagert. Magen- und Darminhalt wurden für spätere Nahrungsanalysen in einfachen Plastikbeuteln bei -20°C eingefroren. War die Bauchhöhle des Tierkörpers vor der Obduktion noch nicht durch Veränderungen (z.B. durch Trauma, Präparation) eröffnet, wurden die caudalen 10cm des Rektums für Mikroplastikanalysen mit einfacher Schnur abgebunden, geschlossen vom Rest des Darms abgetrennt und in ein steriles Schraubglas überführt. Anschließend wurde diese Darmprobe bis zu den Analysen bei -20°C gelagert (Philipp et al., 2020). Analysen zum Überprüfen des Vorkommens von Mikroplastik in Ottern sind für eine Projektfortführung geplant. Von jedem Tier wurde eine Rippe asserviert, zudem wurden der Humerus und die ersten drei Lendenwirbel von allen Tieren für spätere Untersuchungen aufbewahrt, wenn deren Knochendichte bestimmt wurde (Schmidt et al., 2020).

## 2.5 Nahrungsökologie

### 2.5.1 Hartbestandteilsanalyse

Mageninhalte von 38 Fischottern, die zwischen November 2016 und Januar 2021 tot aufgefunden worden waren, wurden analysiert. Dies entsprach 38 von 41 untersuchten Otter mit Nahrungsresten im Magen, in drei Fällen konnten keine Hartbestandteile mehr identifiziert werden. Die Mageninhalte wurden über Sieben mit verschiedenen Maschenweiten (2 mm, 1 mm und 0,5 mm) gewaschen, um einzelne Überreste voneinander zu trennen. Jeder Mageninhalt wurde fotografiert, Gewebereste wurden entfernt und die Hartteile wurden gescannt (Epson Professional V800). Daraufhin wurden die Hartbestandteile, die für die Artbestimmung von Nutzen sind, mit hoher Vergrößerung mit einem Stereomikroskop (Olympus SZ61) und angeschlossener Digitalkamera (Olympus SC30) fotografiert. Relevante Hartbestandteile für die Identifizierung sind bestimmte Knochen wie Otolithen, Wirbel, Dentale, Pharyngealia, Operculare, Cleithra, Praemaxillare, Maxillare, Urohyale und Parasphenoide. Zwei Mitarbeitende haben die so vorbereiteten Bestandteile unabhängig voneinander identifiziert. Dr. Hernández-Milian, die bereits viele Jahre Erfahrung in der Mageninhaltsanalyse von aquatischen Säugetieren hat, war eine der beiden verantwortlichen Personen für die Identifizierung der Nahrungsbestandteile.

Es wurde zeitgleich eine Referenzsammlung von einigen in SH vorkommenden Süßwasserfischen angefertigt. Sie enthält derzeit Hartbestandteile von Karpfen (*Cyprinus carpio*), Hecht (*Esox lucius*), Rotaugen (*Rutilus rutilus*), Rotfeder (*Scardinius erythrophthalmus*), Güster (*Blicca bjoerkna*) und Forelle (*Salmo trutta*). Die Referenzsammlung soll künftig um weitere Arten erweitert werden.

### 2.5.2 Metabarcoding

Darminhalte von 48 Fischotter aus den Jahren 2019-20 wurden mittels Metabarcoding untersucht. Die Darmproben wurden im Gefrierschrank bei -20 °C gelagert, bis eine molekulare Analyse durchgeführt werden konnte. Otter, deren Darminhalt für molekulare Analysen verwendet wurden, hatten einen Verwesungsgrad von 1-4 (Tab. 2). Das Metabarcoding wurde bisher nicht für Nahrungsanalysen von



Fischottern in Deutschland angewendet und ist auch international noch keine standardisierte Methode zur Identifizierung von Nahrungsbestandteilen von Säugetieren.

#### DNA-Isolierung:

DNA wurde aus 200-300 mg Darminhalt unter Verwendung des QIAamp Fast DNA Stool Mini Kit (QIAGEN) mit einer geringfügigen Modifikation des Herstellerprotokolls isoliert. Nach jeder Isolierung wurde die Konzentration der isolierten DNA mit dem Qubit® 1X dsDNA HS Assay Kit auf einem Qubit 4-Fluorometer (Invitrogen) gemessen.

#### Primerentwicklung und –design:

Um den am besten geeigneten Primer für in SH vorkommende Fischarten zu entwickeln, wurde eine Referenzdatenbank mit potentiellen Fischarten (allochthon, autochthon) erstellt. Vor der Entwicklung neuer Primer wurden universelle Fischprimer getestet, die in früheren Studien verwendet wurden (Miya et al., 2015; Valentini et al., 2016; Berry et al., 2017; Brassea-Pérez et al., 2019). Um die getesteten Primer so zu optimieren, dass sie auf die größtmögliche Gruppe von Beutefischfamilien aus unserer zusammengestellten Referenzdatenbank abzielen, wurde Zuarbeit beim Design neuer Primer (Microsynth AG, Schweiz) ausgelagert.

#### Polymerase Chain Reaction (PCR):

In einer nested PCR wurden locus-spezifische Primer in der ersten PCR und Primer, die Illumina-Sequenzen in der zweiten PCR enthielten verwendet. Für jeden PCR-Lauf wurden eine Positivkontrolle (bekannte Fisch-DNA) und eine Negativkontrolle ohne Template eingeschlossen. Nach jeder PCR wurden die Produkte mit einem 2% Agarosegel auf einem GelSolo (Analytik Jena) Gel-Dokumentationssystem visualisiert, um sicherzustellen, dass die Produkte die erwartete Größe (~ 200 bp) aufwiesen und keine unspezifischen Produkte oder Primer-Dimere enthielten.

#### Dritter Schritt PCR und Bibliotheksvorbereitung:

Die DNA-Konzentration der PCR-Produkte des zweiten Schritts der PCR wurde mit dem Qubit® 1X dsDNA HS Assay Kit auf einem Qubit 4 Fluorometer (Invitrogen) gemessen und nach einer dritten PCR mit Indizes und den Illumina-Adaptoren auf einem Illumina MiSeq 2\*250 v2 sequenziert (Microsynth AG, Schweiz). In einer bioinformatischen Analyse wurden die Sequenzen in Operational Taxonomic Units (OTUs) geclustert und den OTUs wurden taxonomische Profile basierend auf der zu Beginn des Projekts erstellten Referenzdatenbank zugewiesen. Excel wurde für alle statistischen Analysen verwendet und die Häufigkeit der Sequenzen (Frequency of occurrence, FOI) (Garcia-Rodriguez et al., 2011) berechnet.

## 3. Ergebnisse

### 3.1 Anzahl & Funddaten

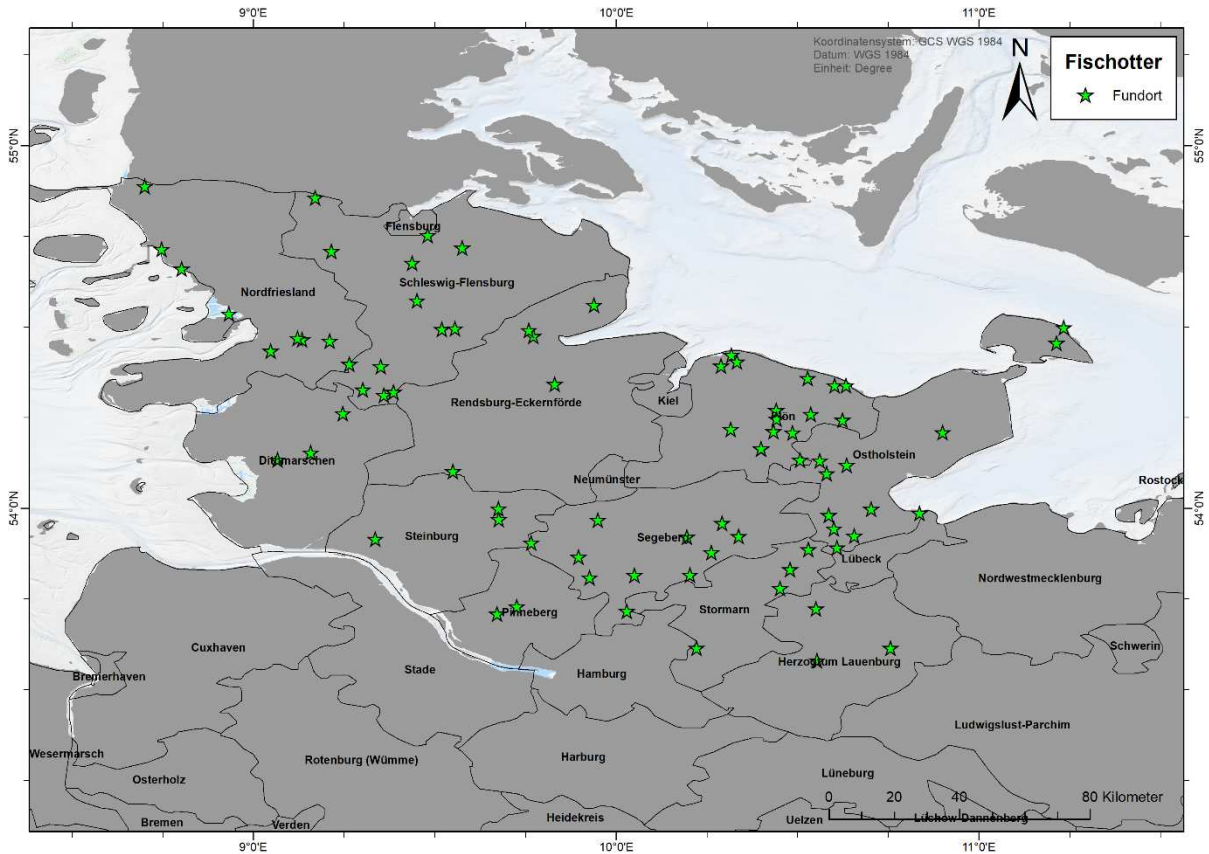
Alle gesammelten Fischotter von 2015 bis Ende Februar 2021 wurden in den Bericht mit einbezogen. Zum Zeitpunkt der Berichterstellung wurden demnach 94 Otter obduziert. Neun Kadavern vor 2019 konnte aufgrund fehlender Informationen kein Funddatum zugeordnet werden. Die restlichen Otter

stammten aus den folgenden Jahren: 2015 (n=4), 2016 (n=5), 2017 (n=6), 2018 (n=9), 2019 (n=28), 2020 (n=31) und 2021 (n=2). Im Vergleich führt die offizielle Statistik über alle Fischottermeldungen für SH in Flintbek folgende Zahlen der entsprechenden Jahre: 2015 (n=11), 2016 (n=18), 2017 (n=28), 2018 (n=21), 2019 (n=46), 2020 (n=36) und 2021 (n=2) (Tab. 4). Es wird deutlich, dass mehr Fischotterfunde gemeldet werden, als letztendlich zur Obduktion ans ITAW gelangen, wenngleich die Differenz geringer zu werden scheint.

**Tabelle 4: Anzahl der am ITAW untersuchten sowie der gemeldeten Fischotter der Fundjahre 2015-21.**

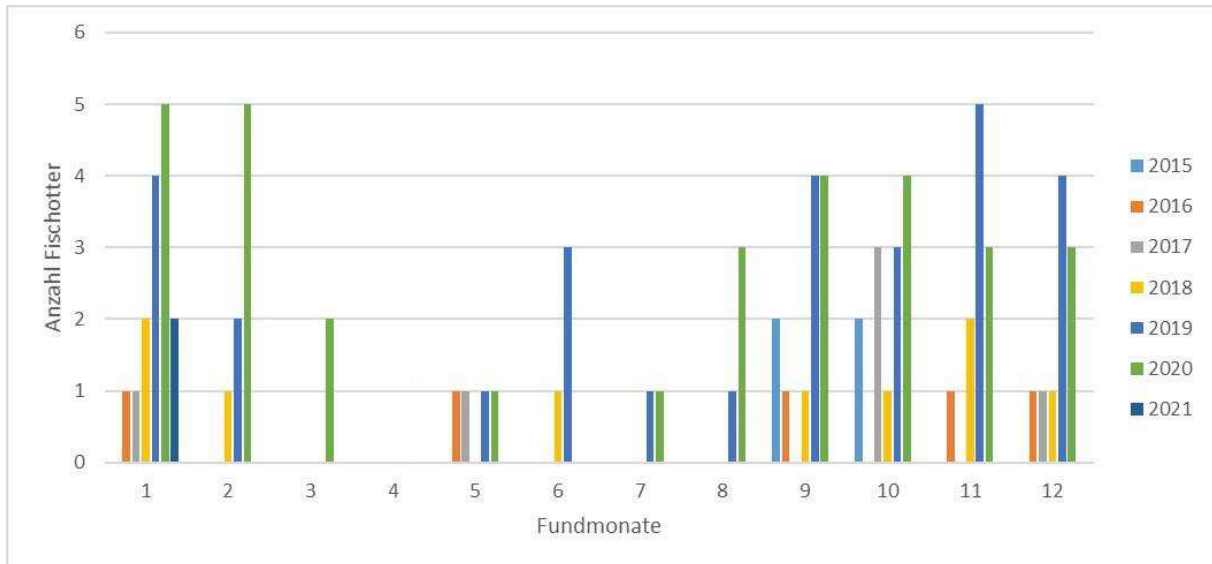
| <b>Fundjahre</b>      | <b>Anzahl ITAW</b> | <b>Anzahl gemeldet</b> |
|-----------------------|--------------------|------------------------|
| unbekannt             | 9                  |                        |
| 2015                  | 4                  | 11                     |
| 2016                  | 5                  | 18                     |
| 2017                  | 6                  | 28                     |
| 2018                  | 9                  | 21                     |
| 2019                  | 28                 | 46                     |
| 2020                  | 31                 | 36                     |
| 2021                  | 2                  | 2                      |
| <b>Gesamtergebnis</b> | <b>94</b>          | <b>162</b>             |

Den neun Individuen mit fehlendem Funddatum konnte auch kein Fundort zugeordnet werden. Diese Tiere konnten daher nicht in die Auswertung von Zeit und Ort mit einfließen. Die Fundorte der restlichen untersuchten Fischotter lagen recht verstreut im Land, jedoch ließen sich Tendenzen regionaler Häufungen erkennen. Landkreise mit den meisten Totfunden waren Plön (n=16), Ostholstein (n=14), Schleswig-Flensburg (n=13) und Segeberg (n=11). Keine Otter wurden aus den kreisfreien Städten Lübeck, Kiel, Flensburg, Neumünster und gemeldet (Abb. 1).



**Abbildung 1: Fundlokalisationen der Fischotter aus Schleswig-Holstein aus den Jahren 2015-21 nach Kreisen und kreisfreien Städten.**

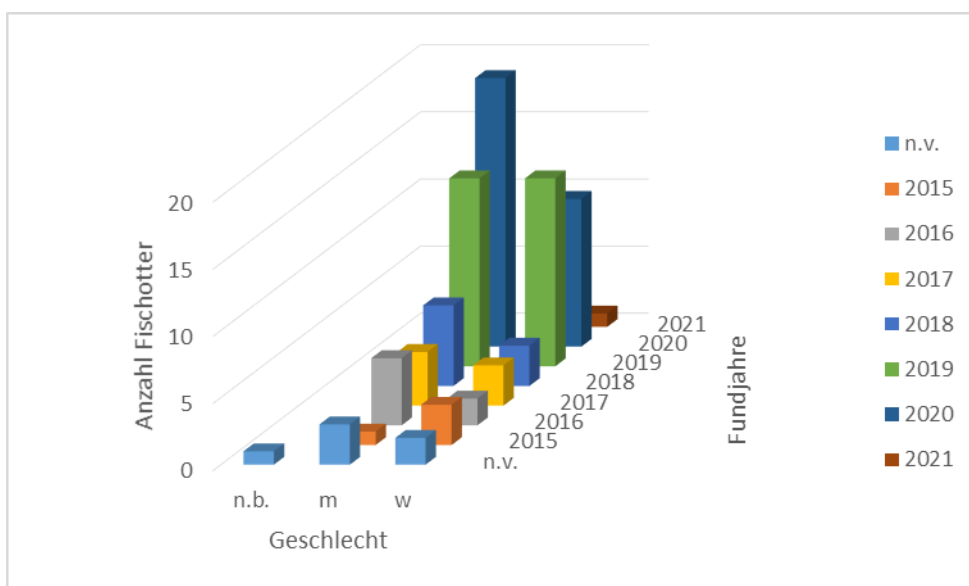
Über das Jahr verteilt konzentrierten sich die meisten Totfunde auf den Zeitraum September – Februar und somit auf den Herbst/ Winter. In den Monaten März bis August wurden deutlich weniger Tiere geborgen, für den April liegen bisher keine Funde vor. Es wurden nur die Jahre 2019 und 2020 als repräsentativ angesehen, da hier strategisch gesammelt wurde. Auch hier bestätigte sich das Zeitfenster der meisten Totfunde von September – Februar. 2019 fielen die meisten Otter im November an (n=5), wohingegen in 2020 im Januar und Februar ein Peak vorlag (je n=5) (Abb. 2).



**Abbildung 2: Verteilung der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Monaten und Jahren.**

### 3.2 Geschlechterverhältnis und Altersstrukturen

Von den insgesamt 94 bisher bearbeiteten Fischottern konnte zum Zeitpunkt der Berichterstellung von allen Tieren bis auf zwei das Geschlecht festgestellt werden. Wie in Abb. 3 dargestellt, handelte es sich bis auf das Jahr 2015 um mehr Männchen, wobei nur die Jahre 2019-20 als repräsentativ zu betrachten sind (s.o.). Auffallend war das Jahr 2019, da hier gleich viele männliche und weibliche Tiere (je n=14) vorhanden waren. 2020 überwogen die männlichen Individuen wieder deutlich (n=20) gegenüber den weiblichen (n=11). Insgesamt wurden in den Jahren 2015-21 mehr männliche (n=53) als weibliche (n=35) Otter geborgen und am ITAW untersucht. In den Jahren 2019-20 wurden in den Monaten Januar und September etwas mehr Männchen als Weibchen gefunden, wohingegen die Zahlen in den restlichen Fundmonaten ähnlich waren.



**Abbildung 3: Verteilung der tot aufgefundene Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Geschlecht und Jahren.**

Die vorläufige Alterseinteilung während der Obduktion erfolgte in die Altersklassen Welpen, subadult und adult, erwies sich jedoch im Vergleich zur wesentlich exakteren Zahnaltersbestimmung als nicht zielführend. Es konnte bei 65 von 94 Individuen eine Zahnaltersbestimmung durchgeführt werden, was gut 60% der untersuchten Tiere entsprach. In den restlichen Fällen waren entweder keine geeigneten Zähne vorhanden (Canini) oder diese waren in den entsprechenden Bereichen irreversibel geschädigt. Mitunter lag dies auch an der Extraktionsmethode, die im Folgenden optimiert wurde. Zwei Tiere waren zudem Welpen, bei denen das Alter auf wenige Wochen geschätzt wurde. Die Zähne von neun Ottern wiesen eine noch vollständig geöffnete Pulpahöhle auf, weshalb diese nicht geschnitten werden konnten. Das Alter wird bei diesen Tieren auf ca. ein halbes bis dreiviertel Jahr geschätzt (Lippitsch et al., 2017). Bei 10 Tieren lag das ermittelte Alter zwischen 0,5 – 2,5 Jahren. 19 Individuen waren zwischen 1,25 – 2,9 Jahre alt. Bei zwei Ottern lag die Spanne zwischen 1,5 – 3,5 Jahren. 12 Individuen waren 2,2 – 3,5 Jahre alt. Vier Otter waren 2,4 – 4,5 Jahre alt. Bei acht Ottern wurde das Alter zwischen 3,5 – 5,5 geschätzt und das älteste Tier war zwischen 5,5 – 7,5 Jahre alt. Insgesamt waren damit knapp 60% (n=38) der bestimmten Tiere unter drei und 80% (n=52) unter 3,5 Jahren alt. Nur 13 Otter waren älter, davon nur ein Individuum älter als 5,5 Jahre. 30 Tiere unter 3,5 Jahren waren männlich, im Vergleich zu 22 Weibchen. Neun Fähen waren älter als 3,5 Jahre, im Vergleich zu fünf Rüden (Tab. 5).

**Tabelle 5: Alterseinteilung der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Geschlecht.**

| Anzahl Fischotter | Alter [Jahre] | Männchen | Weibchen | Geschlecht n.b. |
|-------------------|---------------|----------|----------|-----------------|
| 2                 | < 0,5         | 2        |          |                 |
| 9                 | 0,5 – 0,75    | 6        | 3        |                 |
| 10                | 0,5 – 2,5     | 4        | 4        | 2               |
| 19                | 1,25 – 2,9    | 12       | 7        |                 |
| 2                 | 1,5 – 3,5     | 1        | 1        |                 |
| 12                | 2,2 – 3,5     | 5        | 7        |                 |
| 4                 | 2,4 – 4,5     | 1        | 3        |                 |
| 8                 | 3,5 – 5,5     | 2        | 6        |                 |
| 1                 | 5,5 – 7,5     | 1        |          |                 |

### 3.3 Tierkörper & Erhaltungszustand

Immerhin 38 der 94 untersuchten Otter waren entweder vorab von Präparator:innen oder anderweitig bearbeitet worden und die Tierkörper dementsprechend unvollständig. 2019 waren neun, 2020 sieben Tiere vor der Untersuchung abgezogen worden. Gemäß der Einteilung nach Tab. 2 wies die Mehrheit der Tiere (n=39) einen Erhaltungszustand von 3 auf, gefolgt von den Tieren mit einem Grad von 4 (n=25). 20 Otter hatten einen Zustand von 2 und zwei besaßen einen Grad von 1. Die Jahre 2019 und -20 waren dabei nahezu identisch (Abb. 4).

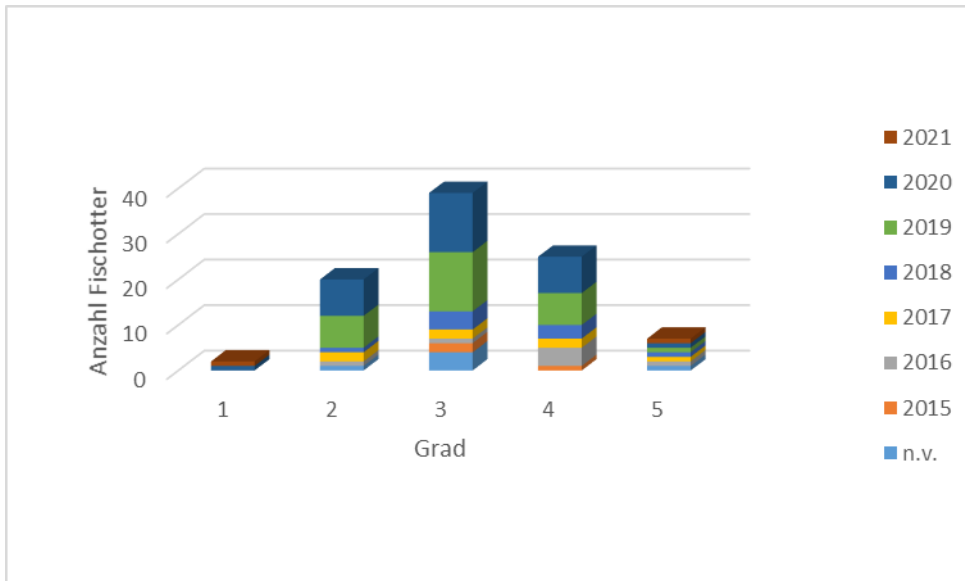


Abbildung 4: Erhaltungszustände der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein.

### 3.4 Ernährungszustand

Analog der Einteilung nach Tab. 3 wies die Mehrzahl der untersuchten Tiere einen guten Ernährungszustand auf (n=52). Dies war auch in den als repräsentativ anzusehenden Jahren 2019-20 der Fall (n= 17 bzw. 22). 14 Otter waren mäßig und nur acht schlecht ernährt. In 2019-20 waren je drei Otter mäßig und zwei schlecht ernährt. Von 20 Tieren konnte der Ernährungszustand nicht mehr eindeutig erhoben werden, dies lag zumeist an unvollständigen Tierkörpern (Tab. 6).

**Tabelle 6: Ernährungszustände der am ITAW bearbeiteten Fischotter aus den Fundjahren 2015-19 (n.b. = nicht beurteilbar).**

| Ernährungszustand | gut       | mäßig     | schlecht | n.b.      | Anzahl    |
|-------------------|-----------|-----------|----------|-----------|-----------|
| n.b.              | 5         | 1         |          | 3         | <b>9</b>  |
| 2015              | 2         | 1         |          | 1         | <b>4</b>  |
| 2016              | 2         | 1         |          | 2         | <b>5</b>  |
| 2017              | 3         | 1         | 1        | 1         | <b>6</b>  |
| 2018              | 1         | 4         | 2        | 2         | <b>9</b>  |
| 2019              | 17        | 3         | 2        | 6         | <b>28</b> |
| 2020              | 22        | 3         | 2        | 4         | <b>31</b> |
| 2021              |           |           | 1        | 1         | <b>2</b>  |
| Gesamt            | <b>52</b> | <b>14</b> | <b>8</b> | <b>20</b> | <b>94</b> |

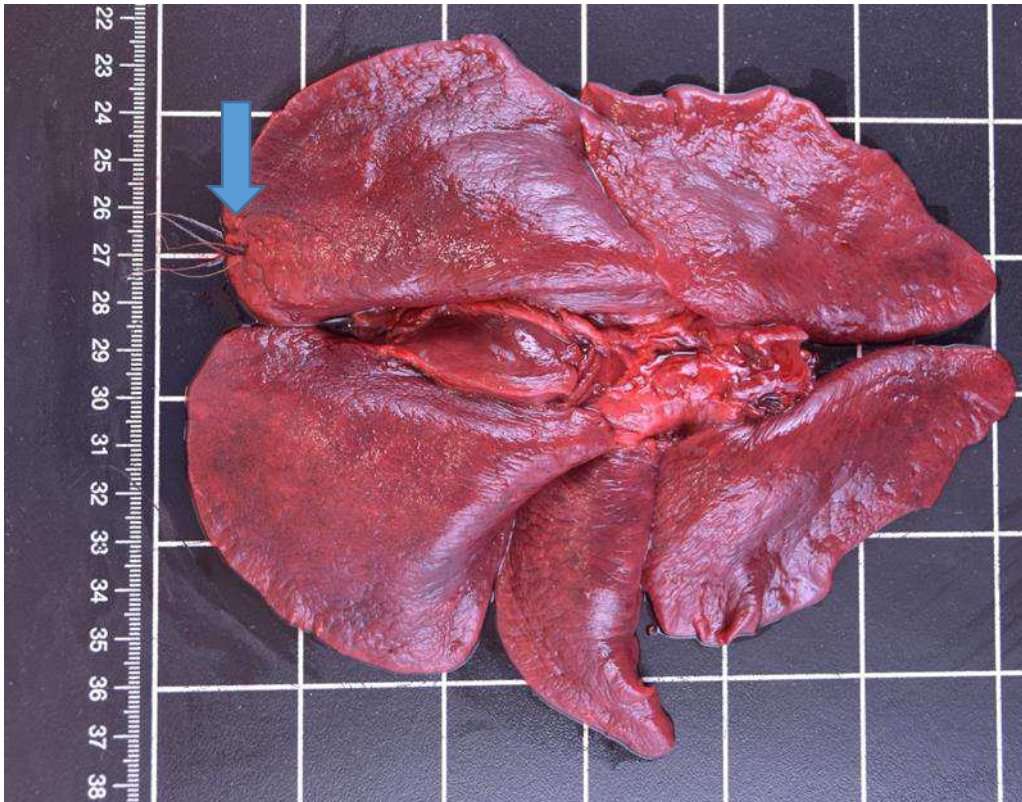


### 3.5 Pathologische Befunde

Zusätzlich zu den makroskopisch erhobenen Befunden während der Obduktionen wurden bei 66 Fischottern feingewebliche Untersuchungen durchgeführt. Insgesamt waren Proben von mind. neun Tieren in einem schlechten Erhaltungszustand, was die Befundung erschwerte. Bei zwei Ottern ergaben sich keinerlei krankhafte oder degenerative Veränderungen. Es bleibt anzumerken, dass die Fischotter je nach Erhaltungszustand und Vollständigkeit des Tierkörpers unterschiedlich umfangreich beprobt wurden und daher nicht alle Organe bei allen Tieren gleich oft untersucht wurden (Tab. 7). Die meisten der untersuchten Fischotter starben in Folge von schweren traumatischen Insulten nach Kollision mit Fahrzeugen im Straßenverkehr. Die daraus resultierenden Veränderungen wie Frakturen, Organzerreißen, starke Blutungen etc. wurden entsprechend als solche interpretiert und bei der Bewertung der pathologischen Befunde entsprechend berücksichtigt.

### 3.5.1 Respirationstrakt

In vielen Fällen waren die Lungen gering- bis hochgradig rupturiert. Ein in einer Grünanlage verendet aufgefundenener Fischotter wies einen Fremdkörper in der Lunge auf, der bereits aus dieser herausgranulierte und dessen Brustfell mit Bakterien besiedelt war (s.o.) (Abb. 5). Histologisch dominierte die Lunge als das am häufigsten veränderte Organ. Zumeist handelte es sich um nicht eitrige Pneumonien (n=12), aber auch granulomatöse Pneumonien (n=7). Letztere kamen zweimal in Zusammenhang mit Fremdmaterial vor. Bei zwei von drei diagnostizierten Bronchopneumonien bestand der histologische Verdacht auf eine Adiaspiromykosis, die durch Pilze (*Emmonsia* spp.) verursacht wird. Bakteriologisch konnte der Erreger nicht bestätigt werden. Generell waren die meisten Otter mit entzündlich veränderten Lungen gut genährt, wenige hatten einen mäßigen Ernährungszustand. In sechs Tieren mit Lungenentzündungen wurden mikrobiologisch Pseudomonaden, aber auch  $\alpha$ - und  $\beta$ -hämolytische Streptokokken nachgewiesen. Lungenblutungen traten mehrfach auf, dies betraf ausschließlich im Straßenverkehr verunfallten Tieren und wurde daher als eine traumainduzierte Veränderung bewertet.



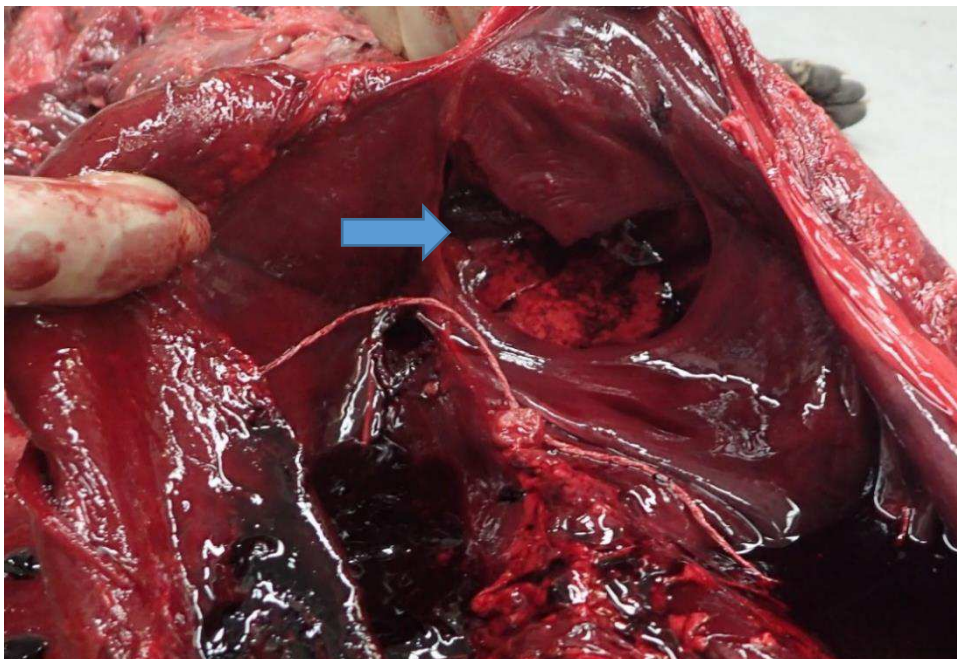
**Abbildung 5: Ausgranulierender Fremdkörper in der Lunge eines Fischotters (blauer Pfeil), Organansicht von Oben.**

### 3.5.2 Kardiovaskuläres System

Hochgradige myokardiale Fibrosen mit Zellverlust und fokaler, metaplastischer Knochenbildung traten bei einem männlichen, gut genährten adulten Fischotter auf.

### 3.5.3 Thorax

Bei vielen untersuchten Fischottern waren vermehrt starke Blutansammlungen im Thorax zu verzeichnen, was auf traumatische Insulte im Straßenverkehr zurückzuführen war. Dabei war in auffallend vielen Fällen die räumliche Trennung der Körperhöhlen nicht mehr gegeben (Abb. 6). In einem Fall lag makroskopisch eine Veränderung des Brustfells in Zusammenhang mit einem Fremdkörper in der Lunge vor, in einem anderen Fall war der Brustkorb hochgradig mit eitriger Flüssigkeit gefüllt (Abb. 7). Letzteres betraf ein abgemagertes Weibchen mit Reproduktionsnarben und laktierenden Zitzen, sodass von Nachwuchs auszugehen war. Bei dem ersten Tier wurde histologisch hochgradiges Bakterienwachstum auf der Pleura nachgewiesen, in der Lunge wurde u.a. hochgradiges Wachstum von  $\alpha$ -hämolytischen Streptokokken diagnostiziert. Der andere Otter mit dem Pyothorax zeigte eine eitrige Entzündung der Serosen mit intraläsionalen Bakterien und Granulationsgewebsbildung auf. Bei zwei weiteren Ottern wurde eine nicht eitrige Serositis (Zwerchfell) diagnostiziert. Einer der betroffenen Otter war abgemagert, der andere in gutem Ernährungszustand, hatte aber eine Pleuritis und eine Pneumonie.



**Abbildung 6: Zwerchfellruptur mit eröffnetem Thorax eines Fischotters. Die Lunge ist von der Bauchhöhle aus durch das Fenster sichtbar (blauer Pfeil).**



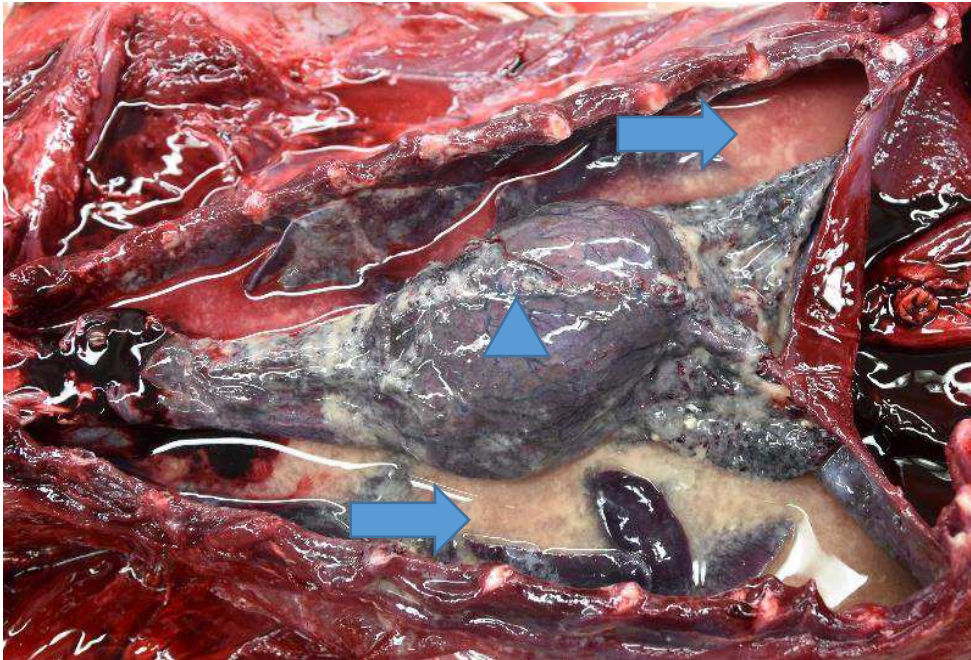


Abbildung 7: Pyothorax einer Otterfähe, der komplette Brustkorb ist mit eitriger Flüssigkeit gefüllt (blaue Pfeile). Mittig ist der Herzbeutel zu sehen (blaues Dreieck).

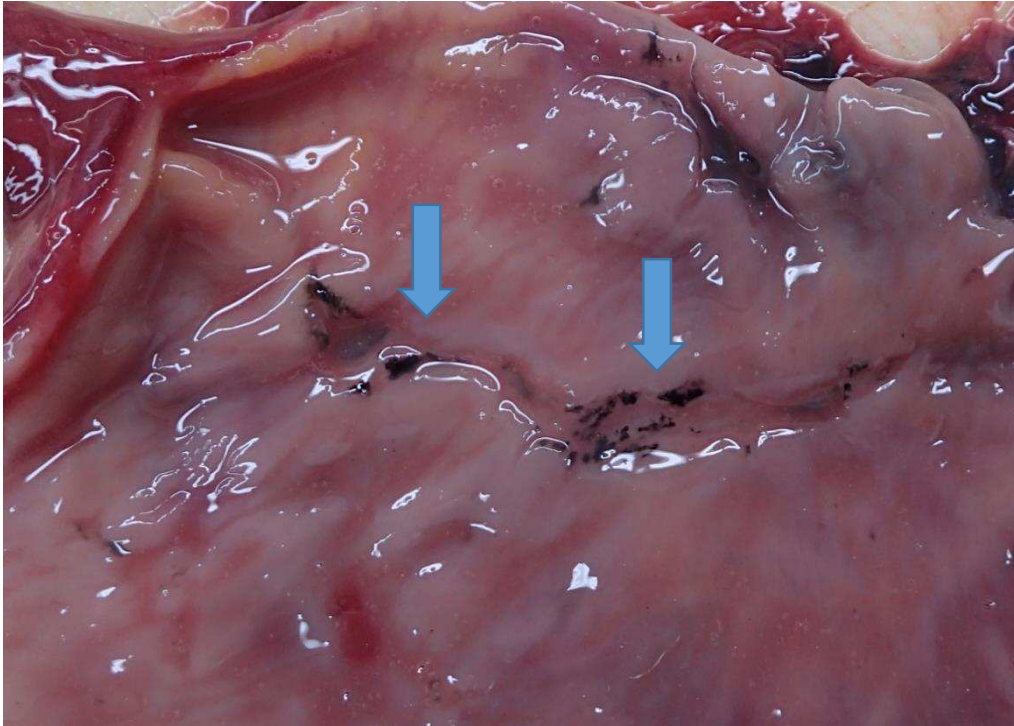
### 3.5.4 Verdauungstrakt

Die Zähne eines Rüden, der anhand von Zahnschliffen auf 5,5 – 7,5 Jahre bestimmt wurde, wies ein auffallend stark abgenutztes Gebiss auf. Teilweise waren die Zähne gebrochen oder fehlten. Bei den Welpen konnte teilweise noch der Zahnwechsel festgestellt werden (Abb. 8).



**Abbildung 8: (A) Stark abgenutzte Zähne eines älteren Otterrüden. (B) Zahnwechsel bei einem Otterwelpen, der bleibende Eckzahn schiebt den Milcheckzahn aus dem Kiefer (blauer Pfeil).**

Bei zwei Ottern waren Ulzerationen und Erosionen der Magenschleimhaut, teils mit Schleimhautblutungen zu sehen (Abb. 9). Dabei handelte es sich in einem Fall um ein weibliches, adultes Tier, das von einem Auto angefahren worden war und später in menschlicher Obhut verstarb. Das andere, männliche Tier war im Straßenverkehr verunfallt und wies zudem eine ulzerative Magenschleimhautentzündung auf, es war abgemagert. Bei einem weiteren Weibchen mit Anzeichen vorangegangener Trächtigkeit konnte eine Gastritis diagnostiziert werden.



**Abbildung 9: Magenschleimhautveränderungen eines Fischotters (blaue Pfeile).**

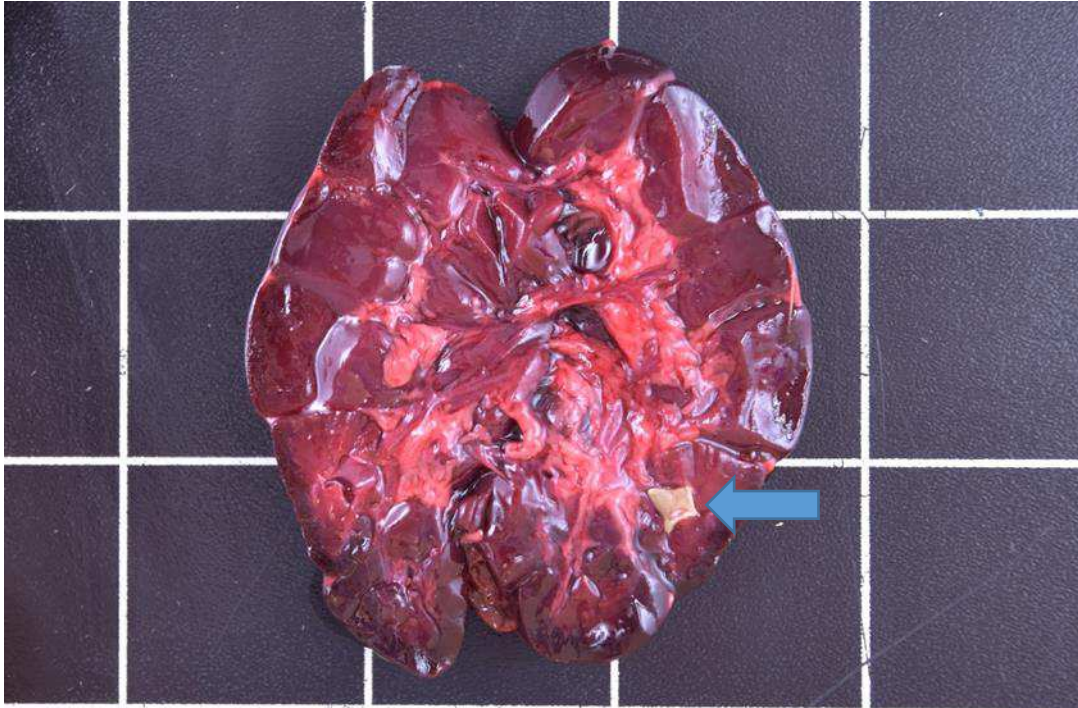
Ein stark abgemagertes, verwaistes Fischotterwelpen verstarb während des Versuchs der Rehabilitation. Neben einem Ödem der Magenschleimhaut besaß er zudem eine akute, eitrige-nekrotisierende Entzündung des Dünndarms. Mikrobiologisch konnte ein hochgradiges Wachstum von *Escherichia coli* nachgewiesen werden. In einigen Fällen lagen traumatisch bedingte Rupturen oder Zusammenhangstrennungen der Darmschlingen vor.

Portale Fibrosen traten bei einem männlichen und einem weiblichen Fischotter auf, beide Tiere waren von Lungenentzündungen betroffen. In dem Otterrüden mit der ulzerativen Magenschleimhautentzündung konnte zusätzlich eine Cholelithiasis, zusammen mit Fibrosen, diagnostiziert werden. Des Weiteren hatte ein Weibchen mit gutem Ernährungszustand eine Hepatitis.



### 3.5.5 Urogenitaltrakt

Drei männliche, adulte Tiere, sowie ein adultes Weibchen wiesen ausgeprägte Nierenkonkremente auf (Abb. 10). In der Blase eines weiteren Männchens befanden sich Steine in Form von Harngries (Abb. 16). In einigen Fällen waren die Nieren gering- bis hochgradig rupturiert, was auf Traumata nach Verkehrsunfällen zurückgeführt wurde.

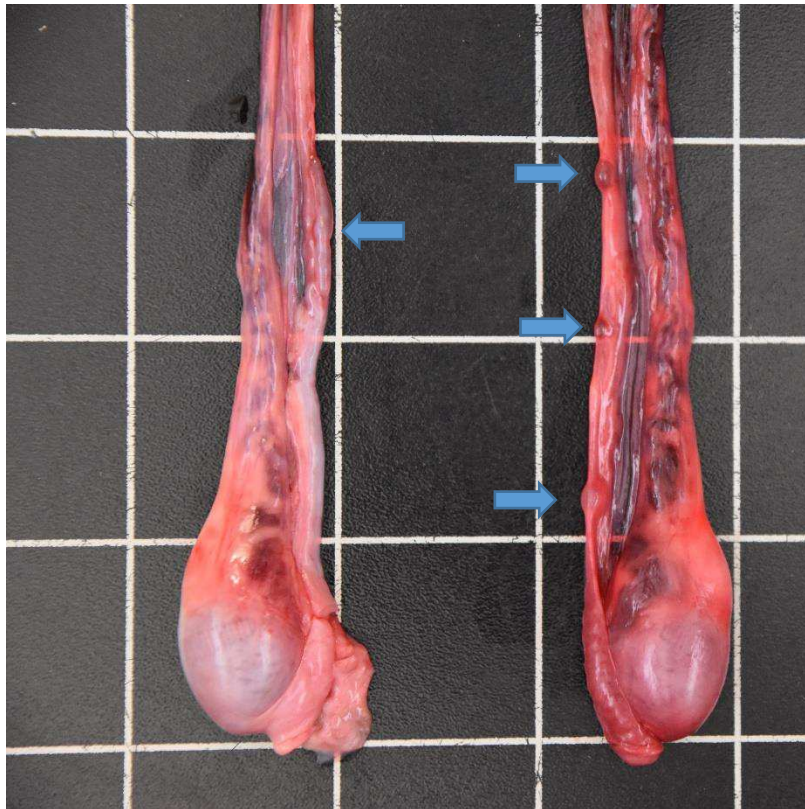


**Abbildung 10: Nierenkonkrement eines Fischotters (blauer Pfeil).**



**Abbildung 11: Blasenstein auf der Blaseschleimhaut eines Fischotters.**

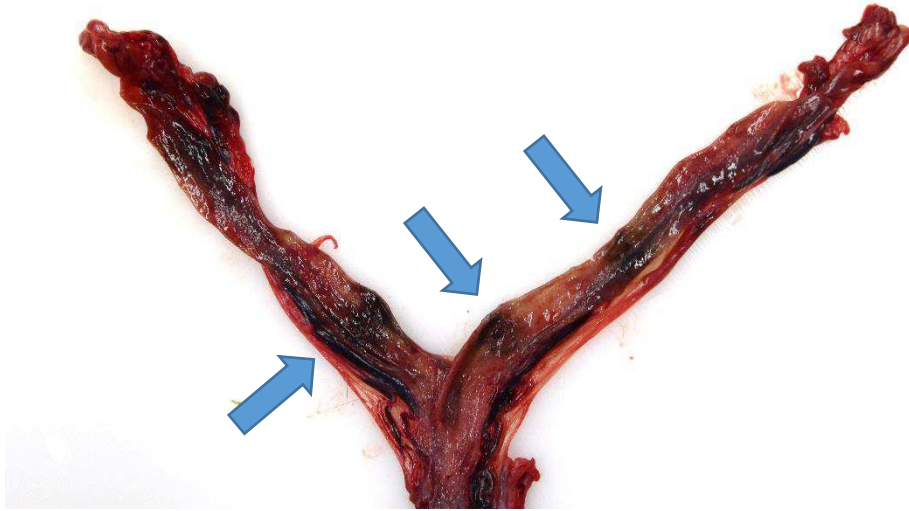
Bei 18 männlichen, juvenilen bis adulten, Ottern fielen zystische Veränderungen der Samenleiter auf (Abb. 17). Bei einem Männchen handelte es sich zudem um eines der beiden Tiere mit den Nierenkonkrementen. Das in 2020 auffallend viele zystische Veränderungen diagnostiziert wurden, ist vermutlich dem fehlenden Bewusstsein über diese in der Vergangenheit zuzurechnen.



**Abbildung 12: Zysten entlang der Samenleiter eines Fischotters (blaue Pfeile).**

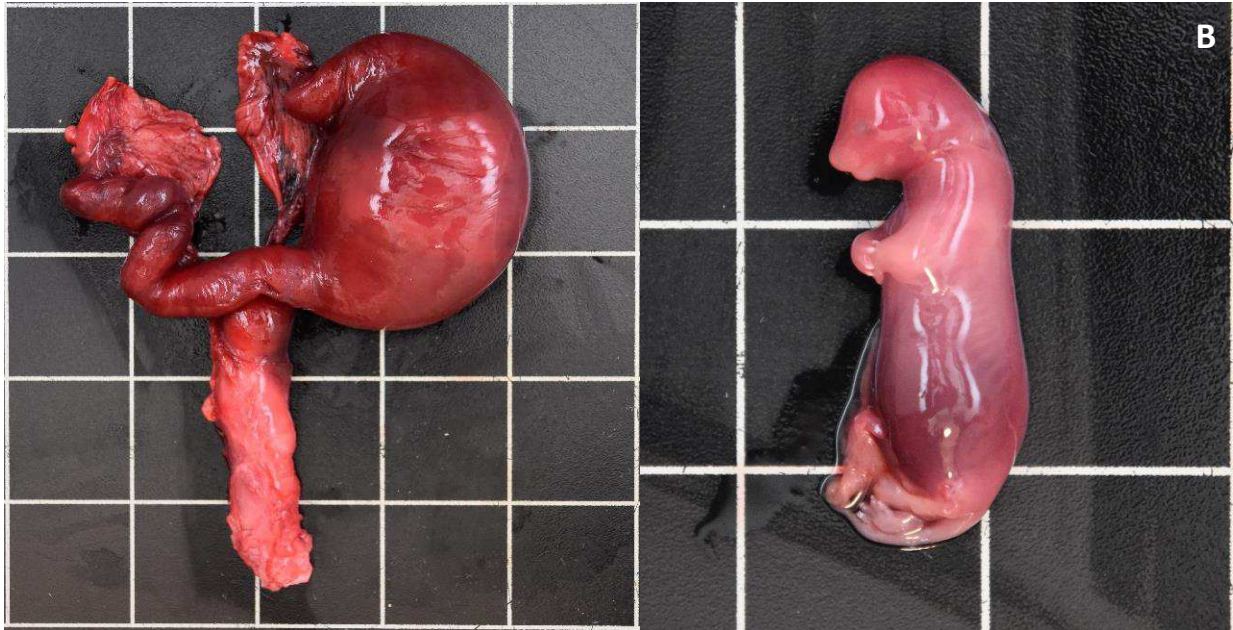


Bei neun weiblichen Ottern waren die Zitzen angebildet. Aus den Zitzen eines Weibchens ließ sich Milch abpressen. In den Uterushörnern von fünf Otterfähen wurden Reproduktionsnarben gefunden, die sich durch dunkel gefärbte Bereiche der Schleimhaut darstellen (Abb. 13).



**Abbildung 13: Reproduktionsnarben im Uterus einer Otterfähe (blaue Pfeile).**

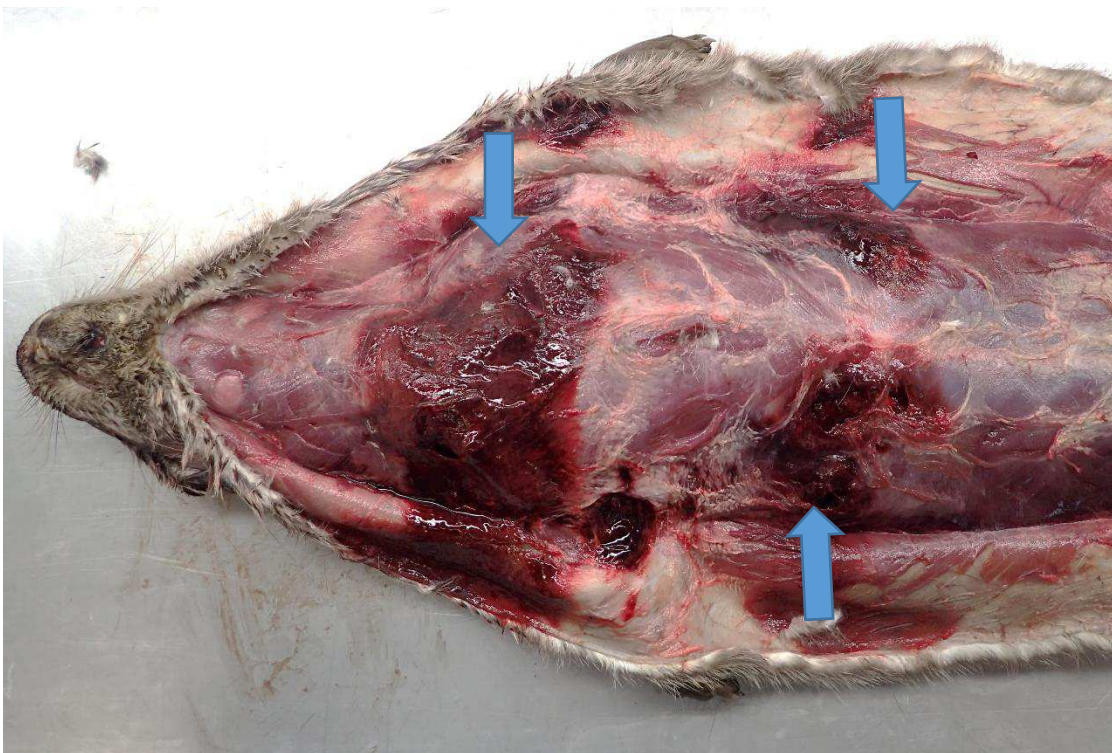
Ein Weibchen war tragend mit einem gut entwickelten Fötus (Abb. 19). Eine weitere Fähe zeigte zwei angebildete Feten, sowie eine Frucht in Resorption. Alle Weibchen mit Anzeichen von Reproduktionsaktivität waren adult (zwischen mind. 1,3 – 5,5 Jahre alt) und bis auf ein Tier in mäßigem Ernährungszustand gut genährt.



**Abbildung 14: (A) Uterus einer tragenden Otterfähe mit deutlich vergrößertem, linken Horn (Ansicht von Unten). (B) Fötus aus dem tragendem Horn.**

### 3.5.6 Haut & Unterhaut

In den angrenzenden Bereichen der Muskulatur sowie der Unterhaut waren ebenso häufig hochgradige Hämatome anzutreffen (Abb. 15). Oberflächliche Hautwunden und Abschürfungen wurden besonders häufig im Bereich der Beine und Pfoten, aber auch entlang des Kopfes registriert. Diese Verletzungen wurden durch traumatische Insulte hervorgerufen, die durch Unfälle im Straßenverkehr entstanden. Ein adultes Männchen war vorberichtlich wegen abnormalen Verhaltens und Schwäche eingefangen worden, es verstarb wenig später. Das Tier konnte seine Hinterläufe nicht mehr bewegen und die Haut war an verschiedenen Stellen wund und aufgescheuert. Histologisch wurde eine epidermale Hyperplasie mit Strukturverlust und intraläsionalen Bakterien diagnostiziert. Neben  $\alpha$ -hämolytischen Streptokokken konnten *Clostridium perfringens* und *Vagococcus lutrae* aus den Organen des Otters isoliert werden. Dermale Fibrose war in einem anderen Otter zu sehen, was als verheilte Verletzung gewertet wurde. Paarige, kreisrunde Hautwunden von 1,2mm Durchmesser und mit 15-15mm Abstand an vor allem den Pfoten, aber auch im Anogenitalbereich von sechs Ottern, wurden als Bisswunden interpretiert (Abb. 16). Die Tiere waren in gutem bis mäßigen Ernährungszustand, drei hatten eine Pneumonie und eins eine Gastritis. Mikrobiologisch wurden  $\gamma$ -hämolytische Streptokokken und *Clostridium perfringens* aus diesen Ottern isoliert.



**Abbildung 15: Flächige Hämatome in der Unterhaut im Hals- und Brustbereich eines Fischotters (blaue Pfeile).**



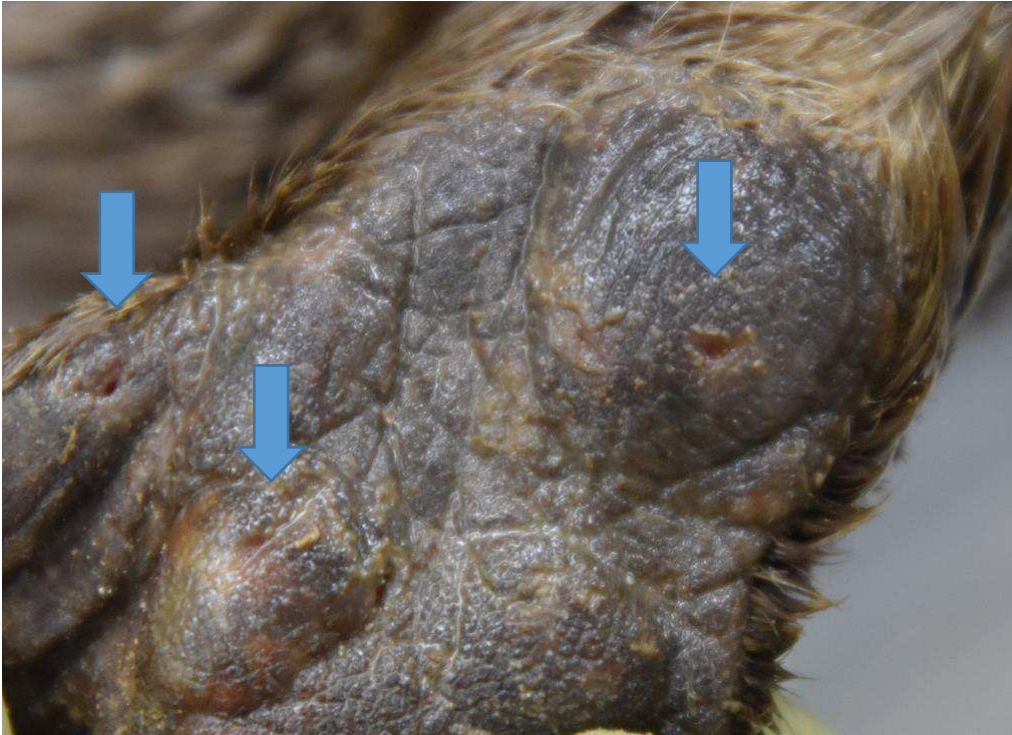


Abbildung 16: Punktförmige Vertiefungen in der Haut am Ballen der Pfote eines Otters, die als Bisswunden interpretiert wurden (blaue Pfeile).

### 3.5.7 Muskel- & Skelettsystem

Einige Otter präsentierten sich als stark abgemagert bzw. kachektisch, was auf eine Atrophie der Skelettmuskulatur zurückzuführen war. Dies betraf u.a. einen verwaisten Welpen, drei juvenile Männchen, das adulte Männchen mit den gelähmten Hinterläufen, eine juvenile Fähe und die adulte Fähe mit Pyothorax und Anzeichen von Reproduktionsaktivität. In Extremfällen war dies bereits vor Eröffnen des Tierkörpers deutlich sichtbar (Abb. 17).



**Abbildung 17: Hochgradig abgemagerter Fischotterrüde von Oben, die Wirbelsäule sowie die Rippen stehen sichtbar hervor.**

In 25 Ottern wurden Protozoenzysten in der Muskulatur von Skelett, Herz, Zunge und Zwerchfell detektiert (s. auch Kapitel parasitologische Befunde). Periostale Blutungen in einem Otter waren vermutlich auf den traumatischen Insult im Straßenverkehr zurück zu führen.

Der überwiegende Teil der untersuchten Fischotter wies hochgradige und multiple Frakturen verschiedener Knochen auf. So waren besonders häufig Hirn- und Gesichtsschädel betroffen, aber auch Rippen-, Wirbelsäulen- und Beckenknochenfrakturen bis hin zu kompletten Zusammenhangstrennungen lagen häufig vor. Alle diese Veränderungen waren durch traumatische Insulte durch Fahrzeuge verursacht worden.

Eine tragende Fähe in gutem Ernährungszustand besaß eine zusätzliche Zehe mit eigenständiger Knochenstruktur an der linken Vorderpfote (Abb. 18).



**Abbildung 18: Doppelte Zehen- und Krallenausbildung an der linken Vorderpfote einer Otterfähe (blauer Pfeil).**

### 3.5.8 ZNS, Augen & Ohren

Leptomeningeale Blutungen waren bei drei Ottern zu sehen. Zwei der Tiere starben im Straßenverkehr, das dritte Individuum war das abgemagerte Männchen mit der Hinterhandparalyse. Die Spinalnerven dieses Otters zeigten histologisch keine Auffälligkeiten. Es ist daher nicht auszuschließen, dass der Otter trotz Abwesenheit typischer Traumaspuren initial von einem Fahrzeug verletzt wurde.

Eine gut genährte Fähe fiel durch eine Verklebung der Kornea mit der Retina auf, was eine hochgradige Atrophie der Retina und Entzündung des inneren Auges zur Folge hatte. Das Tier war den Befunden nach zu urteilen auf diesem Auge blind.

Bei acht Fischottern wurden Zecken an und um die Ohren gefunden (s. auch Kapitel parasitologische Befunde).

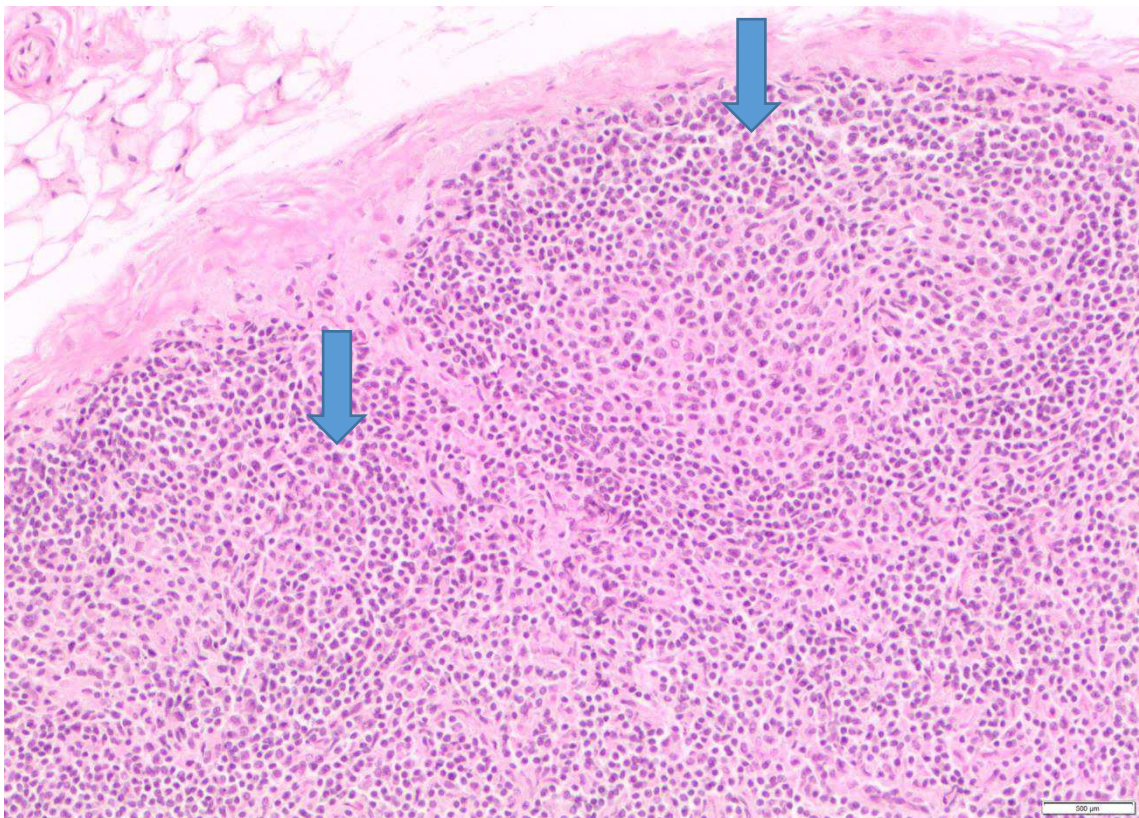


### 3.5.9 Hämatopoetisches System & Endokrinium

Die häufigste Diagnose im hämatopoetischen System war eine Follikelhyperplasie der Lymphknoten (n=6), gefolgt von –hyalinosen und –depletion (n=22) (Abb. 19). Follikuläre Hyperplasien betrafen zudem die Tonsillen (n=6) und die Milz (n=1) (Abb. 20). Follikuläre Hyalinose und Depletion war besonders häufig in der Milz zu sehen (n=20). Bei einem verwaisten Welpen waren die Lymphknoten sehr zellarm, was auf Immunsuppression hindeutete und Hämosiderosen wurden bei fünf Individuen diagnostiziert, was neben dem Männchen mit der Hinterhandparalyse vier im Straßenverkehr verunfallte Tiere einschloss.

Zystische Follikel waren in Schilddrüsen von sechs Ottern zu sehen.

Entzündungen der Nebennieren wurden in 11 Ottern diagnostiziert.



**Abbildung 19: Follikelhyperplasie eines Lymphknotens eines Fischotters. Es sind viele Lymphozyten sichtbar (blaue Pfeile, Foto: P. Wohlsein).**



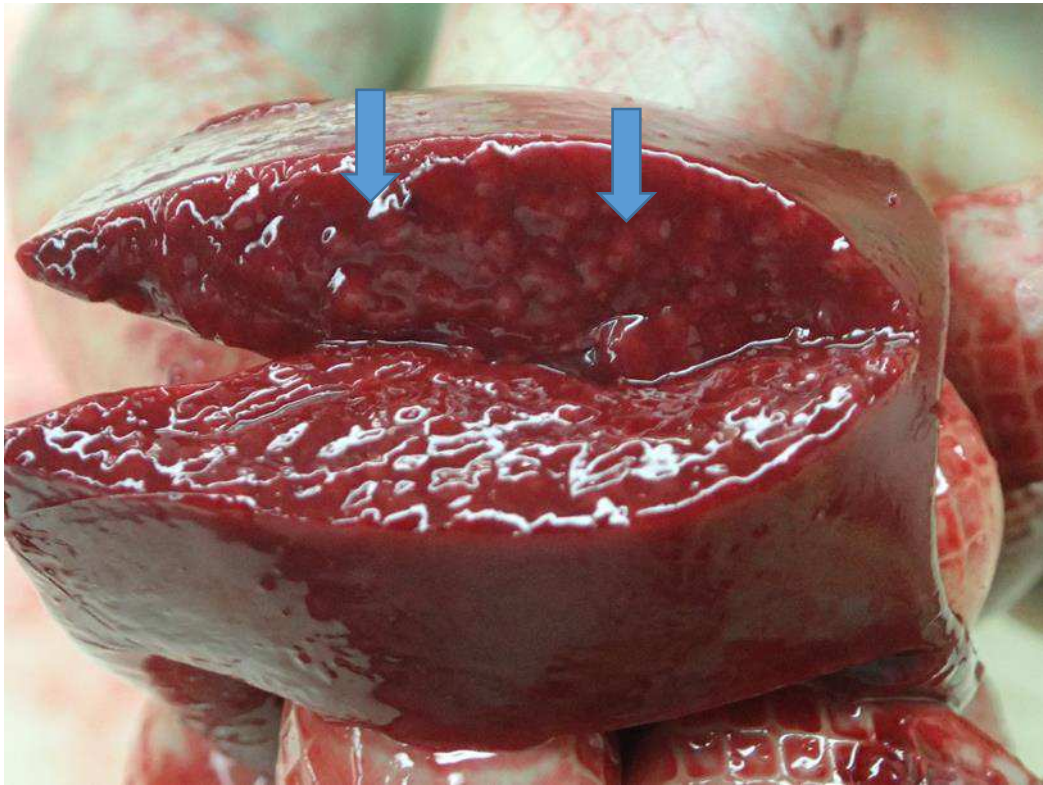


Abbildung 20: Verdacht auf Follikelhyperplasie der Milzpulpa eines Fischotters, die Follikel der Milzpulpa treten deutlich hervor (blaue Pfeile).

**Tabelle 7: Pathomorphologische Befunde der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Organsystemen.**

| Befunde  | Anzahl        |         |      |      |      | Gesamt |
|--|---------------|---------|------|------|------|--------|
|  | Kein Fundjahr | 2015-18 | 2019 | 2020 | 2021 |        |
| <i>Respirationstrakt</i>                                   |               |         |      |      |      |        |
| Pneumonie (eitrig)   |               |         |      | 1    |      | 1      |
| mit intraläsionalem Fremdmaterial                          |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Pneumonie (nicht eitrig)                                   |               | 5       | 5    | 2    |      | 12     |
| Pneumonie (granulomatös)                                   | 1             | 2       | 3    | 1    |      | 7      |
| mit intraläsionalem Fremdmaterial                          | 1             |         | 1    |      |      | 2      |
| Bronchopneumonie (nicht eitrig)                            | 1             |         | 2    |      |      | 3      |
| mit intraläsionalen Pilzsporen                             | 1             |         | 1    |      |      | 2      |
| Bronchiolitis (nicht eitrig)                               |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Pleuritis (nicht eitrig)                                   |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Fremdkörper Lunge  |               |         | 1    |      |      | 1      |
| mit Bakterienbesiedlung Pleura pulmonalis                  |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Hämorrhagien Lungenparenchym                               |               |         | 3    | 3    |      | 6      |
| <i>Kardiovaskuläres System</i>                             |               |         |      |      |      |        |
| Myokardiale Fibrosen                                       | 1             |         |      |      |      | 1      |
| mit Zellverlust  | 1             |         |      |      |      | 1      |
| <i>Thorax</i>  |               |         |      |      |      |        |
| Pyothorax  |               |         |      |      | 1    | 1      |
| Serositis Zwerchfell                                       |               | 1       | 1    |      |      | 2      |
| Serositis (eitrig)   |               |         |      |      | 1    | 1      |
| mit intraläsionalen Bakterien                              |               |         |      |      | 1    | 1      |
| mit Granulationsgewebsbildung                              |               |         |      |      | 1    | 1      |
| Ödem Zwerchfell  |               |         |      | 1    |      | 1      |
| <i>Verdauungstrakt</i>                                     |               |         |      |      |      |        |
| Gastritis  |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Gastritis (ulzerativ)                                      |               | 1       |      |      |      | 1      |
| Erosionen der Magenschleimhaut                             |               | 1       | 1    |      |      | 2      |
| Ödem Magen (submukosal)                                    |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Enteritis (eitrig)   |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Portale Hepatitis  |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Portale Fibrose  | 2             |         |      |      |      | 2      |
| Cholelithiasis   |               | 1       |      |      |      | 1      |
| <i>Urogenitaltrakt</i>                                     |               |         |      |      |      |        |
| Nephrolithiasis  |               | 2       | 1    | 1    |      | 4      |
| Urolithiasis   |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Samenleiterzysten  |               | 2       | 4    | 12   |      | 18     |
| Plazentanarben   |               | 1       | 2    | 1    | 1    | 5      |
| Trächtigkeit   |               |         |      | 2    |      | 2      |
| <i>Haut &amp; Unterhaut</i>                                |               |         |      |      |      |        |
| Epidermale Hyperplasie                                     |               |         |      | 1    |      | 1      |
| mit Epidermisverlust und intraläsionalen Bakterien         |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Dermale Fibrose  |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Blutungen Unterhaut  |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Bisswunden   |               | 2       | 2    | 2    |      | 6      |
| <i>Muskel- &amp; Skelettsystem</i>                         |               |         |      |      |      |        |
| Periostale Blutungen                                       |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Parasitäre Zysten (Skelettmuskel, Herz, Zunge, Zwerchfell) |               | 7       | 19   | 8    |      | 34     |
| Zusätzliche Zehe   |               |         |      | 1    |      | 1      |
| <i>ZNS, Augen &amp; Ohren</i>                              |               |         |      |      |      |        |
| Leptomeningeäre Blutungen                                  |               |         | 1    | 2    |      | 3      |
| Synechie   |               |         |      | 1    |      | 1      |
| mit Retinaatrophie   |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Ektoparasiten (Zecken)                                     |               |         | 2    | 5    | 1    | 8      |
| <i>Hämatopoetisches System &amp; Endokriniem</i>           |               |         |      |      |      |        |
| Zysten Schilddrüse   |               | 1       | 3    | 1    | 1    | 6      |
| Follikuläre Hyperplasie Tonsille                           |               |         |      | 3    |      | 3      |
| Follikuläre Hyperplasie Lymphknoten                        |               |         | 3    | 3    |      | 6      |
| Follikuläre Hyalinose und Depletion Lymphknoten            | 2             | 1       | 8    | 10   | 1    | 22     |
| Hämosiderose Lymphknoten                                   | 1             | 1       |      | 3    |      | 5      |
| Anthrakose Lymphknoten                                     | 1             |         |      | 2    |      | 3      |
| Zellarmer Lymphknoten                                      |               |         |      | 1    |      | 1      |
| Adrenalitis  | 1             | 2       | 3    | 4    | 1    | 11     |
| Noduläre Hyperplasie Nebenniere                            |               |         |      | 2    |      | 2      |
| Fibrose und Mineralisation Nebenniere                      | 1             |         |      |      |      | 1      |
| Adrenale und periadrenale Blutungen                        |               |         | 1    |      | 1    | 2      |
| Follikuläre Hyperplasie Milz                               |               |         | 1    |      |      | 1      |
| Follikuläre Hyalinose und Depletion Milz                   |               | 2       | 11   | 7    |      | 20     |
| Follikuläre Hyalinose Peyer Plaques                        |               |         | 1    |      |      | 1      |

### 3.6 Weiterführende Diagnostik

#### 3.6.1 Mikrobiologie

Organproben von 48 Ottern konnten mikrobiologisch untersucht werden. Dabei wurden 37 verschiedene Erreger bzw. Gattungen von Erregern detektiert (Tab. 8). Es wurden nur solche Befunde mit mittel- bis hochgradigem Wachstum in die Auswertung genommen, da diesen eine klinische Relevanz beigemessen werden kann.

**Tabelle 8: Mikrobiologische Befunde der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Organen.**

| Erreger                               | Leber     | Milz      | Niere     | Lunge     | LuLy      | Darm      | DaLy     | ZNS       | Repro    | Muskel   | Pleura   | Gesamt |
|---------------------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|----------|-----------|----------|----------|----------|--------|
| <i>Acinetobacter</i> spp.             |           |           |           | 2         |           |           |          |           |          |          |          | 2      |
| a-häm. Streptokokken                  | 3         | 2         | 4         | 7         | 2         | 3         | 1        | 1         |          | 1        |          | 24     |
| <i>Butiauxella</i> spp.               |           |           |           | 1         |           |           |          | 2         |          |          |          | 3      |
| <i>Candida famata</i>                 |           | 1         |           |           |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Carnobacterium divergens</i>       | 4         | 5         | 6         | 6         | 2         | 2         | 1        |           |          | 1        |          | 27     |
| <i>Carnobacterium maltaromaticum</i>  | 2         | 1         | 1         | 1         |           | 1         | 2        | 1         | 1        |          |          | 10     |
| <i>Clostridium colicanis</i>          |           |           |           |           |           | 1         |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Clostridium perfringens</i>        |           |           |           |           |           | 5         |          |           |          |          |          | 5      |
| <i>Enterococcus faecalis</i>          |           |           |           | 1         |           | 1         |          |           |          | 1        |          | 3      |
| <i>Erwinia</i> spp.                   |           |           |           |           |           |           |          |           |          | 1        |          | 1      |
| <i>Escherichia coli</i>               |           |           |           | 2         |           | 1         |          | 1         |          |          |          | 4      |
| <i>Ewingella americana</i>            |           |           |           | 1         | 1         |           |          |           |          |          |          | 2      |
| Hefen                                 | 1         | 1         | 1         |           |           |           |          |           |          |          |          | 3      |
| <i>Kurtia</i> spp.                    | 1         |           | 1         |           |           |           |          |           |          |          |          | 2      |
| <i>Lactobacillus sakei</i>            |           |           |           |           |           |           | 1        |           |          |          |          | 1      |
| <i>Macrococcus caseolyticus</i>       |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Macrococcus</i> spp.               |           |           | 1         | 1         |           |           | 1        |           |          |          |          | 3      |
| <i>Micrococcus luteus</i>             |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Pantoea</i> spp.                   | 1         | 2         | 1         | 3         |           |           |          |           |          | 1        |          | 8      |
| <i>Paraclostridium bif fermentans</i> |           |           |           |           |           | 1         |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Pseudomonas</i> spp.               | 3         | 2         | 5         | 7         | 3         | 3         | 2        | 1         | 1        |          | 1        | 28     |
| <i>Psychrobacter</i> spp.             | 2         | 2         | 1         | 2         |           |           |          |           |          |          |          | 7      |
| <i>Rhanella aquatilis</i>             |           |           |           | 2         |           |           |          |           |          |          |          | 2      |
| <i>Rhanella</i> spp.                  |           |           | 1         | 1         |           |           |          | 1         |          |          |          | 3      |
| <i>Serratia fonticola</i>             |           |           |           | 3         | 1         |           |          | 1         |          |          |          | 5      |
| <i>Serratia</i> spp.                  |           |           |           |           |           |           |          | 1         |          |          |          | 1      |
| <i>Staphylococcus equorum</i>         |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Staphylococcus lutrae</i>          |           |           |           |           |           | 1         |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Staphylococcus saprophyticus</i>   |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Staphylococcus sciuri</i>          |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Stenotrophomonas maltophilia</i>   |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Stenotrophomonas</i> spp.          |           |           |           |           |           |           |          | 1         |          |          |          | 1      |
| <i>Streptococcus canis</i>            |           |           |           | 1         |           |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Streptococcus dysgalactiae</i>     |           |           |           |           | 1         |           |          |           |          |          |          | 1      |
| <i>Vagococcus lutrae</i>              |           |           |           |           |           | 1         | 1        |           |          |          |          | 2      |
| <i>Yarrowia lipolytica</i>            |           |           |           |           |           |           |          |           | 1        |          |          | 1      |
| γ-häm. Streptokokken                  |           |           | 1         | 6         | 1         | 1         |          | 2         |          |          |          | 11     |
| <b>Gesamt</b>                         | <b>17</b> | <b>16</b> | <b>23</b> | <b>53</b> | <b>11</b> | <b>21</b> | <b>9</b> | <b>12</b> | <b>3</b> | <b>5</b> | <b>1</b> |        |

Häufigste relevante Erreger waren Pseudomonaden, *Clostridium perfringens* und *Vagococcus lutrae*. Die Lunge war mit Abstand das am häufigsten betroffene Organ, gefolgt von Niere, Darm und Leber sowie der Milz.

### 3.6.2 Virologie

Lungenproben von insgesamt 42 Fischottern wurden mittels PCR auf Morbillivirus untersucht, alle Proben waren negativ. Weiterhin wurden 20 Tiere aus 2020-21 mittels PCR auf SARS-CoV-2 getestet, auch hier waren alle Lungenproben und Trachealtupfer negativ. Ebenso verliefen alle Untersuchungen der Darmproben von 38 mittels PCR auf eine Parvovirusinfektion negativ.

### 3.6.3 Parasitologie

Acht Tiere wiesen einen Befall mit Schildzecken der Gattung *Ixodes* auf. Dabei kamen Befallsintensitäten von einem bis zu 22 Parasiten auf einem Otter vor. Die Stadien waren mehrheitlich Larven und Nymphen, aber auch wenige adulte Zecken.

In den Darmschlingen von drei Ottern wurden Endoparasiten detektiert. Bei einem Otter wurde ein Trichostrongylide mit V.a. *Oswaldocruzia filiformis* gefunden. Ein anderer Otter war mit mind. zwei Exemplaren befallen, die als V.a. *Corynosoma* spp. bestimmt wurden. In einem weiteren Tier wurden drei adulte Trematoden als V.a. *Isthmiophora melis* bestimmt.

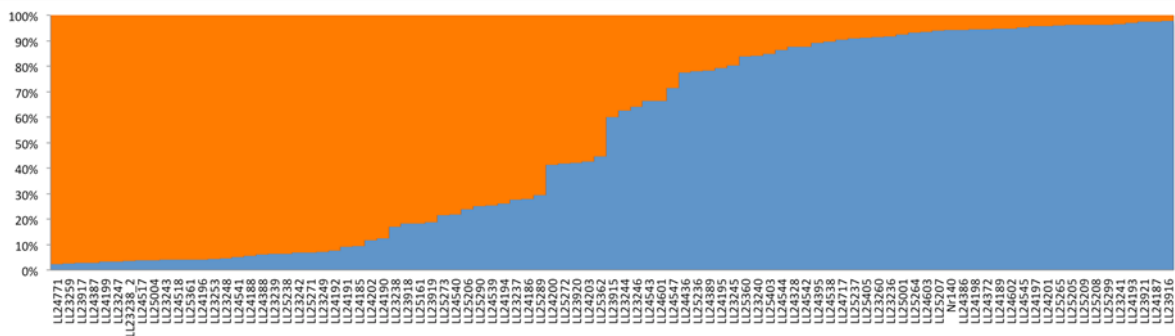
Bei 25 von 67 histologisch untersuchten Fischottern fanden sich parasitäre Zysten in verschiedenen muskulären Organen (Zunge, Herz, Zwerchfell, quergestreifte Skelettmuskulatur). In 10 Fällen wurden diese exemplarisch genetisch bestimmt und konnten alle als *Sarcocystis lutrae* identifiziert werden.

### 3.6.4 Populationsgenetik

Text: Prof. Dr. Ralph Tiedemann, Anja Ernst

Gewebeproben von 92 Ottern aus den Jahren 2016-21 wurden zu populationsgenetischen Zwecken untersucht. Die mitochondriale Kontrollregion zeigte wenig Variation. Es wurden drei zuvor beschriebene (Cassens et al., 2000; Honnen et al., 2015) mitochondriale Haplotypen gefunden: Lut 1 (88x; 96%), Lut 3 (1x, 1%) und Lut 14 (3x, 3%). Die Haplotypendiversität betrug 0,085, d.h. die Wahrscheinlichkeit, dass zwei zufällig gewählte Individuen verschiedene Haplotypen haben, ist lediglich 8,5%.

Die Mikrosatellitenloci waren variabler: Es fanden sich im Mittel 6 Allele pro Locus (Wertebereich: 2-11), eine mittlere beobachtete Heterozygotie ( $H_O$ ) von 0,604 und eine mittlere erwartete Heterozygotie ( $H_E$ ) 0,629 (Details in Tabelle 1).  $H_O$  war signifikant geringer als  $H_E$ , was sich in einem signifikanten Inzuchtkoeffizienten  $F_{IS}$  von 0,036 ( $p=0,034$ ) ausdrückte. Die wahrscheinlichste Erklärung hierfür ist genetische Populationsstruktur innerhalb von Schleswig-Holstein. Eine STRUCTURE-Analyse unterstützt dies und findet zwei genetische Cluster im Datensatz (Abb. 21).



**Abbildung 21:** Anteilige Zuordnung der Fischotter-Einzelindividuen zu zwei identifizierten genetischen Clustern (STRUCTURE-Analyse auf der Basis von 15 nukleären Mikrosatelliten).



Diese zeigen eine deutliche geographische Populationsstruktur mit einem Cluster im Nordwesten, einem zweiten im Südosten Schleswig-Holsteins (Abb. 22). Allerdings findet zwischen diesen Clustern Migration und Genfluss statt, was sich in Individuen mit gemischten Genotypen (Abb. 22) und im Vorkommen einzelner Individuen außerhalb des Gebiets, in dem ihr jeweiliges Cluster dominiert (Abbildung 21), widerspiegelt.

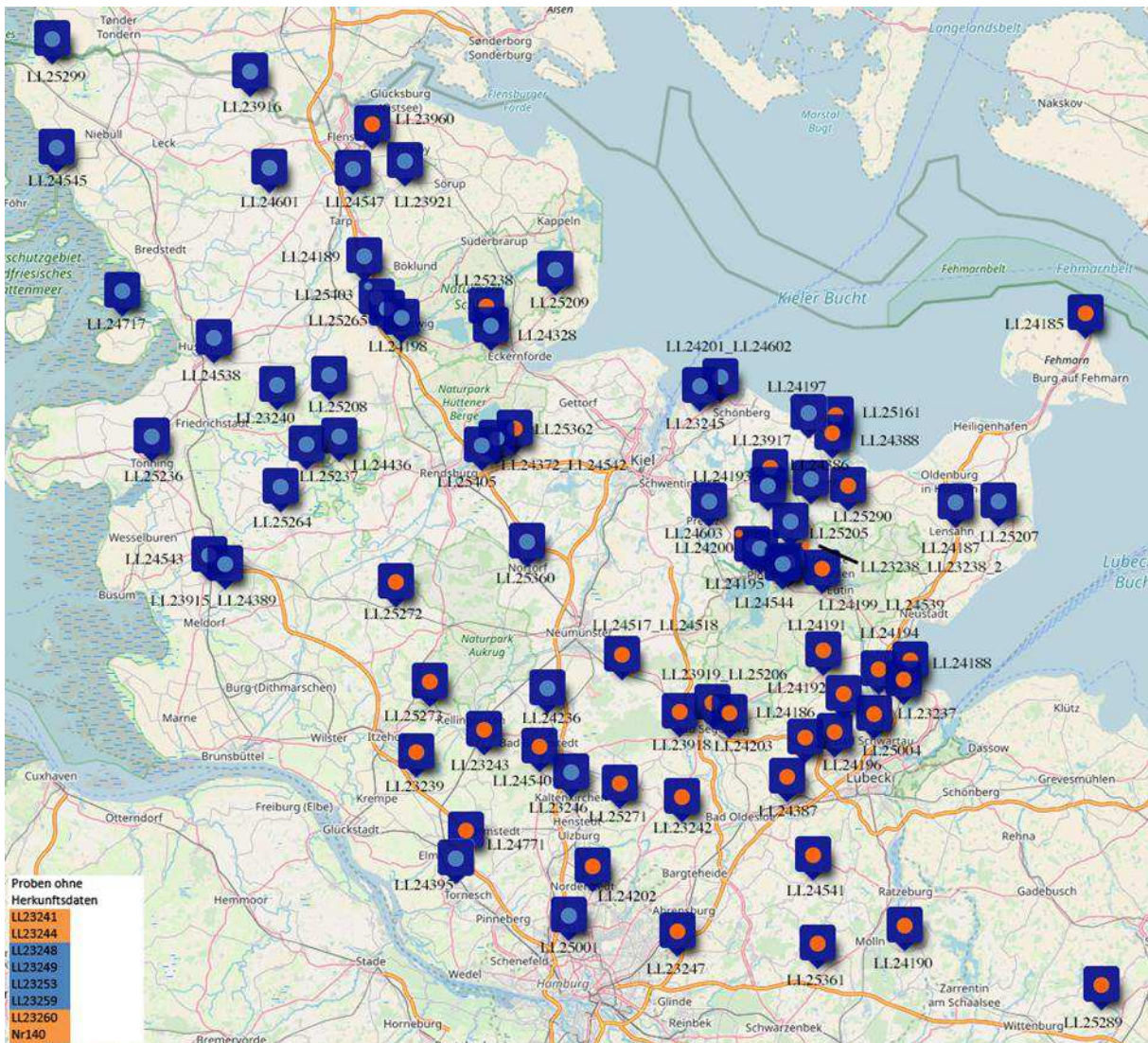
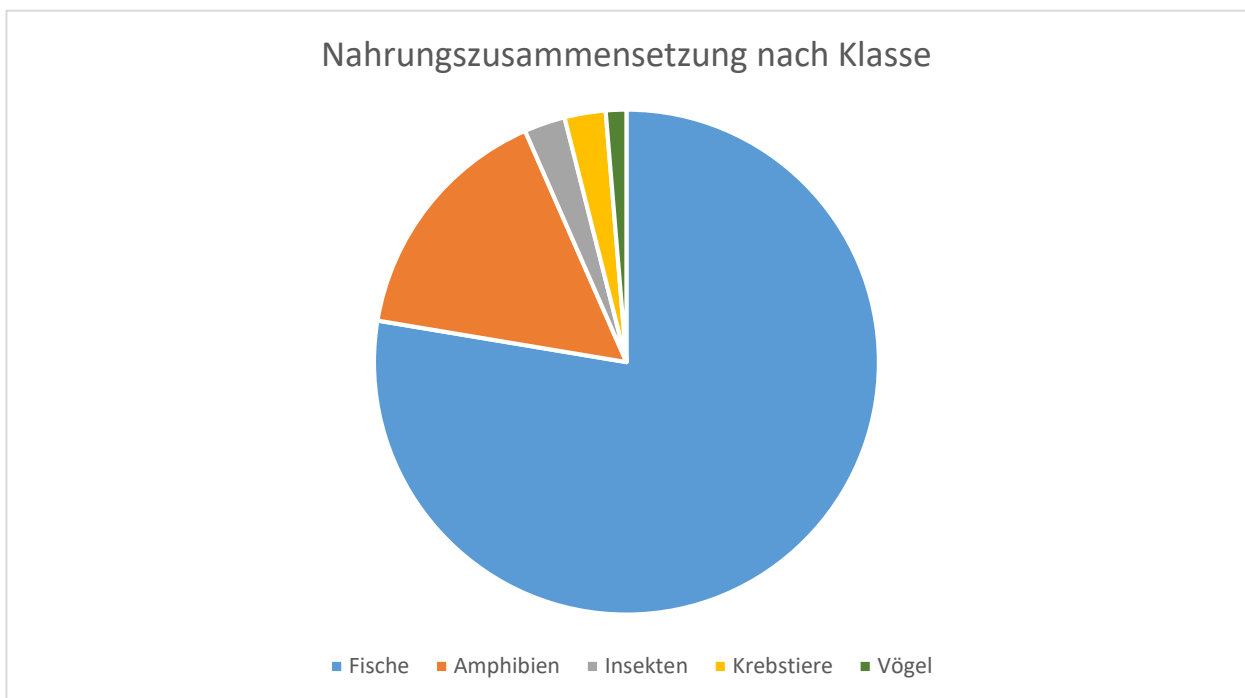


Abbildung 22: Geographischer Ursprung der untersuchten Fischotter sowie Zuordnung zu einem genetischen Cluster (Farbe entspricht einer Zuordnung von >50% zu dem jeweiligen Cluster aus Abb. 22). Tendenziell ist das blaue Cluster eher im Nordwesten, das orange im Südosten Schleswig-Holsteins verbreitet.

## 3.7 Nahrungsökologie

### 3.7.1 Hartbestandteilsanalyse

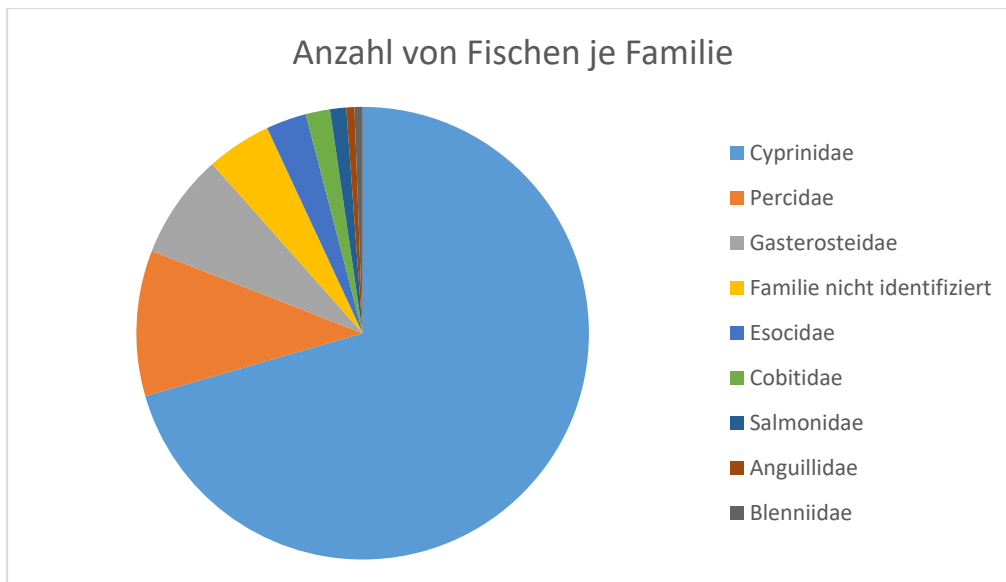
Die untersuchten Otter ernährten sich von Fisch (77,6%), Amphibien (15,8%), Insekten (2,6%), Krebstieren (2,6%) und Vögeln (1,3%) (Abb. 23). Bei vielen Ottern wurden auch Pflanzen, Insekten oder deren Larven nachgewiesen. Es ist allerdings schwierig zu beurteilen, ob diese Pflanzen und Insekten primäre oder sekundäre Beute waren oder an dem am Ufer verzehrten Beutetier hafteten.



**Abbildung 23: Nahrungszusammensetzung der untersuchten Fischotter aus Schleswig-Holstein nach Klasse.**

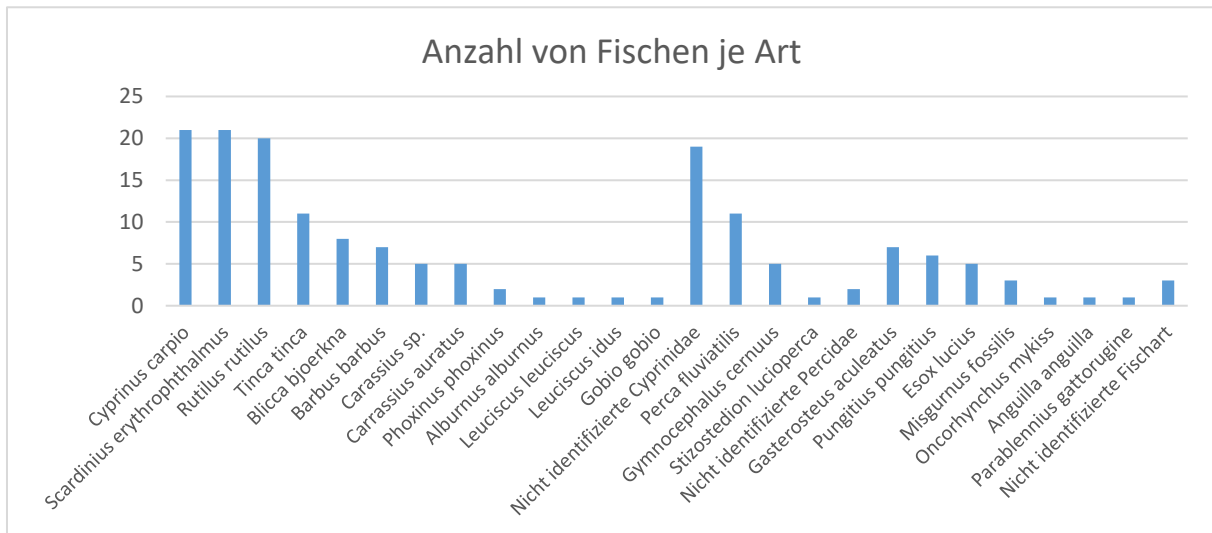


Die Mehrheit der konsumierten Fische war aus der Familie der Cyprinidae (70,5%), gefolgt von den Percidae (10,4%) und den Gasterosteidae (7,5%) sowie in geringfügigerer Anzahl von den Esocidae (2,9%), Salmonidae (1,2%), Cobitidae (1,7%), Anguillidae (0,6%) und Blenniidae (0,6%). In 4,6% der Fälle konnte die Familie nicht identifiziert werden (Abb. 24).



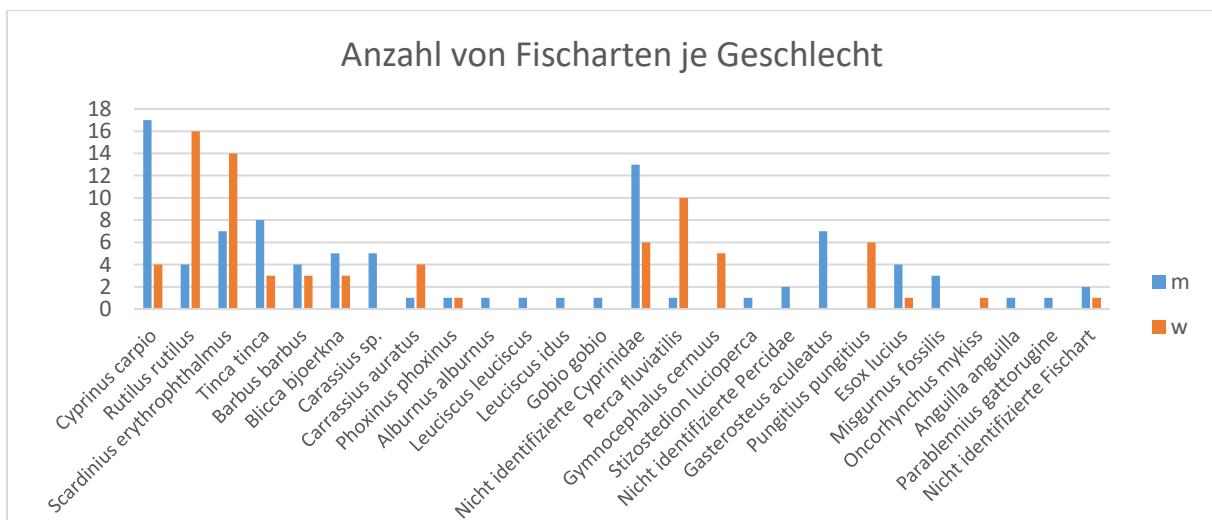
**Abbildung 24: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern gefressenen Fischarten nach Familie.**

Die mehrheitliche Anzahl der Beutefische waren Karpfen (*Cyprinus carpio*), Rotfedern (*Scardinius erythrophthalmus*) und Rotaugen (*Rutilus rutilus*) (Abb. 25). Allerdings konnte eine große Anzahl der Cyprinidae nicht näher spezifiziert werden, da diese sich in den Hartbestandteilen sehr ähneln und die Schädelknochen, die normalerweise zur Artbestimmung verwendet werden, nicht immer vorhanden waren. Stattdessen waren in diesen Fällen nur Wirbel und Schwänze auffindbar.



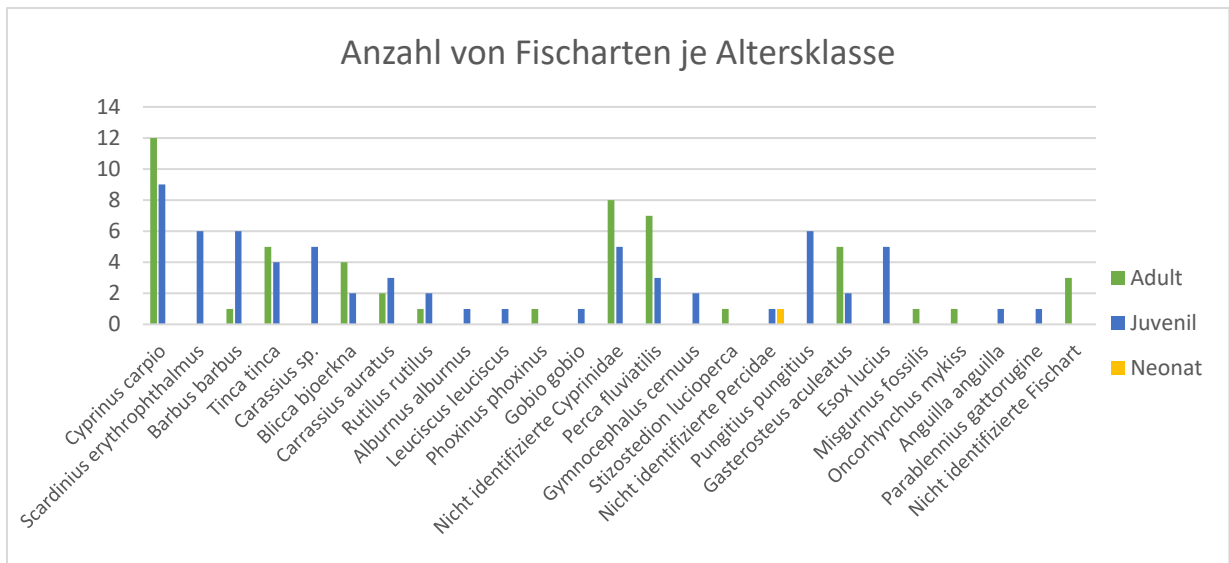
**Abbildung 25: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern gefressenen Fischarten nach Art.**

Es gab keine signifikanten Unterschiede in der Beutepreferenz zwischen männlichen und weiblichen Fischottern, wobei weibliche Otter mehr Percidae zu fressen schienen (Abb. 26). Anhand des geringen Probenumfangs ist diese Tendenz aktuell jedoch entsprechend vorsichtig zu werten.



**Abbildung 26: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten männlichen bzw. weiblichen Fischottern gefressenen Fischarten nach Art.**

Es war keine Bevorzugung von bestimmten Beutefischen durch juvenile bzw. adulte Fischotter zu festzustellen (Abb. 27). Fischotter ab drei Jahren wurden als formell adult betrachtet (Hauer et al., 2002 a). Anhand des derzeit geringen Datenumfangs können an dieser Stelle nur bedingte Aussagen bez. möglicher Beutepreferenzen der versch. Altersklassen getroffen werden.



**Abbildung 27: Anzahl der von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern unterschiedlicher Altersklassen gefressenen Fischarten nach Art.**

Insgesamt 92 % der in unseren Proben identifizierten Amphibienarten gehörten zur Familie der Ranidae, 8% zu den Bombinatoridae. Es wurden proportional am meisten Teichfrösche (*Pelophylax esculentus*) gefunden, allerdings dicht gefolgt von den Grasfröschen (*Rana temporaria*) und den Moorfröschen (*Rana arvalis*). Zwei Beuteindividuen konnten nicht weiter als bis zur Familie der Ranidae bestimmt werden. Es wurde eine Rotbauchunke (*Bombina bombina*) identifiziert (Abb. 28).

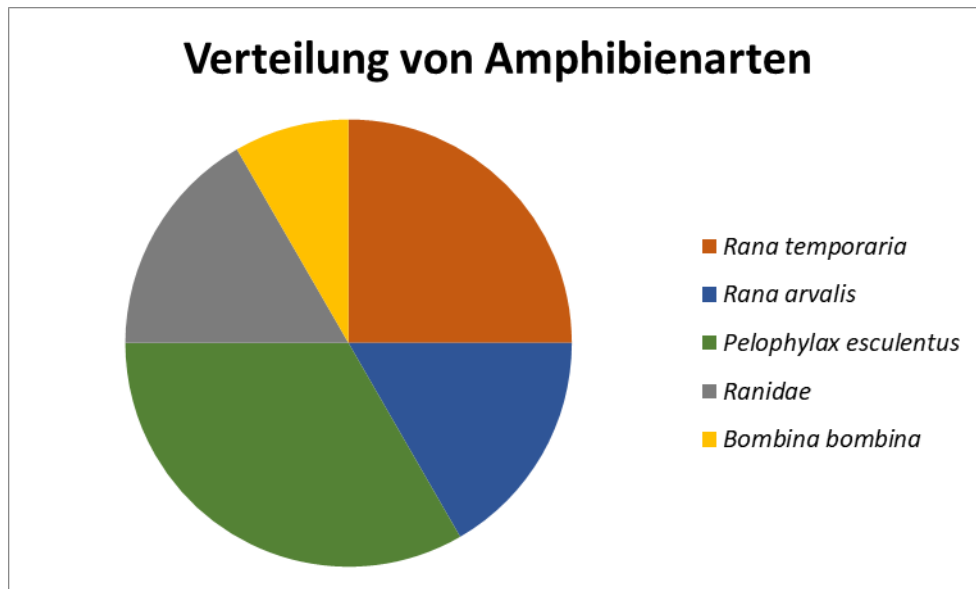


Abbildung 28: Amphibienarten, die von den in Schleswig-Holstein untersuchten Fischottern gefressen wurden.

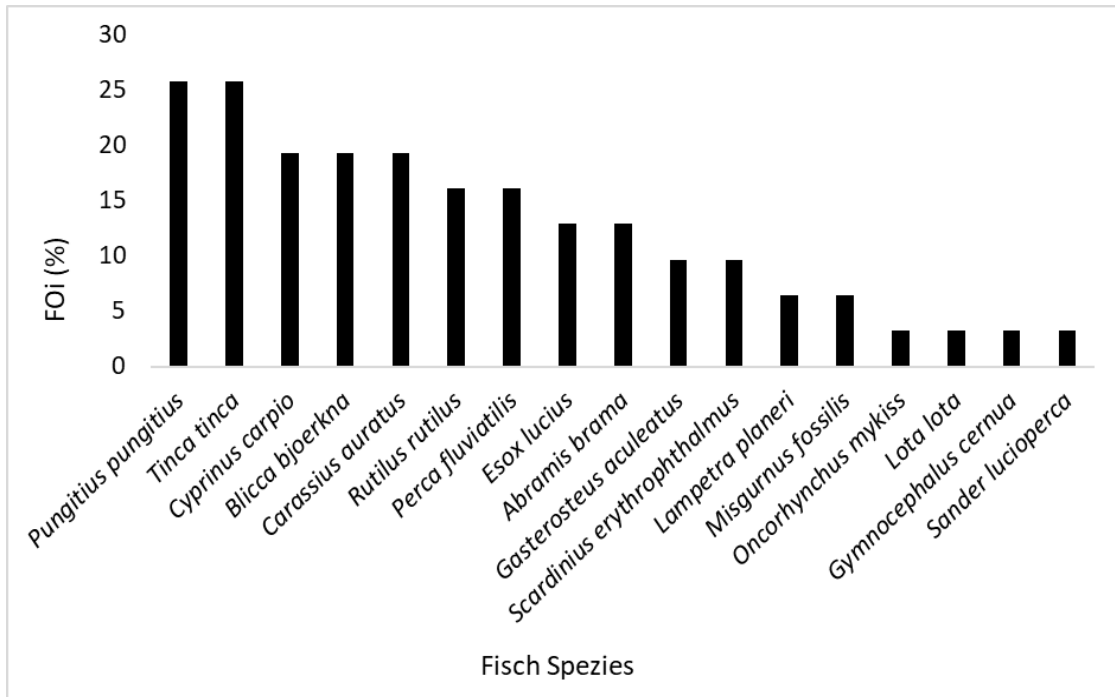
### 3.7.2 Metabarcoding

Insgesamt 497.406 Sequenz-Reads mit Ausnahme der Wirtssequenz bestanden den Qualitätstest und wurden in eindeutige Operational Taxonomic Units (OTUs) klassifiziert. Von 48 Ottern sequenzierte Proben lieferten 31 Probensequenzen von versch. Fischarten. Aus 17 der 48 untersuchten Otterproben konnten keine Sequenzen von Fisch gewonnen werden, nur die Wirtsequenz wurde amplifiziert. Die identifizierten Fischarten gehörten zu 17 Arten von 10 Familien mit Süßwasser- oder Brackwasserursprung (Tab. 9).

**Tabelle 9: Fischarten, die in den Fischotterlosungen aus Schleswig-Holstein identifiziert wurden.**

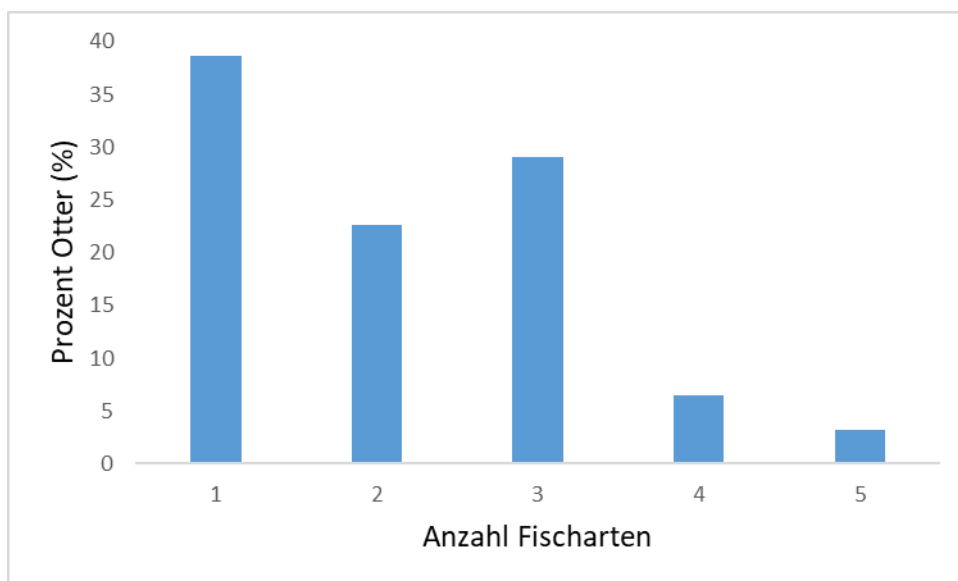
| Familie         | Spezies                            | Artnamen                     | Anzahl |
|-----------------|------------------------------------|------------------------------|--------|
| Gasterosteidae  | <i>Pungitius pungitius</i>         | Neunstachliger Stichling     | 8      |
| Tincidae        | <i>Tinca tinca</i>                 | Schleie                      | 8      |
| Cyprinidae      | <i>Cyprinus carpio</i>             | Karpfen                      | 6      |
| Leuciscidae     | <i>Blicca bjoerkna</i>             | Güster                       | 6      |
| Cyprinidae      | <i>Carassius auratus</i>           | Goldfisch                    | 6      |
| Leuciscidae     | <i>Rutilus rutilus</i>             | Rotaugen                     | 5      |
| Percidae        | <i>Perca fluviatilis</i>           | Flussbarsch                  | 5      |
| Esocidae        | <i>Esox lucius</i>                 | Hecht                        | 4      |
| Leuciscidae     | <i>Abramis brama</i>               | Brachse                      | 4      |
| Gasterosteidae  | <i>Gasterosteus aculeatus</i>      | Dreistachliger Stichling     | 3      |
| Leuciscidae     | <i>Scardinius erythrophthalmus</i> | Rotfeder                     | 3      |
| Petromyzontidae | <i>Lampetra planeri</i>            | Bachneunauge                 | 2      |
| Cobitidae       | <i>Misgurnus fossilis</i>          | Europäischer Schlammpeitzger | 2      |
| Salmonidae      | <i>Oncorhynchus mykiss</i>         | Regenbogenforelle            | 1      |
| Lotidae         | <i>Lota lota</i>                   | Quappe                       | 1      |
| Percidae        | <i>Gymnocephalus cernua</i>        | Kaulbarsch                   | 1      |
| Percidae        | <i>Sander lucioperca</i>           | Zander                       | 1      |

Neunstachliger Stichling (*Pungitius pungitius*) und Schleie (*Tinca tinca*) waren die häufigsten Arten mit jeweils 26% Vorkommen in 31 Otterproben der durch Metabarcoding-Analyse identifizierten Fischarten. Es folgten Karpfen (*Cyprinus carpio*), Güster (*Blicca bjoerkna*) und Goldfisch (*Carassius auratus*), die jeweils in 19% der Proben vorkamen. Rotaugen (*Rutilus rutilus*) und Flussbarsch (*Perca fluviatilis*) wurden bei jeweils 16% der Otter gefunden. Die Häufigkeit des Vorkommens aller Fischbeutearten ist in Abb. 29 dargestellt. Basierend auf den Ergebnissen waren die Hauptfamilien der Beutefische Leuciscidae (58%), Cyprinidae (38%), Gasterosteidae (36%) und Tincidae (26%).



**Abbildung 29: Fischarten prozentual nach ihrem Vorkommen in den Fischotterlosungen aus Schleswig-Holstein.**

Die maximale Anzahl von Fischarten betrug fünf, diese Beutediversität wurde in nur einem Otter (3%) gefunden. 39% der Otter fraßen nur eine Fischart, 23% fraßen zwei verschiedene Fischarten und drei verschiedene Fischarten wurden von 29% der Otter gefressen (Abb. 30). Bisher ist es nicht möglich, die Biomasse identifizierter Beutearten durch Metabarcoding zu quantifizieren, da Verzerrungen entlang der Metabarcoding-Pipeline entstehen können. Die Anwesenheit von PCR-Inhibitoren, variable DNA-Mengen in den verschiedenen Arten und unterschiedliche DNA-Extraktion und Amplifikationserfolg können das verfälschen (Lamb et al., 2019).



**Abbildung 30: Anzahl der Fischarten in der Fischotterlosung, die pro Individuum aus Schleswig-Holstein identifiziert werden konnten.**

Es gab keine Bevorzugung von Beutearten durch die verschiedenen Geschlechter. Männchen und Weibchen ernährten sich von denselben Arten und es bestand keine Altersabhängigkeit in der beobachteten Beutewahl. Eurasische Fischotter ernährten sich in SH in drei Teilen der Wassersäule, basierend auf der Klassifizierung des Lebensraums der Fischarten. Insgesamt 53% der Fische lebten in benthopelagischen Gewässern, 35% waren demersal und die anderen 12% waren pelagisch (Abb. 31).

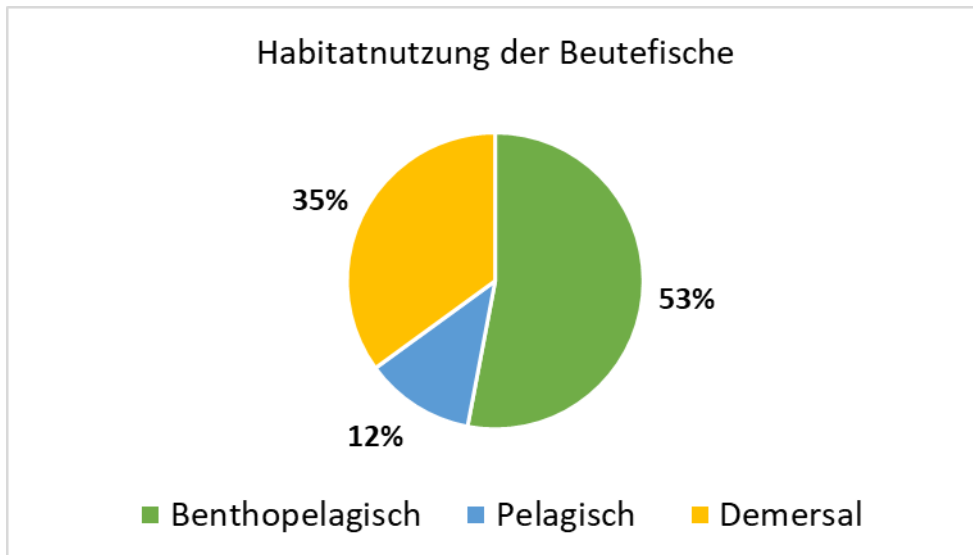


Abbildung 31: Zusammensetzung der von den untersuchten Fischotter in Schleswig-Holstein gefressenen Fischarten nach Habitat.



### 3.8 Todesursachen

Die Haupttodesursache der untersuchten Fischotter war ein verkehrsbedingtes Trauma (n=74). Weitere Todesursachen waren Erkrankung (n=2) und Verhungern (n=3). In 15 Fällen blieb die Todesursache abschließend unklar (Tab. 10).

**Tabelle 10: Todesursachen der tot aufgefundenen Fischotter aus Schleswig-Holstein.**

| <b>Todesursache</b> | <b>Anzahl</b> |
|---------------------|---------------|
| Trauma              | 74            |
| Erkrankung          | 2             |
| Verhungern          | 3             |
| Unklar              | 15            |
| <b>Gesamt</b>       | <b>94</b>     |

### 3.9 EU Life Apex Projekt

Im September 2018 startete das durch die Europäische Union geförderte Projekt „Life Apex“. Sieben Institutionen aus sechs Ländern forschen gemeinsam in diesem Projekt, um Schadstoffe in der Umwelt mit modernsten Analysemethoden zu detektieren. Unter Mithilfe verschiedener Probenbanken wurden Organproben von den drei Säugerspezies Seehund (*Phoca vitulina*), Eurasischer Fischotter (*Lutra lutra*) und Mäusebussard (*Buteo buteo*), sowie ihren Beutearten auf eine große Bandbreite an Schadstoffen untersucht. Bei allen drei Zielspezies handelt es sich um Topprädatoren jeweils im marinen Bereich, im Süßwasser und terrestrischen Ökosystem, die für die Akkumulierung von Schadstoffen prädestiniert sind. Sie können somit als Indikatoren für die Anreicherung von Schadstoffen auch im Vergleich zum Menschen angesehen werden. Hintergrund des Projekts sind die weltweit zunehmende Produktion und der stark ansteigende Verbrauch verschiedenster Chemikalien im industriellen und häuslichen Gebrauch, der Landwirtschaft, Medizin usw. Mit einem neuen Ansatz wurden die verschiedenen Gewebeproben jeweils auf mehrere Tausend Substanzen gescreent, Grundlage dafür bildet die Datenbank der Europäischen Wasserrahmenrichtlinie (Life Apex, 2019 a).

Im April 2019 beteiligte sich das ITAW u.a. mit fünf Fischotterproben von Tieren aus SH an der Studie (Life Apex, 2019 b). Dabei handelte es sich um zwei Tiere aus dem Fundjahr 2016, eins von 2017 sowie zwei weiteren Tieren ohne genaue Funddaten.

Im März 2020 wurden die ersten Ergebnisse der Schadstoffuntersuchungen bekannt gemacht. Es konnten klare Zusammenhänge zwischen der Akkumulierung bestimmter Substanzen von Beute zu Prädator nachgewiesen werden, zudem wurden eine ganze Reihe Schadstoffe in hohen Konzentrationen gefunden (Life Apex, 2020). In den vom ITAW bereitgestellten Otterproben wurden u.a. hohe per- und polyfluorierte Alkylverbindungen (z.B. PFOS) nachgewiesen, die z.B. in Flammschutzmitteln verwendet werden. Weiterhin lagen Opioidmetabolite vor, die für starke Schmerzmittel genutzt werden. Mit Rückständen von Imidazolinonen waren auch Biozide nachweisbar (Umweltbundesamt, 2020).

Das Thema Schadstoffe soll auch künftig anknüpfend an das Ottermonitoring am ITAW eine wichtige Rolle spielen. Am Beispiel Life Apex zeigt sich, wie wertvoll eine kontinuierlich geführte Probandendatenbank von Schlüsselarten wie *Lutra lutra* ist und unterstreicht, wie wichtig die Fortführung des Monitorings in SH für die Zukunft ist.



### 3.10 Antikoagulante Rodentizide in Fischottern

Text: Dr. Julia Regnery

Bei der Verwendung von Ratten- und Mäusebekämpfungsmitteln (Rodentizide) mit blutgerinnungshemmenden Wirkstoffen (Antikoagulanzen) der zweiten Generation bestehen erhebliche Umweltrisiken aufgrund ihrer PBT-Eigenschaften (d.h. persistent, bioakkumulierend, toxisch). Der Fokus von Risikominderungsmaßnahmen lag bisher überwiegend auf dem Schutz terrestrischer Haus- und Wildtiere. Aktuelle Studien haben jedoch gezeigt, dass antikoagulante Rodentizide in die aquatische Umwelt gelangen und dort von Fischen aufgenommen werden (Kotthoff et al., 2019; Regnery et al., 2020). Daher führt das Referat Biochemie, Ökotoxikologie der Bundesanstalt für Gewässerkunde (BfG) mit Sitz in Koblenz im Auftrag des Umweltbundesamts derzeit in Zusammenarbeit mit dem Bayerischen Landesamt für Umwelt ein F + E Vorhaben (FKZ 3720 64 409 0, Projektlaufzeit 06/2020 – 05/2023) zur Untersuchung potenzieller Auswirkungen von antikoagulanten Rodentiziden auf die aquatische Umwelt durch.

Zur Bewertung der Relevanz von antikoagulanten Rodentiziden für das aquatische Ökosystem wird im laufenden F + E Vorhaben unter anderem untersucht, ob sich Antikoagulanzen über die aquatische Nahrungskette in fischfressenden Spitzen-Prädatoren wie Fischottern anreichern. Ausgehend von der Anwendung von antikoagulanten Rodentiziden in der Kanalisation und einem Eintrag der Wirkstoffe mit dem geklärten Abwasser in Oberflächengewässer wurde im Rahmen der Umweltrisikobewertung z.B. für Brodifacoum-haltige Produkte sowohl ein Risiko für fischfressende Vögel als auch Säuger berechnet.

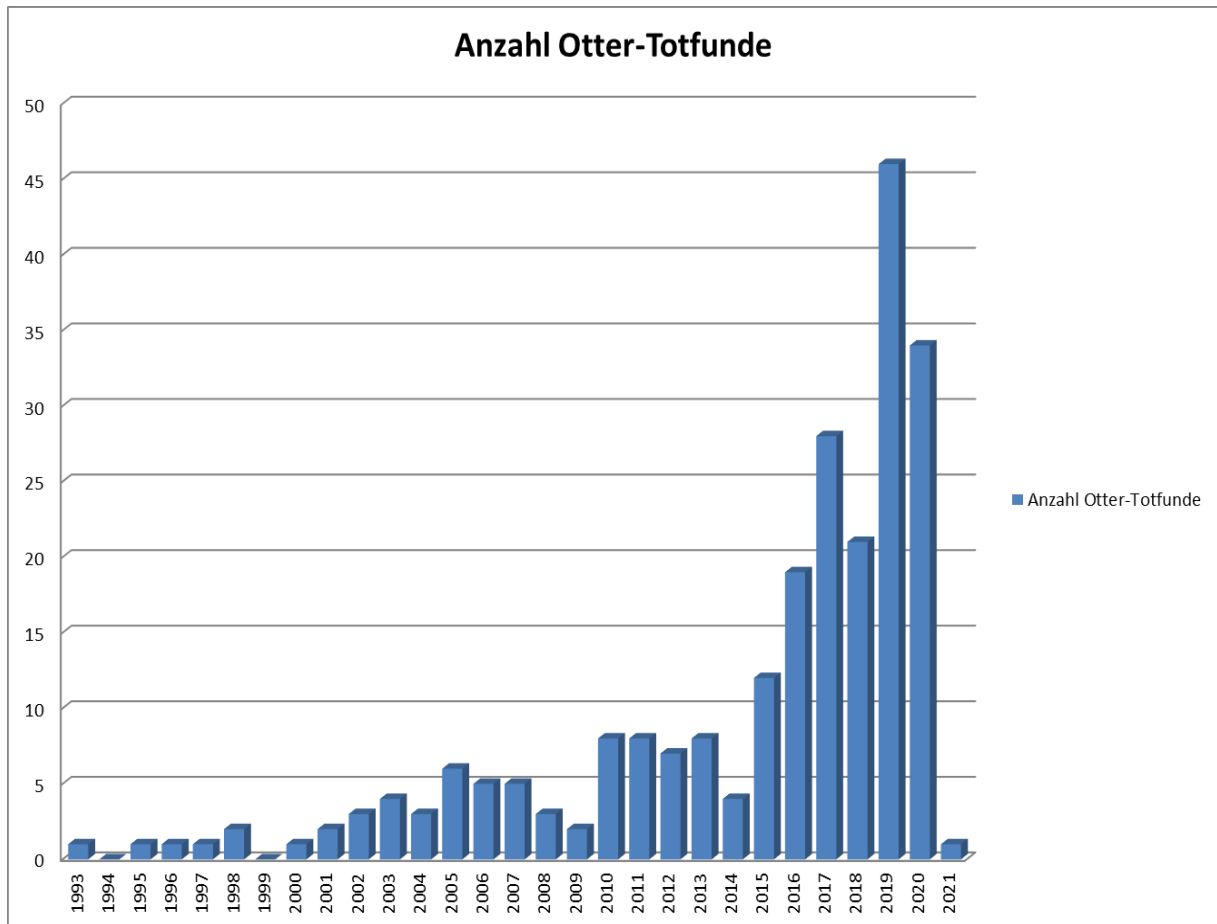
In diesem Zuge wurden vergleichend zu Leberproben von 54 Fischottern aus Niedersachsen (Totfunde aus den Jahren 2005-20) und 21 Fischottern aus Sachsen (Totfunde aus den Jahren 2018-21, bereitgestellt durch das Museum der Westlausitz Kamenz) Leberproben von 47 schleswig-holsteinischen Individuen aus den Jahren 2016-21 vom ITAW für Analysen zur Verfügung gestellt. Die Fischotterleberproben wurden an der BfG auf Rückstände aller 8 derzeit in der EU zugelassenen antikoagulanten Rodentizid-Wirkstoffe (d.h. Warfarin, Coumatetralyl, Chlorophacinon, Bromadiolon, Difenacoum, Brodifacoum, Difethialon und Flocoumafen) sowie der antikoagulanten Arzneimittel-Wirkstoffe Phenprocoumon und Acenocoumarol mittels Hochleistungsflüssigkeitschromatographie gekoppelt mit Tandem-Massenspektrometrie analysiert. Die Auswertung der Daten findet derzeit in Zusammenarbeit mit dem ITAW statt. Erste Ergebnisse belegen, dass auch Fischotter Rückstände von antikoagulanten Rodentiziden der zweiten Generation in ihrer Leber aufweisen.



## 4. Diskussion

Das offizielle Fischottermonitoring startete am 01.07.2019. In diesem Zuge wurden bereits eingelagerte Kadaver am Standort zoologisches Institut, CAU Kiel, abgeholt und an den Standort Büsum verbracht, wo alle Tiere obduziert werden. Dabei handelte es sich um Tiere aus den Jahren 2015 – 2019. Zudem war im Jahr 2018 bereits eine kleine Charge Otterkadaver aus Kiel nach Büsum geliefert worden, die bereits obduziert wurden. Das bereits bestehende Netzwerk aus Fischotterinteressierten, welches vom Standort LLUR in Flintbek koordiniert wird, wurde frühzeitig über das geplante Projekt informiert und die Zusammenarbeit stellte sich schnell auf einem effektiven und guten Level ein. Es können auch Lebendmeldungen innerhalb des Monitorings vorkommen, weshalb Kontakt zu Wildtierstationen im Land besteht. Viele Totfunde fielen im Raum Ostholstein an, weshalb die Kolleg:innen des LLUR in Eutin sich zur Anschaffung einer eigenen Tiefkühltruhe entschlossen. Inwieweit sich das Netz aus offiziellen Kühltruhen noch ausweiten muss, wird sich künftig anhand der Verteilung der Totfunde zeigen. Der speziell entwickelte Meldebogen wurde noch nicht in allen Fällen genutzt, was aber schlichtweg auf den kurzen Zeitraum seit der Etablierung zurückzuführen sein dürfte. Mittlerweile findet sich zudem auf der Homepage des in Ostholstein ansässigen Vereins „Wasser Otter Mensch e.V.“ ein Verweis auf das Totfundmonitoring mit Instruktionen, was beim Fund eines toten Fischotters zu tun ist (Wasser Otter Mensch e.V., n.d.). Dass einzelnen Tieren vor 2019 kein Funddatum mehr zugeordnet werden konnte, lag an der fehlenden oder nicht mehr identifizierbaren Kennzeichnung während der Lagerung. Hier sollen in Zukunft sowohl eine bessere Absprache mit allen Beteiligten sowie die konsequente Nutzung des Meldebogens vorbeugen.

Der Erhaltungszustand der zu untersuchenden Tierkörper ist ausschlaggebend für die Probennahme und weitere Diagnostik. Die Mehrzahl der bisher untersuchten Fischotter wies einen Grad von 3 auf, was noch eine umfangreiche Diagnostik und Beurteilung ermöglichte, am wenigsten entfielen auf Grad 1 (Abb. 4). Immerhin 21 der obduzierten Otter waren Kerne, fast 10 weitere waren vorher in unterschiedlichem Maße bearbeitet worden und es fehlten Gliedmaßen und teilweise alle inneren Organe. Eine Möglichkeit, um künftige Tiere besser bearbeiten zu können, ist das Abziehen der Tiere durch Präparator:innen vor Ort in der Sektion. Wie in der Tab. 4 erkennbar, wurden mehr Otter in Flintbek gemeldet, als letztendlich am ITAW obduziert wurden. Dies kann verschiedene Ursachen haben. Im Verhältnis wurden 2019 die meisten Fischotter geborgen und prozentual knapp 70% aller gemeldeten Totfunde gelangten ans ITAW. 2020 waren es schon gut 85%, was auf eine positive Tendenz hindeutet. Interessant war auch der Vergleich mit der offiziellen Totfundstatistik des LLUR in Flintbek (Abb. 32), die einen kontinuierlichen Anstieg der Ottertotfunde seit 1993 darstellt. Insbesondere seit 2015 steigen die Zahlen sehr stark an und erreichen 2019 einen neuen Rekord. Diese Zahlen spiegeln aller Wahrscheinlichkeit nach die sich ausbreitende Otterpopulation in Schleswig-Holstein (SH) wieder.



**Abbildung 32: Anzahl der dem LLUR Flintbek gemeldeten Fischotter Totfunde seit 1993, 2020 unvollständig (Abbildung: A. Drews)**

Bei der Auswertung der Totfundlokalisationen war eine Häufung entlang der Ostküste SH's, bzw. der kontinentalen Region zu erkennen, wobei in den letzten Jahren auch vermehrt Funde an der Westküste auftraten (Abb. 1). Dies deckte sich mit bisherigen Erkenntnissen zur Wiederbesiedlung SH's durch den Otter (Grünwald-Schwark et al., 2012), wobei zum Zeitpunkt der Berichterstellung Otterfunde aus fast allen Landesteilen bekannt waren (Ministry of Energy Transition, Agriculture, Environment, Nature and Digitalisation of Schleswig-Holstein (MELUND), 2020). Gründe könnten u.a. günstigere Habitatstrukturen im Osten SH's sein. Funde aus den nördlichsten Teilen SH's belegten die kontinuierliche Ausbreitung über die Landesgrenze hinweg nach Dänemark (Honnen et al., 2010). Saisonal fielen die meisten Totfunde in den Zeitraum Herbst und Winter (Abb. 2). Mögliche Erklärungen hierfür sind zum einen erhöhte Regenfälle und folgend steigende Gewässerpegel, die insbesondere die Strömungsverhältnisse unter Brücken negativ beeinflussen und die Otter zu einer Querung über die Straße bewegen. Zum anderen sind steigende Anzahlen von Ottertotfunden mit längeren Nächten korreliert (Heggberget et al., 1994; Simpson, 1997 b, 2006; Philcox et al., 1999; Chadwick, 2007). Generell wurden im Rahmen des Projekts mehr männliche Fischotter tot aufgefunden und untersucht. Dies schien jedoch jahresbedingten Schwankungen zu unterliegen (Abb. 3). Eine Tendenz zu mehr männlichen Ottern wurde in anderen Studien in Deutschland (Ansorge et al., 1997; Hauer et al., 2002 a; Sommer et al., 2005; Weber et al., 2015) bereits beobachtet. Als mögliche Ursachen hierfür werden z.B. der erhöhte Energiebedarf von Otterrüden und deren Reviergrößen im Vergleich zu Fähen diskutiert. Auch die ausgedehnten Wanderungen von subadulten Rüden auf der

Suche nach einem Revier könnten für die höheren Fallzahlen verantwortlich sein (Philcox et al., 1999; Hauer et al., 2002 a).

Die Altersbestimmung von Säugetieren wie des Fischotters anhand von Wachstumslinien in bestimmten Zahnbereichen gilt als anspruchsvoll, jedoch als Methode der Wahl für Otter (Heggberget, 1984; Ansorge et al., 1997; Sherrard-Smith et al., 2010; Lippitsch et al., 2017). Auffallend war das junge Durchschnittsalter der Tiere, mit ca. 60% der bestimmten Tiere unter drei und ca. 80% unter dreieinhalb Jahren (Tab. 5). Bisherige Studien an Totfunden aus Deutschland erzielten ähnliche Ergebnisse (hauptsächlich adulte Otter) mittels Zahnaltersbestimmung, wobei die Tiere mehrheitlich über drei Jahre alt waren (Ansorge et al., 1997; Hauer et al., 2002 a; Sommer et al., 2005; Weber et al., 2015; Lippitsch et al., 2017). Die Geschlechtsreife bei Ottern wird mit 18 Monaten für Männchen und 24 Monaten für Weibchen angegeben (Elmeros et al., 1999; Duplaix et al., 2018). Hauer, Ansorge, and Zinke 2002b geben für Deutschland ein Alter von ca. drei Jahren für adulte weibliche Fischotter an. Dies stimmt mit der Beobachtung überein, dass eine tatsächliche Reproduktion vermutlich erst ab einer bestimmten Körpergröße und -reife erfolgt (Heggberget, 1988). Es ist also davon auszugehen, dass der Großteil der Otter aus SH formell als adult, aber vermutlich teilweise immatur einzuschätzen ist. Der Ernährungszustand ist ein wichtiger Parameter der Tiergesundheit, da sich Nahrungsknappheit tendenziell negativ auf die Fitness auswirkt. Die untersuchten Fischotter in SH waren, auch in den repräsentativen Jahren, überwiegend gut genährt (Tab. 6). Ähnliche Verteilungen konnten in Mecklenburg-Vorpommern aufgezeigt werden (Sommer et al., 2005; Weber et al., 2015). In Spanien und Großbritannien konnte eine signifikante Korrelation zwischen gut genährten Tieren und deren Tod im Straßenverkehr festgestellt werden (Kruuk et al., 1991; Ruiz-Olmo et al., 1998; Bradshaw et al., 2002; Kruuk, 2006; Chadwick, 2007).

Während der Obduktionen fiel auf, dass die große Mehrheit der untersuchten Otter starke Anzeichen von traumatischen Insulten aufwies. Dies umfasste hochgradige Frakturen der langen Röhrenknochen, der Wirbelsäule und auffallend oft der Schädelknochen. In Folge der Traumata fanden sich zahlreiche Hämatome in allen Körperbereichen, Schürfwunden und tiefere Hautwunden (Abb. 15). Viele Organe waren nicht mehr intakt, zerrissen und disloziert, die Körperhöhlen waren teils durch ein gefenstertes Zwerchfell verbunden (Abb. 6). Mitunter beeinträchtigten diese starken Schädigungen der Tierkörper die Untersuchungen und Befundungen (Simpson, 2007). Generell bestätigen diese durch heftige Traumata verursachten Läsionen die Rolle des Straßenverkehrs als wichtige Todesursache für Otter in SH. Einige Tiere präsentierten sich stark abgemagert (Abb. 17), dies waren neben mehreren adulten auch drei juvenile Tiere und ein Welp, bei dem ein Verlust des Muttertieres anzunehmen war (Simpson, 2007). Vereinzelt kamen Entzündungen der serösen Häute (z.B. Brustfell) oder des Zwerchfells vor, die teils mit Lungenentzündungen im Zusammenhang standen (Tab. 7). Simpson 2007, beschreibt solche Veränderungen auch im Zusammenhang mit Bissverletzungen und folgenden septischen Infektionen. Immerhin drei der Fischotter mit nicht eitrigen oder granulomatösen Pneumonien wiesen auch Bisswunden auf, in einem Fall fremdkörperassoziiert und unter Beteiligung von  $\gamma$ -hämolytischen Streptokokken. Lungenentzündungen wurden häufiger histologisch diagnostiziert, wobei es sich meist um nicht eitrige und granulomatöse Veränderungen sowie Bronchopneumonien handelte, die teils fremdkörperassoziiert waren (Abb. 5). Auch Madsen et al. (1999), beschreiben Lungenentzündungen in einigen Fällen als Krankheits- und Todesursache für Fischotter. In den untersuchten Tieren aus SH führten die beschriebenen Lungenveränderungen vermutlich mehrheitlich nicht zum Tod der Tiere und sind folglich als Nebenbefunde zu werten. In einem Fall waren hochgradige Myokardfibrosen mit Zellverlust im Herz eines Otters histologisch nachweisbar. Die Ätiologie solcher Veränderungen ist multifaktoriell, im vorliegenden Fall starb das Tier durch eine Kollision im Straßenverkehr und die Relevanz des Befunds kann abschließend nicht mehr eindeutig beurteilt werden (McGavin et al., 2009). Otter sind bekanntermaßen sehr stressanfällig



und entwickeln sehr schnell Symptome wie z.B. Erosionen oder Ulzerationen der Magenschleimhaut (Abb. 9), z.B. wenn sie durch den Menschen gehandelt werden (Simpson, 2007). Nachweislich fiel ein in Menschenobhut verstorbenes Weibchen durch Erosionen und Blutungen der Magenschleimhaut auf. Ein Otter mit einer ulzerativen Gastritis und Nierensteinen zeigte makroskopisch und histologisch zusätzlich Gallensteine, sodass ein Zusammenhang bei der Steinbildung möglich ist. Simpson 2007, beschreibt ähnliche makroskopische Veränderungen wie in Abb. 10 für einen Otter, bei dem eine bakterielle Infektion vorlag. Verschiedene lymphatische Gewebe, wie vor allem die pulmonalen und mesenterialen Lymphknoten, aber auch die Milz und z.B. Tonsillen zeigten Hyperplasie, Hyalinose und Depletion von Lymphfollikeln (Abb. 20). Lymphatische Hyperplasien von bspw. Lymphknoten deuten auf ein akutes Entzündungsgeschehen hin, infolge dessen Entzündungsprodukte und Antigene aus den betroffenen Entzündungsgebieten abgeführt werden (Abb. 19). Depletion derselben Organe ist Ausdruck von abklingender Stimulation durch bspw. entzündliche Prozesse und Hyalinosen können ein Hinweis auf chronische Stimulation und Aktivität sein (McGavin et al., 2009). Vornehmlich wurden die beschriebenen Veränderungen im Bereich des Atmungsapparats detektiert, was das Bild der Lunge als eines der betroffenen Hauptorgane in den untersuchten Ottern aus SH stützt. Ebenfalls auffällig waren Entzündungen der Nebennieren, die auf mögliche bakterielle oder parasitäre Infektionen hindeuten können (Tab. 7). Weiterhin wurden Hyperplasien der Nebennieren detektiert, die jedoch als altersbedingte Nebenbefunde zu werten sind (McGavin et al., 2009). In anderen Populationen sind vergrößerte Nebennieren unklarer Genese beschrieben, u.a. in laktierenden Fähen (Madsen et al., 1999; Bradshaw et al., 2002; Simpson, 2007). In den Nieren von drei Männchen und einem Weibchen, sowie der Blase von einem weiteren Rüden wurden Konkrementen gefunden, was dem Bild von Nieren- bzw. Blasensteinen entspricht (Abb. 10, 11). Dieses Krankheitsbild ist bei Wildottern, aber auch bei Ottern in Gehegehaltungen bekannt (Madsen et al., 1999; Weber, 2001; Bradshaw et al., 2002; Chadwick, 2007; Simpson, 2007; Simpson et al., 2011). Teilweise wird eine altersbedingte Assoziation beschrieben, nach der insbesondere ältere Individuen betroffen sind (Chadwick, 2007; Simpson et al., 2011). Vermutlich handelt es sich in den meisten Fällen um einen Nebenbefund. Die Ätiologie könnte in einem veränderten Purinmetabolismus des überwiegend piscivoren Otters und einer möglicherweise erhöhten Harnsäureausscheidung verortet werden, aber auch andere Gründe wie z.B. Bisswunden werden diskutiert (Weber, 2001; Simpson et al., 2011). Die Retina eines Otters war in einem solchen Maße atrophiert, dass von einer Blindheit des Auges auszugehen war. In der dänischen Population tauchte ein ähnlicher Fall auf (Madsen et al., 1999). Das Tier wies sonst keine relevanten Veränderungen auf, war gut genährt und starb ebenfalls im Straßenverkehr, sodass die Blindheit vermutlich nicht als große Beeinträchtigung zu werten ist. Blutungen im Bereich des zentralen Nervensystems und des Rückenmarks waren zumindest in einem Fall verdächtig, da das betroffene Tier auf beiden Hinterläufen gelähmt war. Die Ursache konnte nicht abschließend geklärt werden, die versorgenden Nerven des entsprechenden Gebietes zeigten keine Auffälligkeiten. Ein traumatischer Insult kann trotz Fehlen der typischen Spuren nicht ausgeschlossen werden, das Tier starb aller Wahrscheinlichkeit nach letztlich an Erschöpfung durch Dehydratation, Abmagerung und Stress. Oberflächliche Bisswunden, zumeist an den Pfoten, wurden bei mind. sechs Individuen festgestellt, der Abstand von paarigen Bisskanälen lässt in einigen Fällen Interaktionen mit anderen Marderartigen vermuten (Abb. 16). Auseinandersetzungen mit dem amerikanischen Mink (*Neovison vison*) sind für Fischotter bereits beschrieben. Aber auch innerartliche Kämpfe können z.B. bei wachsender Population zunehmen und infizierte Bisswunden sogar zu einer wesentlichen Todesursache werden (Bradshaw et al., 2002; Simpson, 2006; Chadwick, 2007). In immerhin drei Fällen wiesen die untersuchten Otter aus SH sowohl Bisswunden, als auch Pneumonien auf, sodass ein Zusammenhang nicht auszuschließen ist. Abschließend ist zu konstatieren, dass in den meisten Fällen mehrere Befunde wie Entzündungen versch. Organe und aktive lymphatische Gewebe in einzelnen Individuen kombiniert waren und vermutlich in Zusammenhang standen. Die Mehrheit der untersuchten

Fischotter zeigte histologisch Veränderungen und Auffälligkeiten, die eher als Nebenbefunde einzustufen und nicht als lebensbedrohlich anzusehen waren.

Zystische Veränderungen der Samenleiter wurden bei 18 Tieren detektiert, eine Altersassoziation wurde nicht festgestellt (Abb. 12). Ob es sich bei den Zysten um einen pathologischen Befund handelt, ist unklar. In Schweden wurden solche Veränderungen mit der Exposition bestimmter Schadstoffe verbunden (Roos et al., 2013). In den Uteri von fünf Fähen konnten Reproduktionsnarben identifiziert werden, die auf vorangegangene Trächtigkeiten hindeuteten (Abb. 13). Die einheitlich dunkle Farbe deutete auf Trächtigkeit innerhalb der letzten Monate nach dem jeweiligen Funddatum hin (Heggberget et al., 1994; Elmeros et al., 1999). Zudem war ein Tier tragend mit einem Fötus (Abb. 14), ein weiteres zeigte zwei angebildete Früchte in frühem Stadium und eine Frucht in Rückbildung. Weitere Anzeichen von Reproduktionsaktivität waren angebildete Zitzen in 10 Fällen, von denen eine Fähe bereits laktierte, weshalb von einer Geburt kurz vorher ausgegangen werden muss. Vier der fünf Weibchen waren zwischen 2,4 – 5,5 Jahre alt, nur eines war zwischen 1,3 – 2,5. Allgemein wird die Geschlechtsreife für Otterfähen ab 1,5 Jahren angegeben, wobei in Ostdeutschland zumeist ältere Weibchen reproduzierten (Heggberget, 1988; Ansorge et al., 1997; Hauer et al., 2002 b). Insgesamt wird von einer geringen Reproduktionsrate von *Lutra lutra* ausgegangen, die prä- und postnatale Sterblichkeitsrate der neugeborenen Welpen wird zudem als recht hoch angesehen (Sidorovich, 1991; Heggberget et al., 1994; Ansorge et al., 1997; Elmeros et al., 1999; Hertweck et al., 2001; Hauer et al., 2002 b; Kruuk, 2006; Chadwick, 2007). Limitierte Ressourcen (z.B. Reviere, Verstecke, Nahrung), aber auch der Lebensraum (Küste vs. Inland) und andere Umweltfaktoren gelten als Kriterien für den Reproduktionserfolg (Hauer et al., 2002 b; Ruiz-Olmo et al., 2011).

Organe von 48 Fischottern wurden mikrobiologisch untersucht, es wurden insgesamt 37 Erreger- bzw. Gattungen von Erregern diagnostiziert (Tab. 8). Mit 28 Organisolaten waren Pseudomonaden die am häufigsten detektierte Gattung. In der Literatur kommt *Pseudomonas aeruginosa* bei *Lutra lutra* vor (Mushin et al., 1973) und führt bspw. in Nerzfarmen zu tödlichen Lungenentzündungen (Salomonsen et al., 2013). Ebenfalls isoliert wurden verschiedene Streptokokken, wobei es sich im Wesentlichen um nicht pathogene Stämme handelte. In Fischottern scheinen Infektionen mit  $\beta$ -häm. Streptokokken durch Bissverletzungen regional vorzukommen (Kimber et al., 2000; Simpson, 2000, 2006, 2007). Im Darm von fünf Ottern wurde *Clostridium perfringens* nachgewiesen. In nordamerikanischen Fischottern sind z.B. durch Stress ausgelöste Darmintoxikationen durch überhandnehmendes Wachstum von *Clostridium perfringens* beschrieben (Kimber et al., 2000). Aus dem Darm sowie dem assoziierten Lymphknoten eines Otters aus SH wurde *Vagococcus lutrae* isoliert. Dieser von Lawson et al., 1999, erstmals in Eurasischen Fischottern beschriebene Erreger besitzt nachweislich zoonotisches Potenzial (Garcia et al., 2016; Altintas et al., 2020). Lungenproben von 42 Fischottern wurden auf eine Infektion mit Morbilliviren (Erreger der Staupe bei Hundartigen) getestet, die wie in bei Sommer et al., 2005, alle negativ verliefen. Weiterhin wurden 20 Lungenproben von Ottern und zwei amerikanischen Nerzen (*Neovison vison*) aus den Jahren 2020-21 aus SH auf eine mögliche Infektion mit dem zoonotisch relevanten Coronavirus Sars-CoV-2 negativ getestet (Andersen et al., 2020). Dünndarmproben von 38 Fischottern wurden auf eine Infektion mit dem Erreger der Parvovirose untersucht und wie bei Sommer et al., 2005, negativ getestet. Bei allen untersuchten Viren wurde lediglich eine PCR und kein Antikörpernachweis geführt, weshalb eine Infektion zu einem vorherigen Zeitpunkt nicht ausgeschlossen werden kann.

Ein Zeckenbefall konnte bei acht der untersuchten Otter aus SH festgestellt werden. Im Vergleich sind in Mitteleuropa hauptsächlich Igelzecken, *Ixodes hexagonus*, auf Fischottern zu finden (Simpson, 1997 a; Christian, 2012; Sherrard-Smith et al., 2012). Als häufigste Lokalisation wurde die Kopfreion, insbesondere die Ohren, angegeben, was sich mit den Untersuchungen aus SH deckte (Christian, 2012). Durch die mögliche Überrepräsentation gesunder Otter in Totfunduntersuchungen könnten

Ektoparasiten wie Zecken unterrepräsentiert sein können (Sherrard-Smith et al., 2012). Nur wenige Fischotter wiesen einen Befall mit Endoparasiten auf. Aufgrund des schlechten Erhaltungszustands konnte im Darm eines Tieres nur der V.a. ein Exemplar von *Oswaldocruzia filiformis* gestellt werden. Bei diesem handelt es sich vermutlich um einen Darmpassanten, der ursprünglich Amphibien parasitiert, die wiederum zur Beute des Otters gehören (Rolbiecki et al., 2014). Ebenfalls wurde die Verdachtsdiagnose auf *Isthmiophora melis* im Darm bei einem anderen Otter gestellt. Infektionen mit diesem Saugwurm als häufigster gefundener Endoparasit sind bei Ottern aus Deutschland, Österreich und Belarus bekannt (Shimalov et al., 2000; Sommer et al., 2005). Der Erreger entwickelt sich über Wasserschnecken (Erster Zwischenwirt) und Amphibien oder Fische (Zweiter Zwischenwirt) und kann als Endwirt sogar den Menschen befallen (Sommer et al., 2005; Radev et al., 2009). Zwei schlecht erhaltene Exemplare mit V.a. *Corynosoma* spp. lagen im Darm eines weiteren Otters vor. Für die Gruppe der Kratzwürmer (*Acanthocephala*) sind mehrere Arten in Eurasischen Fischottern beschrieben (Torres et al., 2004; Dimitrova et al., 2008; Mulville, 2016). Zwar wurde der gesamte Darm aller Fischotter in der Sektion makroskopisch auf Parasiten begutachtet. Zur weiteren, gezielten Untersuchung wurden jedoch nur kleinere Darmstücke von jedem Tier verwendet, weshalb mögliche Parasiteninfektionen hier übersehen worden sein könnten. In verschiedenen muskulären Organen (Zunge, Herz, Zwerchfell, Skelettmuskulatur) fanden sich parasitäre Zysten bei 24 von 67 histologisch untersuchten Ottern. Muskelproben von 10 Tieren wurden exemplarisch weitergehend untersucht und genetisch wurde *Sarcocystis lutrae* nachgewiesen, weshalb auch in den restlichen Fällen mit Zysten von demselben Parasit ausgegangen wurde. Nachweislich kommt *Sarcocystis lutrae* in Marderartigen, wie z.B. Fischottern, aus Tschechien, Litauen und Norwegen vor (Wahlström et al., 1999; Gjerde et al., 2015; Máca, 2018; Prakas et al., 2018). Der Protozoe mit obligatem Wirtswechsel bildet Zysten in der Muskulatur von Zwischenwirten aus. Als Prädator fungiert *Lutra lutra* wahrscheinlich als fehlerhafter Endwirt (Wahlström et al., 1999; Gjerde et al., 2015).

Die ersten Ergebnisse der populationsgenetischen Analysen bestätigen anhand mitochondrialer Kontrollregion bisherige Erkenntnisse über eine eher geringe Haplotypdiversität der Fischotterpopulation in SH, Lut1 war wie im Rest Mitteleuropas der häufigste Haplotyp (Abb. 21) (Honnen et al., 2010). Mittels Mikrosatelliten konnten allerdings zwei unterschiedliche Cluster aufgezeigt werden, die sich auch räumlich in Südost und Nordwest aufteilen (Abb. 22). Nachweislich finden aber Interaktionen, z.B. in Form von Genfluss statt, sodass es sich um keine strikte Trennung der Cluster handelt (Abb. 21). Ob es sich hierbei um den Austausch der deutschen und dänischen Population handelt, kann derzeit nur spekuliert werden. Weiterführende genetische Untersuchungen werden dieser und weiteren Fragestellungen nachgehen, um künftig mehr Einblicke bekommen zu können.

Otter gelten als opportunistisch was ihre Beutewahl angeht, ernähren sich aber hauptsächlich von Fisch (Kruuk, 2006; Buglione et al., 2020). Wissenschaftliche Erkenntnisse aus Dänemark (Taastrøm et al., 1999) und Ungarn (Lanszki et al., 2009) haben bewiesen, dass sich die Zusammensetzung der Nahrung der Otter je nach Fischfauna des bewohnten Habitats stark unterscheiden kann. Die per Metabarcoding erfolgreich untersuchten Tiere aus SH aus den Jahren 2019-20 ernährten sich nach den Ergebnissen des Metabarcoding zufolge hauptsächlich von den Arten Neunstachliger Stichling (*Pungitius pungitius*) und Schleie (*Tinca tinca*). Karpfen (*Cyprinus carpio*) war der am dritthäufigsten identifizierte Beutefisch (Abb. 29). Der Hartbestandteilsanalyse zufolge wurden mit 70,5 % wiederum am häufigsten Karpfenartige (v.a. Karpfen, Rotfedern und Rotaugen) gefressen (Abb. 24, 25). Vorige Studien aus SH konstatierten hauptsächlich Cyprinidae und Percidae zu etwa gleichen Teilen in der Nahrung von Fischottern (Reuther, 2001; Reuther et al., 2002). Die Ergebnisse zeigten ebenfalls eine Präferenz für Hecht (*Esox lucius*). Esocidae, die ausschließlich durch den Hecht (*Esox lucius*) repräsentiert waren, machten in der vorliegenden Studie nur 2,9% aus. Nahrungsanalysen von

eurasischen Ottern aus anderen Teilen Europas identifizierten die Familie Cyprinidae als mitunter häufigsten Anteil in der Otternahrung in Italien (Buglione et al., 2020), Spanien (Almeida et al., 2012), Großbritannien (Copp et al., 2003; Moorhouse-Gann et al., 2020) und Rumänien (Bouroş et al., 2017). Ähnlich hohe Prozentsätze an Cyprinidae in Otterlosungen aus verschiedenen Habitaten in Ungarn (Kemenes et al., 1990) und Tschechien (Adamek et al., 1999) deckten sich am ehesten mit den Ergebnissen der Hartbestandteilsanalyse. Die Diversität an Fischarten, die einzelne Otterindividuen aus der vorliegenden Studie bei einer Mahlzeit fraßen, konnte gemäß des Metabarcodings als eher gering angesehen werden. Je nach Standort und Beuteverfügbarkeit ändert sich die Zusammensetzung der Fische in der Nahrung von Ottern mit der Jahreszeit, was bei der Interpretation berücksichtigt werden muss (Jedrzejewska et al., 2001; Copp et al., 2003; Kruuk, 2006; Lanszki et al., 2009). Die veränderte Beutezusammensetzung von Ottern kann auch z.B. Einbrüche in ehemals bevorzugten Fischpopulationen widerspiegeln. Daher muss eine scheinbare Präferenz vor dem Hintergrund der tatsächlichen Verfügbarkeit von Beutespezies betrachtet werden (Almeida et al., 2012; Moorhouse-Gann et al., 2020). Unter den siebzehn Proben von Ottern aus SH, in denen mittels Metabarcoding nur Wirts-DNA nachgewiesen werden konnte, waren drei Proben von Ottern, die nicht im Straßenverkehr starben und mitunter abgemagert waren. Das zeigt, dass diese Tiere vor ihrem Tod möglicherweise nichts mehr gefressen haben. Die Fischotter aus der vorliegenden Studie ernährten sich hauptsächlich von benthopelagischen und demersalen Fischen (Abb. 31). Pelagische Fische schwimmen schneller als benthische Fische, was es für Otter wahrscheinlich schwieriger macht, diese zu jagen (Kruuk, 2006). Es gab mehrere Überschneidungen zwischen den Ergebnissen des Metabarcoding und denen der Hartbestandteilsanalyse. Die Metabarcoding-Methode hat eine deutlich bessere Sensitivität für die Identifizierung auf Artebene, während mittels Hartbestandteilen die Anzahl an Beutetieren und deren Biomasse quantifiziert werden kann. Die beiden Methoden sind komplementär und sollten idealerweise zusammen verwendet werden. Basierend auf der Hartbestandteilsanalyse sind Amphibien die zweithäufigste Beuteklasse nach den Fischen, gestützt durch Studien zur Nahrungsanalyse von Eurasischen Fischottern aus anderen Teilen Europas (Jedrzejewska et al., 2001; Lanszki et al., 2009; Bouroş et al., 2017; Buglione et al., 2020). Daher werden in der nächsten Phase dieses Projekts Primer entwickelt, die bei der Metabarcoding-Analyse neben Fischen auch auf Amphibien abzielen. Kontinuierliche Datenerhebungen über die Nahrungspräferenzen von Fischottern in SH sind dringend notwendig, um saisonale und regionale Tendenzen bewerten zu können. Auch die Rolle von seltenen oder wirtschaftlich relevanten Fischarten kann in diesem Zusammenhang weiter erforscht werden, was für den Schutz und das Management des Fischotters von immenser Bedeutung ist.

Die Haupttodesursache war bei 74 von 94 untersuchten Tieren ein traumatischer Insult im Straßenverkehr. Dies entspricht den Ergebnissen zahlreicher Studien aus dem In- und Ausland (Skarén, 1992; Gutleb, 1994; Ansorge et al., 1997; Simpson, 2007, 1997 b; Dolch et al., 1998; Madsen et al., 1999; Philcox et al., 1999; Bradshaw et al., 2002; Hauer et al., 2002 a; Sommer et al., 2005; Chadwick, 2007; Lanszki et al., 2008). Ursächlich kommen vor allem fehlende Unterquerungen von Straßen sowie nicht-otterfreundliche Brückenbauwerke in Betracht (Striese et al., 1993; Reuther, 2001). Es wird davon ausgegangen, dass überwiegend gesunde Tiere einer Population im Straßenverkehr verunfallen (Philcox et al., 1999; Bradshaw et al., 2002). Es wird zudem vermutet, dass auf Straßen zu Tode gekommene Otter wesentlich öfter aufgefunden werden, als bspw. erkrankte Tiere fernab vom Verkehrsnetz und daher eine Überrepräsentation besteht (Kruuk et al., 1991; Hauer et al., 2002 a; Kruuk, 2006; Chadwick, 2007). Als wichtigste natürliche Todesursache für Fischotter unabhängig vom Straßenverkehr wird Verhungern aufgeführt (Kruuk et al., 1991; Kruuk, 2006; Weinberger et al., 2018). Insgesamt ist davon auszugehen, dass eine steigende Inzidenz von tot aufgefundenen Fischottern auch mit einer wachsenden Population einhergeht (Chanin, 2006).

## **Fazit**

Anhand der Etablierung der Totfunduntersuchungen konnte gezeigt werden, wie wichtig diese Untersuchungen für ein besseres Verständnis des Zustandes der Fischotterpopulation sind. Der nächste wichtige Schritt ist es nun, diese Untersuchungen langfristig und kontinuierlich durchzuführen und in ein tatsächliches Monitoring zu überführen, das für einen Erfolg beim Populationsmanagement unabdingbar ist. Ein Monitoring kann seine volle Wirksamkeit erst auf lange Sicht entfalten, da Trends und Tendenzen für eine Population nur mit entsprechender Datengrundlage zu erarbeiten sind. Auch für den Konflikt zwischen der Fischerei und der wachsenden Fischotterpopulation sind die gesammelten Daten, vor allem auch über die Nahrungsökologie, von großem Wert.

## 5. Zusammenfassung

Das Monitoringprojekt zur Untersuchung des Gesundheitszustands startete erfolgreich und alle Beteiligten arbeiteten gut und zuverlässig zusammen. Das Kühltruhennetzwerk umfasst aktuell drei Standorte (Kiel, Eutin, Büsum). Der Meldebogen muss weiter etabliert werden und ist mittlerweile auch im Internet verfügbar.

Insgesamt 94 Fischotter aus den Jahren 2015 bis Februar 2021 wurden zum Zeitpunkt der Berichterstellung eingesammelt, obduziert und untersucht. Es werden immer noch mehr Totfunde gemeldet, als zur Untersuchung ans ITAW gelangen.

Die meisten Tiere kamen aus der Osthälfte des Landes. Saisonal gab es Peaks in den Monaten September bis Februar, die meisten Otter wurden im Winter gefunden.

Insgesamt wurden mehr Männchen als Weibchen identifiziert, die Tiere waren größtenteils unter dreieinhalb Jahren alt. Der Ernährungszustand war bei den meisten Ottern gut. Der Erhaltungszustand war mehrheitlich noch gut und damit für die weitere Probenbearbeitung gut geeignet.

Pathologische Befunde wurden von Verletzungen durch Traumata (Kollision mit Fahrzeugen) dominiert. Die Lunge war mitunter häufig betroffen, z.B. durch Entzündungen, die teilweise mit Fremdmaterial einhergingen. Meist handelte es sich auch histologisch allerdings um Nebenbefunde.

Bei einigen Männchen fielen Zysten an den Samenleitern auf, eine Altersdisposition wurde nicht festgestellt. Nur wenige, zumeist ältere, Weibchen zeigten Zeichen von Reproduktionsaktivität.

Mikrobiologisch waren als häufigste Erreger u.a. Pseudomonaden, Streptokokken oder Clostridien nachweisbar. Die Lunge war das am häufigsten von mikrobiologischen Erregern betroffene Organ.

Es konnten bisher keine Infektionen mit viralen Erregern wie Staupe, Parvovirose oder Sars-CoV-2 festgestellt werden.

Nur wenige Fischotter wiesen Parasitenbelastungen auf, zumeist handelte es sich um Zecken der Gattung *Ixodes*.

Die Populationsgenetischen Analysen bestätigten eine geringe Haplotypendiversität in SH und konnten zwei genetische Cluster aufzeigen, die künftig weiter untersucht werden sollen.

Mittels Metabarcoding wurde der Neunstachelige Stichling als häufigste gefressene Beutefischart identifiziert. Der Hartbestandteilsanalyse zur Folge wurden am häufigsten Karpfenartige gefressen. Es zeigt sich, dass beide Methoden kombiniert für die Nahrungsanalyse verwendet werden sollten.

Die Haupttodesursache der untersuchten Otter war ein Trauma infolge Verunfallung im Straßenverkehr. Andere Ursachen waren Krankheit oder Verhungern. In einigen Fällen blieb die Todesursache abschließend unklar.



## 6. Danksagung

Unser Dank gilt dem Ministerium für Energiewende, Landwirtschaft, Umwelt, Natur und Digitalisierung (MELUND) des Landes Schleswig-Holstein für die Finanzierung des Projekts.

Weiterhin möchten wir allen Beteiligten des Netzwerks danken, die an der Meldung, Bergung und dem Transport aller Fischotter mitgewirkt haben. Dies gilt insbesondere Arne Drews (LLUR Flintbek).

Für die Mitarbeit und Unterstützung in den Obduktionen sowie im Labor danken wir den Mitarbeitenden und Kolleg:innen des ITAW: Anna-Luisa Kambas, Elias Rösemeyer, Lisa Rätzel, Tarek Knüppelholz, Miriam Hillmann, Kornelia Wolff-Schmidt, Luca Schick, Stephanie Groß, Lotte Striewe, Jana Klink, Carolin Philipp, Britta Schmidt, Marcus Fähndrich, Anja Reckendorf und Jan Lakemeyer.

Zudem gilt unser Dank Susanne Carstens-Michaelis für ihre administrative Unterstützung sowie Michael Vesper für die Abholung vieler Fischotter.

## 7. Literatur

- Ackermann, W.; Streitberger, M., 2016: *Maßnahmenkonzepte für ausgewählte Arten und Lebensraumtypen der FFH-Richtlinie* *Maßnahmenkonzepte für ausgewählte Arten und Lebensraumtypen der FFH-Richtlinie*.
- Adamek, Z.; Kucerova, M.; Roche, K., 1999: The role of common carp (*Cyprinus carpio*) in the diet of piscivorous predators - cormorant (*Phalacrocorax carbo*) and otter (*Lutra lutra*). *Bulletin VURH Vodnany.*, **35**, 185–193.
- Almeida, D.; Copp, G. H.; Masson, L.; Miranda, R.; Murai, M.; Sayer, C. D., 2012: Changes in the diet of a recovering Eurasian otter population between the 1970s and 2010. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems.*, **22**, 26–35.
- Altintas, I.; Andrews, V.; Larsen, M. V., 2020: First reported human bloodstream infection with *Vagococcus lutrae*. *New Microbes and New Infections.*, **34**.
- Andersen, K. G.; Rambaut, A.; Lipkin, W. I.; Holmes, E. C.; Garry, R. F., 2020: The proximal origin of SARS-CoV-2. *Nature Medicine.*, **26**, 450–452.
- Ansorge, H.; Schipke, R.; Zinke, O., 1997: Population structure of the otter, *Lutra lutra*. Parameters and model for a Central European region. *Zeitschrift für Säugetierkunde.*, **62**, 143–151.
- Berry, T. E.; Osterrieder, S. K.; Murray, D. C.; Coghlan, M. L.; Richardson, A. J.; Grealy, A. K.; Stat, M.; Bejder, L.; Bunce, M., 2017: DNA metabarcoding for diet analysis and biodiversity: A case study using the endangered Australian sea lion (*Neophoca cinerea*). *Ecology and Evolution.*, **7**, 5435–5453.
- Bodewes, R.; Bestebroer, T. M.; van der Vries, E.; Verhagen, J. H.; Herfst, S.; Koopmans, M. P.; Fouchier, R. A. M.; Pfankuche, V. M.; Wohlsein, P.; Siebert, U.; Baumgärtner, W.; Osterhaus, A. D. M. E., 2015: Avian Influenza A(H10N7) Virus–Associated Mass Deaths among Harbor Seals. *Emerging Infectious Diseases.*, **21**, 720–722.
- Borkenhagen, P., 2014: Die Säugetiere Schleswig - Holsteins, Rote Liste.
- Bouroş, G.; Murariu, D., 2017: Comparative diet analysis of the Eurasian otter (*Lutra lutra*) in different habitats: Putna - Vrancea Natural Park and Lower Siret Valley, south-eastern Romania. *North-Western Journal of Zoology.*, **13**, 311–319.
- Bradshaw, A.; Slater, F., 2002: *A Postmortem Study of Otters (Lutra lutra) in England and Wales*. Cardiff, UK.
- Brassea-Pérez, E.; Schramm, Y.; Heckel, G.; Chong-Robles, J.; Lago-Lestón, A., 2019: Metabarcoding analysis of the Pacific harbor seal diet in Mexico. *Marine Biology.*, **166**, 1–14.
- Buglione, M.; Petrelli, S.; Troiano, C.; Notomista, T.; Riviuccio, E.; Fulgione, D., 2020: The diet of otters (*Lutra lutra*) on the Agri river system, one of the most important presence sites in Italy: A molecular approach. *PeerJ.*, **8**, 1–23.
- Cassens, I.; Tiedemann, R.; Suchentrunk, F.; Hartl, G. B., 2000: Mitochondrial DNA Variation in the European Otter (*Lutra lutra*) and the Use of Spatial Autocorrelation Analysis in Conservation. *The Journal of heredity.*, **91**, 35–39.
- Chadwick, E., 2007: *Post mortem study of otters in England and Wales 1992-2003*. Environment Agency. Bristol, UK, Environment Agency.
- Chadwick, E. A.; Cable, J.; Chinchin, A.; Francis, J.; Guy, E.; Kean, E. F.; Paul, S. C.; Perkins, S. E.; Sherrard-Smith, E.; Wilkinson, C.; Forman, D. W., 2013: Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in the

- Eurasian otter (*Lutra lutra*) in England and Wales. *Parasites and Vectors.*, **6**, 1–5.
- Chanin, P., 2006: Otter road casualties. *Hystrix, the Italian Journal of Mammalogy.*, **17**, 79–90.
- Christian, A., 2012: Tick infestation (*Ixodes*) on the Eurasian Otter (*Lutra lutra*) – a long-term study. *Soil Organisms.*, **84**, 481–487.
- Conroy, J. W. H.; Chanin, P. R. F., 2000: The status of the Eurasian otter (*Lutra lutra*) in Europe- A review. *Journal of the International Otter Survival Fund.*, **1**, 7–28.
- Copp, G. H.; Roche, K., 2003: Range and diet of Eurasian otters *Lutra lutra* (L.) in the catchment of the River Lee (south-east England) since re-introduction. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems.*, **13**, 65–76.
- Dallas, J. F.; Pieltney, S. B., 1998: Microsatellite primers for the Eurasian otter. *Molecular Ecology.*, **7**, 1248–1251.
- Dimitrova, Z. M.; Tzvetkov, Y.; Todev, I., 2008: Occurrence of acanthocephalans in the Eurasian otter *Lutra lutra* (L.) (*Carnivora, Mustelidae*) in Bulgaria, with a survey of acanthocephalans recorded from this host species. *Helminthologia.*, **45**, 41–47.
- Dolch, D.; Teubner, J.; Teubner, J., 1998: Haupttodesursachen des Fichotters - *Lutra lutra* (L.,1758) im Land Brandenburg in der Zeit von 1990 bis 1994. *Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg.*, **1**, 101.
- Duplaix, N.; Savage, M., 2018: *The Global Otter Conservation Strategy*. Salem, Oregon, USA, IUCN/SSC Otter Specialist Group.
- Elmeros, M.; Madsen, A. B., 1999: On the reproduction biology of otters (*Lutra lutra*) from Denmark. *Zeitschrift für Säugetierkunde.*, **64**, 193–200.
- Foster, G.; Jahans, K. L.; Reid, R. J.; Ross, H. M., 1996: Isolation of *Brucella* species from cetaceans, seals and an otter. *Veterinary Record.*, **138**, 583–586.
- Garcia-Rodriguez, F. J.; de la Cruz-Agüero, J., 2011: A comparison of indexes for prey importance inferred from otoliths and cephalopod beaks recovered from pinniped scats. *Journal of Fisheries and Aquatic Science.*, **6**, 186–193.
- Garcia, V.; Abat, C.; Rolain, J. M., 2016: Report of the first *Vagococcus lutrae* human infection, Marseille, France. *New Microbes and New Infections.*, **9**, 56–57.
- Gjerde, B.; Josefsen, T. D., 2015: Molecular characterisation of *Sarcocystis lutrae* n. sp. and *Toxoplasma gondii* from the musculature of two Eurasian otters (*Lutra lutra*) in Norway. *Parasitology Research.*, **114**, 873–886.
- Grünwald-Schwark, V.; Zachos, F. E.; Honnen, A. C.; Borkenhagen, P.; Krüger, F.; Wagner, J.; Drews, A.; Krekemeyer, A.; Schmäser, H.; Fichtner, A.; Behl, S.; Schmölcke, U.; Kirschnick-Schmidt, H.; Sommer, R. S., 2012: *Der Fischotter (Lutra lutra) in Schleswig-Holstein - Signatur einer rückwandernden, bedrohten Wirbeltierart und Konsequenzen für den Naturschutz*. Natur und Landschaft. Stuttgart, Germany, Vol. 87.
- Gutleb, A. C., 1994: *Todesursachenforschung Fischotter, Grundlagen für ein Schutzkonzept von Lutra lutra L. 1758 .pdf*. Vienna, Austria.
- Hauer, S.; Ansorge, H.; Zinke, O., 2002a: Mortality patterns of otters (*Lutra lutra*) from eastern Germany. *Journal of Zoology.*, **256**, 361–368.
- Hauer, S.; Ansorge, H.; Zinke, O., 2002b: Reproductive performance of otters *Lutra lutra* (Linnaeus, 1758) in Eastern Germany: Low reproduction in a long-term strategy. *Biological Journal of the*

*Linnean Society.*, **77**, 329–340.

Heggberget, T. M., 1984: Age determination in the European otter (*Lutra lutra*). *Z. Säugetierkunde.*, **49**, 299–305.

Heggberget, T. M., 1988: Reproduction in the Female European Otter in Central and Northern Norway. *Journal of Mammalogy.*, **69**, 164–167.

Heggberget, T. M.; Christensen, H., 1994: Reproductive Timing in Eurasian Otters on the Coast of Norway. *Ecography.*, **17**, 339–348.

Hertweck, K.; Schipke, R., 2001: Zur Reproduktion des Fischotters *Lutra lutra* in der Oberlausitzer Teichlandschaft (Sachsen, Deutschland). *Wissenschaftliche Mitteilungen des Niederösterreichischen Landesmuseum.*, **14**, 175–181.

Hoffmann, D.; Schmäser, H., 2009: *Kartierung zur Verbreitung des Fischotters (Lutra lutra) in Schleswig-Holstein nach der Stichprobenmethode des IUCN*. Kiel, Germany.

Honnen, A. C.; Petersen, B.; Kaßler, L.; Elmeros, M.; Roos, A.; Sommer, R. S.; Zachos, F. E., 2010: Genetic structure of Eurasian otter (*Lutra lutra*, Carnivora: Mustelidae) populations from the western Baltic sea region and its implications for the recolonization of north-western Germany. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research.*, **49**, 169–175.

Honnen, A. C.; Roos, A.; Stjernberg, T.; Zachos, F. E., 2015: Genetic analysis of Eurasian otters (*Lutra lutra*) reveals high admixture in Finland and pronounced differentiation in Sweden. *Mammalian Biology.*, **80**, 47–53.

Jedrzejewska, B.; Sidorovich, V. E.; Pikulik, M. M.; Jedrzejewski, W., 2001: Feeding habits of the otter and the American mink in Białowieża Primeval Forest (Poland) compared to other Eurasian populations. *Ecography.*, **24**, 165–180.

Kemenes, I.; Nechay, G., 1990: The food of otters *Lutra lutra* in different habitats in Hungary. *Acta Theriologica.*, **35**, 17–24.

Kern, M., 2016: *Kartierung zur Verbreitung des Fischotters ( Lutra lutra ) in Schleswig-Holstein nach der Stichprobenmethode des IUCN*.

Kimber, K. R.; Kollias, G. V., 2000: Infectious and parasitic diseases and contaminant-related problems of North American river otters (*Lontra canadensis*): A review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine.*, **31**, 452–472.

Kotthoff, M.; Rüdell, H.; Jürling, H.; Severin, K.; Hennecke, S.; Friesen, A.; Koschorreck, J., 2019: First evidence of anticoagulant rodenticides in fish and suspended particulate matter: spatial and temporal distribution in German freshwater aquatic systems. *Environmental Science and Pollution Research.*, **26**, 7315–7325.

Kruuk, H.; Conroy, J. W. H., 1991: Mortality of Otters ( *Lutra lutra* ) in Shetland. *Journal of Applied Ecology.*, **28**, 83–94.

Kruuk, H., 2006: *Otters: ecology, behaviour and conservation*. Oxford University Press.

Laher, B. J., 2013: *Altersbestimmung beim Europäischen Fischotter ( Lutra lutra L . 1758 ) – Ein Methodenvergleich*. Universität für Bodenkultur Wien.

Lamb, P. D.; Hunter, E.; Pinnegar, J. K.; Creer, S.; Davies, R. G.; Taylor, M. I., 2019: How quantitative is metabarcoding: A meta-analytical approach. *Molecular Ecology.*, **28**, 420–430.

Lanszki, J.; Sugár, L.; Orosz, E.; Nagy, D., 2008: Biological data from post mortem analysis of otters in Hungary. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae.*, **54**, 201–212.

- Lanszki, J.; Szeles, L. G.; Yoxon, G., 2009: Diet composition of Otters (*Lutra lutra* L.) living on small watercourses in southwestern Hungary. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae.*, **55**, 293–306.
- Lawson, P. A.; Foster, G.; Falsen, E.; Ohlen, M.; Collins, M. D., 1999: *Vagococcus lutrae* sp. nov., isolated from the common otter (*Lutra lutra*). *International Journal of Systematic Bacteriology.*, **49**, 1251–1254.
- Lehnert, K.; Raga, J. A.; Siebert, U., 2007: Parasites in harbour seals (*Phoca vitulina*) from the German Wadden Sea between two phocine distemper virus epidemics. *Helgoland Marine Research.*, **61**, 239–245.
- Lieberman, D. E., 1994: The Biological Basis for Seasonal Increments in Dental Cementum. *Journal of Archaeological Science.*, **21**, 525–539.
- Life Apex, 2019a: NEWSLETTER LIFE APEX Issue No. 1, January 2019.
- Life Apex, 2019b: NEWSLETTER LIFE APEX Issue No. 2, May 2019.
- Life Apex, 2020: NEWSLETTER LIFE APEX Issue No. 3, March 2020.
- Lippitsch, P.; Zinke, O.; Ansorge, H., 2017: *Altersstruktur tot aufgefundenener Fischotter aus Ostachsen*. Görlitz, Germany.
- Máca, O., 2018: Molecular identification of *Sarcocystis lutrae* in the European otter (*Lutra lutra*) and the European badger (*Meles meles*) from the Czech Republic. *Parasitology Research.*, **117**, 943–945.
- MacDonald, D. W.; Newman, C.; Harrington, L. A., 2017: *Biology and Conservation of Musteloids* First Edit. Oxford University Press.
- Madsen, A. B.; Dietz, H. H.; Henriksen, P.; Clausen, B., 1999: Survey of Danish free living otters *Lutra lutra* - a consecutive collection and necropsy of dead bodies. *I.U.C.N. Otter Specialist Group Bulletin.*, **16**, 65–75.
- McGavin, D. M.; Zachary, J. F., 2009: *Pathologie der Haustiere* 1. Elsevier GmbH, Munich.
- Meinig, H.; Boye, P.; Dähne, M.; Hutterer, R.; Lang, J., 2020: Rote Liste und Gesamtartenliste der Säugetiere (Mammalia) Deutschlands. *Naturschutz und Biologische Vielfalt*. 2nd edn., **170**, 73.
- Ministry of Energy Transition, Agriculture, Environment, Nature and Digitalisation of Schleswig-Holstein (MELUND), 2020: *Jahresbericht 2020 - Zur biologischen Vielfalt, Jagd und Artenschutz*. Kiel, Germany.
- Miya, M.; Sato, Y.; Fukunaga, T.; Sado, T.; Poulsen, J. Y.; Sato, K.; Minamoto, T.; Yamamoto, S.; Yamanaka, H.; Araki, H.; Kondoh, M.; Iwasaki, W., 2015: MiFish, a set of universal PCR primers for metabarcoding environmental DNA from fishes: Detection of more than 230 subtropical marine species. *Royal Society Open Science.*, **2**.
- Moorhouse-Gann, R. J.; Kean, E. F.; Parry, G.; Valladares, S.; Chadwick, E. A., 2020: Dietary complexity and hidden costs of prey switching in a generalist top predator. *Ecology and Evolution.*, **10**, 6395–6408.
- Mulisch, M.; Welsch, U. (Eds.), 2015: *Romeis - Mikroskopische Technik* 19th edn. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg.
- Mulville, W., 2016: *A non-invasive investigation of the intestinal helminths of the Eurasian otter, Lutra lutra, in freshwater and estuarine habitats*.
- Mushin, R.; Ziv, G., 1973: An epidemiological study of *Pseudomonas aeruginosa* in cattle and other animals by pyocine typing. *Journal of Hygiene.*, **71**, 113–122.

- Philcox, C. K.; Grogan, A. L.; Macdonald, D. W., 1999: Patterns of otter *Lutra lutra* road mortality in Britain. *Journal of Applied Ecology*, **36**, 748–762.
- Philipp, C.; Unger, B.; Fischer, E. K.; Schnitzler, J. G.; Siebert, U., 2020: Handle with Care—Microplastic Particles in Intestine Samples of Seals from German Waters. *Sustainability*, **12**, 10424.
- Prakas, P.; Strazdaitė-Žielienė, Ž.; Rudaitytė-Lukošienė, E.; Servienė, E.; Butkauskas, D., 2018: Molecular identification of *Sarcocystis lutrae* (Apicomplexa: *Sarcocystidae*) in muscles of five species of the family *Mustelidae*. *Parasitology Research*, **117**, 1989–1993.
- Radev, V.; Kanev, I.; Khrusanov, D.; Fried, B., 2009: Reexamination of the life cycle of *Isthmiophora melis* (Trematoda: *Echinostomatidae*) on material from southeast Europe. *Parazitologija*, **43**, 445–453.
- Regnery, J.; Brinke, M.; Schäfer, S.; Reifferscheid, G., 2020: *Erforschung der Ursachen für die nachgewiesene Gewässerbelastung mit Rodentiziden (PBT-Stoffe) und Erarbeitung von Risikominderungsmaßnahmen zum Schutz der aquatischen Umwelt*. Dessau-Roßlau.
- Reuther, C., 2001: *Fischotterschutz in Schleswig - Holstein*. Kiel, Germany, Ministerium für Umwelt, Natur und Forsten des Landes Schleswig-Holstein.
- Reuther, C.; Dolch, D.; Drews, A.; Ehlers, M.; Heidemann, G.; Klaus, S.; Mau, H.; Selheim, P.; Teubner, J.; Teubner, J.; Wölfel, L., 2002: *Arbeitsberichte der AKTION FISCHOTTERSCHUTZ e.V. Habitat 14*.
- Rolbiecki, L.; Izdebska, J. N., 2014: New data on the parasites of the Eurasian otter (*Lutra lutra*). *Oceanological and Hydrobiological Studies*, **43**, 1–6.
- Roos, A.; Loy, A.; de Silva, P.; Hajkova, P.; Zemanova, B., 2015: *Lutra lutra*. *The IUCN Red List of Threatened Species*.
- Roos, A. M.; Ågren, E. O., 2013: High prevalence of proposed müllerian duct remnant cysts on the spermatic duct in wild Eurasian otters (*Lutra lutra*) from Sweden. *PLoS ONE*, **8**, 5.
- Ruiz-Olmo, J.; Delibes, M.; Zapata, S., 1998: External morphometry, demography and mortality of the Otter *Lutra lutra* (Linneo, 1758) in the Iberian Peninsula. *Galemys: Boletín informativo de la Sociedad Española para la conservación y estudio de los mamíferos*, **10**, 239–251.
- Ruiz-Olmo, J.; Batet, A.; Mañas, F.; Martínez-Vidal, R., 2011: Factors affecting otter (*Lutra lutra*) abundance and breeding success in freshwater habitats of the northeastern Iberian Peninsula. *European Journal of Wildlife Research*, **57**, 827–842.
- Salomonsen, C. M.; Boye, M.; Høiby, N.; Jensen, T. H.; Hammer, A. S., 2013: Comparison of histological lesions in mink with acute hemorrhagic Pneumonia associated with *pseudomonas aeruginosa* or *Escherichia coli*. *Canadian Journal of Veterinary Research*, **77**, 199–204.
- Schmidt, B.; Sonne, C.; Nachtsheim, D.; Dietz, R.; Oheim, R.; Rolvien, T.; Persson, S.; Amling, M.; Siebert, U., 2020: Variation in skull bone mineral density of ringed seals (*Phoca hispida*) from the Gulf of Bothnia and West Greenland between 1829 and 2019. *Environment International*, **143**, 105968.
- Sherrard-Smith, E.; Chadwick, E. A., 2010: Age structure of the otter (*Lutra lutra*) population in England and Wales, and problems with cementum ageing. *IUCN Otter Specialist Bulletin*, **27**, 42–49.
- Sherrard-Smith, E.; Chadwick, E.; Cable, J., 2012: Abiotic and Biotic Factors Associated with Tick Population Dynamics on a Mammalian Host: *Ixodes hexagonus* Infesting Otters, *Lutra lutra*. *PLoS ONE*, **7**.
- Shimalov, V. V.; Shimalov, V. T.; Shimalov, A. V., 2000: Helminth fauna of otter (*Lutra lutra* Linnaeus, 1758) in Belorussian Polesie. *Parasitology Research*, **86**, 528.



- Sidorovich, V. E., 1991: Structure, reproductive status and dynamics of the otter population in Byelorussia. *Acta Theriologica.*, **36**, 153–161.
- Siebert, U.; Wünschmann, A.; Weiss, R.; Frank, H.; Benke, H.; Frese, K., 2001: Post-mortem Findings in Harbour Porpoises (*Phocoena phocoena*) from the German North and Baltic Seas. *Journal of Comparative Pathology.*, **124**, 102–114.
- Siebert, U.; Rademaker, M.; Ulrich, S. A.; Wohlsein, P.; Ronnenberg, K.; Prenger-Berninghoff, E., 2017: Bacterial Microbiota in Harbor Seals (*Phoca Vitulina*) from the North Sea of Schleswig-Holstein, Germany, around the Time of Morbillivirus and Influenza Epidemics. *Journal of Wildlife Diseases.*, **53**, 201–214.
- Simpson, V., 2000: Diseases of otters in Britain. *Proceedings of the First Otter Toxicology Conference.*, 41–45.
- Simpson, V. R., 1997a: Health status of otters (*Lutra lutra*) in south-west England based on postmortem findings. *The Veterinary Record.*, **141**, 191–197.
- Simpson, V. R., 1997b: Health status of otters (*Lutra lutra*) in south-west England based on postmortem findings. *The Veterinary record.*, **141**, 191–197.
- Simpson, V. R., 2006: Patterns and significance of bite wounds in Eurasian otters (*Lutra Lutra*) in southern and south-west England. *Veterinary Record.*, **158**, 113–119.
- Simpson, V. R., 2007: *Health status of otters in southern and south west England 1996-2003*. Bristol, UK, Environment Agency.
- Simpson, V. R.; Tomlinson, A. J.; Molenaar, F. M.; Lawson, B.; Rogers, K. D., 2011: Renal calculi in wild Eurasian otters (*Lutra lutra*) in England. *Veterinary Record.*, **169**, 49.
- Skarén, U., 1992: Analysis of One Hundred Otters Killed by Accidents in Central Finland. *IUCN Otter Spec. Group Bull.*, **7**, 9–12.
- Sommer, R.; Griesau, A.; Ansoerge, H.; Priemer, J., 2005: *Daten zur Populationsökologie des Fischotter Lutra lutra (Linnaeus, 1758) in Mecklenburg-Vorpommern. Beiträge zur Jagd- und Wildforschung.*, Vol. 30.
- Striese, M.; Schreyer, R. M., 1993: Fischotter an Straßen - zur Passage von Brücken. In: Stubbe, M., D. Heidecke & A. Stubbe (eds.), *Tiere im Konflikt 1/1993 Fischotter Monitoring 1985 - 1991*. Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg, Halle (Saale), Germany, p. 84.
- Taastrøm, H.; Jacobsen, L., 1999: The diet of otters (*Lutra lutra* L.) in Danish freshwater habitats : comparisons of prey fish populations. *Journal of the Zoological Society of London.*, **248**, 1–13.
- Torres, J.; Feliu, C.; Fernández-Morán, J.; Ruíz-Olmo, J.; Rosoux, R.; Santos-Reis, M.; Miquel, J.; Fons, R., 2004: Helminth parasites of the Eurasian otter *Lutra lutra* in southwest Europe. *Journal of Helminthology.*, **78**, 353–359.
- Umweltbundesamt, 2020: PFAS - Gekommen, um zu bleiben.
- Valentini, A.; Taberlet, P.; Miaud, C.; Civade, R.; Herder, J.; Thomsen, P. F.; Bellemain, E.; Besnard, A.; Coissac, E.; Boyer, F.; Gaboriaud, C.; Jean, P.; Poulet, N.; Roset, N.; Copp, G. H.; Geniez, P.; Pont, D.; Argillier, C.; Baudoin, J. M. et al., 2016: Next-generation monitoring of aquatic biodiversity using environmental DNA metabarcoding. *Molecular Ecology.*, **25**, 929–942.
- Wahlström, K.; Nikkilä, T.; Uggla, A., 1999: Sarcocystis species in skeletal muscle of otter (*Lutra lutra*). *Parasitology.*, **118**, 59–62.
- Wasser Otter Mensch e.V., (n.d.) <https://www.wasser-otter->

[mensch.de/dokumente/upload/873d2\\_Was\\_tun\\_bei\\_Otter-Totfund.pdf](http://mensch.de/dokumente/upload/873d2_Was_tun_bei_Otter-Totfund.pdf).

Weber, A.; Trost, M., 2015: *Die Säugetierarten der Fauna- Flora-Habitat-Richtlinie im Land Sachsen-Anhalt: Fischotter (<i>Lutra lutra</i> L ., 1758). Berichte des Landesamtes für Umweltschutz Sachsen-Anhalt*. Halle, Germany, Vol. 1.

Weber, H. B., 2001: *Untersuchungen zur Urolithiasis beim Eurasischen Fischotter, Lutra lutra*. Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

Weinberger, I.; Baumgartner, H., 2018: *Der Fischotter - Ein heimlicher Jäger kehrt zurück*.

## 8. Anhang

### 8.1 Glossar

|                    |   |
|--------------------|---|
| Abdomen            | Weicher Bauch/ Bauchhöhle   |
| Abziehen           | Abbalgen der Haut und des Felles von einem Tierkörper   |
| Adrenalitis        | Entzündung der Nebennieren  |
| Anthrakose         | Ablagerung von Rußpartikeln in der Lunge  |
| Aorta              | Größte Arterie des Körpers  |
| Atelektase         | Kollabierte Lungenabschnitte  |
| Atrophie           | Gewebeschwund   |
| Atrophie           | Gewebsschwund   |
| Baculum            | Penisknochen bei männlichen Säugetierspezies  |
| Biozid             | Chemisches Schädlingsbekämpfungsmittel  |
| Bronchitis         | Entzündung der Bronchien  |
| Caninus            | Eckzahn   |
| Caudal             | Zum Schwanz hin oder der Hinterseite eines Organs orientiert  |
| Cholelithiasis     | Konkremete in der Gallenblase   |
| Degeneration       | Rückbildung, Verfall von Zellen/ Organen  |
| Depletion          | Entfernung körpereigener Stoffe aus dem Organismus  |
| Dislokation        | Lageveränderung eines Organs/ Körperstruktur  |
| Dorsal             | Zur Rückseite des Körpers oder eines Organs orientiert  |
| Ektoparasit        | Parasit, der außen auf dem Wirt lebt  |
| Endometrium        | Schleimhaut der Gebärmutter   |
| Endoparasit        | Parasit, der im Wirt lebt   |
| Endwirt            | Organismus, in dem ein Parasit geschlechtsreif wird und sich vermehrt   |
| Eosinophil         | Entzündung, die durch bestimmte Zellen/ Gewebe gekennzeichnet ist, die sich mit Eosin (Farbstoff) anfärben lassen |
| Epidermal          | Die Oberhaut betreffend   |
| Epikard            | Äußerste Gewebeschicht des Herzens  |
| Epikarditis        | Entzündung der äußersten Gewebeschicht des Herzens  |
| Erosiv             | Erosion betreffend bzw. durch diese entstanden  |
| Euthanasie         | Einschläfern von Tieren   |
| Fähe               | Weibchen  |
| Fibrose            | Pathologische Vermehrung von Bindegewebe  |
| Fraktur            | Knochenbruch  |
| Gastritis          | Magenschleimhautentzündung  |
| Glossitis          | Entzündung der Zunge  |
| Granulomatös       | Entzündung, die durch Granulome (knötchenartige Zellansammlungen) geprägt ist                                     |
| Hämatom            | Ansammlung von Blut außerhalb der Gefäße  |
| Hämoabdomen        | Mit Blut gefüllte Bauchhöhle  |
| Hämoperikard       | Bluterguss im Herzbeutel  |
| Hämosiderose       | Eisenablagerungen in einem Organ  |
| Hämothorax         | Mit Blut gefüllter Brustkorb  |
| Hepatitis          | Entzündung der Leber  |
| Herzbeutelamponade | Ansammlung von Flüssigkeit im Herzbeutel  |
| Hyalinose          | Ablagerung hyalinen Materials (bei Krankheiten)   |

|                    |  |
|--------------------|--|
| Hyperplasie        | Organvergrößerung durch Zellvermehrung                                   |
| Histiozyt          | Zellen der körpereigenen Immunabwehr                                     |
| Histiozytär        | Mit dem Auftreten von Histiozyten verbunden                              |
| Immunsuppression   | Unterdrückung des körpereigenen Abwehrsystems                            |
| Interstitiell      | Zwischenräume von Geweben  |
| Intrakardial       | Innerhalb des Herzens  |
| Kachexie           | Starke Abmagerung  |
| Kadaver            | Totes Tier   |
| Keratitis          | Entzündung der Hornschicht des Auges                                     |
| Kern               | Tierkörper, nachdem das Fell abgezogen wurde                             |
| Konkrement         | Ablagerung einer festen Masse (Stein)                                    |
| Kornea             | Hornschicht des Auges  |
| Laktation          | Bildung und Sekretion von Muttermilch                                    |
| Leptomeninx        | Bindegewebsschichten der Hirnhäute                                       |
| Lymphozyt          | Zellen der körpereigenen Immunabwehr                                     |
| Lymphozytär        | Lymphozyten enthaltend   |
| Mesenterial        | Der Aufhängung des Darms zugehörig                                       |
| Mykologie          | Wissenschaft der Pilze   |
| Myokard            | Muskuläre Wand des Herzens   |
| Myokarditis        | Entzündung der muskulären Wand des Herzens                               |
| Myositis           | Entzündliche Erkrankung der Skelettmuskulatur                            |
| Nekrotisierend     | Mit lokalem Gewebstod (Nekrose) einhergehend                             |
| Nephritis          | Entzündung der Nieren  |
| Nephrolithiasis    | Konkremente in den Nieren  |
| Nodulär            | Knötchenförmig   |
| Paralyse           | vollst. motorische Lähmung von Muskeln bzw. Muskelgruppen                |
| PCR                | Polymerase Kettenreaktion  |
| Perikard           | Herzbeutel   |
| Periadrenal        | In der Umgebung der Nebennieren  |
| Perinodal          | In der Umgebung einer Umfangsvermehrung                                  |
| Perivaskulär       | In der Umgebung eines Gefäßes  |
| Peyer'sche Platten | Anhäufung von Lymphfollikeln im Darm                                     |
| Piscivor           | Fischfressend  |
| Plasmazellen       | Zellen der körpereigenen Immunabwehr                                     |
| Pleura             | Brustfell  |
| Pleuritis          | Entzündung des Brustfells  |
| Pneumonie          | Entzündung der Lunge   |
| Portalfeld         | Bindegewebsstruktur in der Leber, in der Gefäße liegen                   |
| Primer             | Startmolekül für die Vervielfältigung von DNA                            |
| Proliferativ       | Gewebsvermehrung/ Wucherung  |
| Protozoa           | Einzellige Organismen  |
| Pulmonal           | Der Lunge zugehörig  |
| Pulpahöhle         | Innenraum des Zahns  |
| Purin              | Baustein von Nukleinsäuren   |
| Pyothorax          | Mit Eiter gefüllter Brustkorb  |
| Radix dentis       | Zahnwurzel   |
| Ranzzeit           | Fortpflanzungszeit   |
| Rektum             | Enddarm  |
| Reproduktionsnarbe | Zeichen einer vorangegangenen Trächtigkeit in der Gebärmutterschleimhaut |

|                     |  |
|---------------------|--|
| Retina              | Netzhaut   |
| Retroperitoneal     | Hinter dem Bauchfell, in der Beckenhöhle   |
| Ruptur              | Zerreißung   |
| Schwanzdepot        | Artspezifischer Fettspeicher an der Schwanzwurzel bei Ottern   |
| Serosa              | Innere Organe überziehende Haut  |
| Serositis           | Entzündung der die Organe überziehenden Haut   |
| Serum               | Flüssiger Bestandteil des Blutes   |
| Sternum             | Brustbein  |
| Subkutan/ Subdermal | Unter der Haut   |
| Thorax              | Brusthöhle   |
| Topprdator         | Beutegreifer am Ende der Nahrungskette   |
| Tracheitis          | Entzündung der Luftröhre   |
| Ulkus               | Defekt der Haut bis durch alle Schichten   |
| Ulzerativ           | geschwürig zerfallen, einen Ulkus bilden   |
| Zoonosen            | Infektionskrankheiten, die gleichermaßen beim Mensch und Tier vorkommen und gegenseitig übertragbar sind |
| Zwischenwirt        | Organismus, in dem sich ein Parasit für eine bestimmte Entwicklungsphase aufhält                         |

## 8.2 Fischotter-Meldebogen

# Fischotter-Meldebogen

lfd. Nr. im Jahr: \_\_\_\_\_



Finder: \_\_\_\_\_

Funddatum/ Uhrzeit: \_\_\_\_\_

Informant: \_\_\_\_\_

Fundort: \_\_\_\_\_

GPS-Koordinaten bzw. Längen-/ Breitengrad : \_\_\_\_\_

Nächstes Gewässer: \_\_\_\_\_

Beschreibung der Fundsituation: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Länge : \_\_\_\_\_ cm

männlich  weiblich

gemessen  geschätzt

Jungtier  Alttier

Gewicht: \_\_\_\_\_ kg

gemessen  geschätzt



Länge

Erhaltungszustand:  gut  mäßig  schlecht

Todesursache: \_\_\_\_\_

Geschätzter Todeszeitpunkt: \_\_\_\_\_

Sonstiges (Tierkörper intakt/ Verletzungen/ Auffälligkeiten):

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

**Institut für Terrestrische und Aquatische Wildtierforschung**  
Prof. Dr. Ursula Siebert, Werftstr. 6, 25761 Büsum, Tel.: +49 511 856 - 8153, E-Mail: ursula.siebert@liho-hannover.de  
Ansprechpartner Fischotter: Simon Rohner, Tel.: +49 511 856 - 8161, E-Mail: simon.rohner@liho-hannover.de  
Notfalltelefon bei Fischotterfund: 0151 1163 1688



### 8.3 Fischotter-Obduktionsprotokoll

# OTTER – SEKTIONSprotokoll

Sektionsteam:

PräpNr. .... Art ..... Gesamtlänge ..... cm  
Funddatum ..... Präp.Dat. .... Gewicht ..... kg  
Fundort ..... Geschlecht m w  
Alter geschätzt: Welp/juv   
[Jahre] subadult   
adult

Präparation: frisch  tiefgekühlt  Verwesungsgrad:  (1-5)

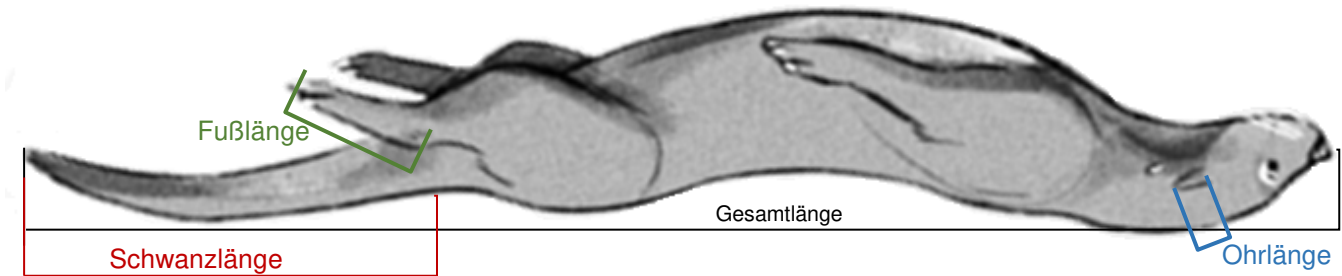
Knochendichte: ja  nein  Chipnummer:

## Vorbericht

Bisherige Nr.:

**Fotos**  
ja   
nein

Läsionen oder Besonderheiten in die Skizze eintragen



- Messstrecken:** (1) ..... Gesamtlänge (Schnauzenspitze bis Schwanzspitze)  
(cm) (2) ..... Kopf-Rumpf (Schnauzenspitze bis Anus)  
(3) ..... Schwanzlänge (Schwanzspitze bis Anus)  
(4) ..... Hinterfuß Länge (plantar, ohne Krallen)  
(5) ..... Ohrlänge

Achselumfang ..... cm

Mammaleiste (mm) li obere ..... re obere .....  
untere ..... untere .....

**Kampfverletzungen/Bisswunden** (Augen, Perineum, Füße):

**Zustand Füße und Krallen:**

**Abnutzungsgrad Zähne:**



**Ernährungszustand:** gut  mäßig  schlecht

**Muskulatur:** gut  mäßig  schlecht

**Fett:** gut  mäßig  schlecht

**Organgewichte:** Schilddrüse li ..... re .....  
 [g] Herz (erst spülen!) ..... Milz .....  
 Leber ..... Gehirn .....  
 Nieren li ..... re.....  
 Nebenniere li ..... re .....  
 Hoden mit NH li ..... re .....  
 Hoden ohne NH li ..... re .....  
 Ovarien li ..... re .....

**Vermessung Uterus/Ovarien//Hoden:**

Ovar (re): L..... B ..... H ..... [cm]

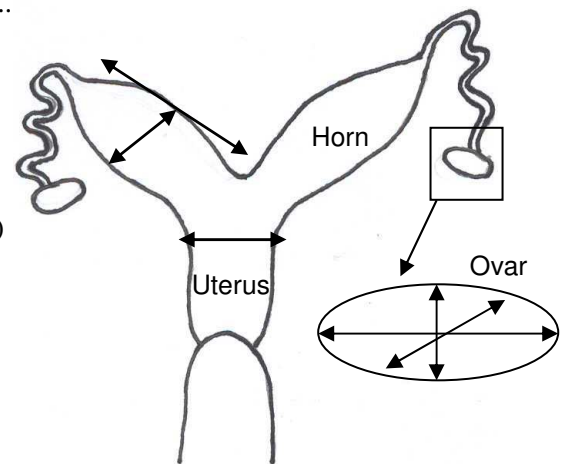
Ovar (li): L..... B ..... H ..... [cm]

Uterus: ..... [cm] (Durchmesser; Übergang zur Teilung)

Uterushörner: Ø [mm] li ..... re .....

Länge [cm] li ..... re .....

Narben [cm] li ..... re ..... Keine



Baculumlänge [cm]:

Hoden + NH (re): L ..... B ..... H ..... [cm]

Hoden + NH (li): L ..... B ..... H ..... [cm]

Hoden (re): L ..... B ..... H ..... [cm]

Hoden (li): L ..... B ..... H ..... [cm]

**Samenleiterzysten:** Anzahl rechts: ..... Abstand Hoden: .....[cm] Größe: ..... [mm]  
 Keine  Anzahl links: ..... Abstand Hoden: .....[cm] Größe: ..... [mm]

**Harnblase:** voll  leer  Urin aufgefangen

**Parasiten:**

**Lunge** keine  ggr.  mgr.  hgr.  Lokalisation:

**Herz** keine  ggr.  mgr.  hgr.  Lokalisation:

**Magen** keine  ggr.  mgr.  hgr.  Lokalisation:

**Darm** keine  ggr.  mgr.  hgr.  Lokalisation:

**Leber** keine  ggr.  mgr.  hgr.  Lokalisation:

**Fell (Läusekamm!)** keine  ggr.  mgr.  hgr.  Lokalisation:

**Konkremente Nieren:**

**Probenentnahme Ottermonitoring**

|   |  |   |   |
|---|--|---|---|
| <b>Altersbestimmung (Kautexflasche mit H2O)</b>             |  | <b>Virologie (Plastiktüte doppelt; -70°C)</b>         |   |
|   | Zähne in Zahnfach (Caninus UK)                       |   | Lunge + Lunge Morbilli                                |
| <b>Parasiten (70% Alkohol)</b>                              |  |   | Tupfer Trachea  |
|   | Lunge  |   | Milz  |
|   | Magen  |   | Leber   |
|   | Darm   |   | Niere   |
|   | Leber  |   | Darm (2x Dünndarm, 1x Dickdarm) + Darm Parvo          |
|   | Herz   |   | DaLy  |
|   | Fell   |   | Thymus  |
|   |  |   | Tonsille  |
| <b>Histo (Formalingefäß 10%; Raumtemp.)</b>                 |  |   | Gehirn  |
|   | Zunge  | <b>Bakteriologie (Plastiktüte, -20°; Tupfer +4°C)</b> |   |
|   | Tonsillen  |   | Lunge, LuLy   |
|   | RetrophLy  |   | Milz  |
|   | Trachea inkl. Larynx                                 |   | Leber   |
|   | Oesophagus   |   | Niere   |
|   | Schilddrüse  |   | Darm (2x Dünndarm, 1x Dickdarm)                       |
|   | Thymus   |   | DaLy  |
|   | Zwerchfell   |   | Gehirn  |
|   | Lunge (6x: von bd Lu-hälften je 1x cran, med, caud)  |   | Reproduktion  |
|   | LuLy (Teebeutel)                                     |   | Tupfer  |
|   | Herz (inkl. Papillarmuskel)                          | <b>Parasitologie (-20°C)</b>                          |   |
|   | Aorta  |   | Gallenblase (Tüte)                                    |
|   | Leber (6x) + Gallenblase                             |   | Darmschlingen geschlossen (Tüte)                      |
|   | Pankreas   |   | Muskel, Zunge, Herz, Zwerchfell (Tüte)                |
|   | Magen  |   | Enddarmkot (Kotröhrchen)                              |
|   | Milz   |   | Blut Toxoplasma (Serumröhrchen)                       |
|   | Nieren (bds)   | <b>Toxikologie (1x Plastiktüte, 1x Alu; -20°C)</b>    |   |
|   | N-Nieren re + li (2 Teebeutel)                       |   | Leberrest komplett (1x Tüte, 1x Alu)                  |
|   | Darm (4 Lokalisationen)                              |   | Niere (1x Tüte, 1x Alu)                               |
|   | DaLy (Teebeutel)                                     |   | Muskulatur (1x Tüte, 1x Alu)                          |
|   | Harnblase  |   | Fett (1x Tüte, 1x Alu)                                |
|   | Ovarien+ Uterus/ Hoden + Samenleiter (in sep. Gefäß) |   | Stück Haut mit Fell (1x Tüte, 1x Alu) (Schwanzwurzel) |
|   | Milchdrüse   | <b>Bundesanstalt f. Gewässerkunde (-70°C)</b>         |   |
|   | Auge (li)  |   | 10-20g Leber von allen Lobi (Alu)                     |
|   | Muskulatur   | <b>Pharmakologie (-70°C)</b>                          |   |
|   | Knochenmark (Rippe)                                  |   | Gehirn (2 Stanzen in 2 Eppis)                         |
|   | Haut + Fett  | <b>Genetik (Plastiktüte; -20°C)</b>                   |   |
|   | Gehirn (Hälfte)                                      |   | Haut mit Fell/ Muskel (Schwanzwurzel)                 |
|   | Rückenmark   | <b>Knochen (Plastiktüte, -20°C)</b>                   |   |
|   |  |   | Humerus und erste 3 Lendenwirbel (DXA)                |
|   |  |   | Penisknochen entfleischt (Tüte)                       |
|   |  |   | 5. linke Rippe entfleischt (Tüte)                     |
| <b>Nahrungsanalyse (Plastiktüte; -20°C)</b>                 |  | <b>Sonstiges (Plastiktüte, -20°C)</b>                 |   |
|   | Mageninhalt auswaschen                               |   | Auge (re) (Tüte)                                      |
|   | Darminhalt   |   | Urin in Gefäß   |
|   | Muskulatur   |   | Gehirn (Tüte)   |
| <b>Mikroplastikanalyse (Glas, Alu + Plastiktüte; -20°C)</b> |  |   |   |
|   | caudale 10cm Rektum (Glas)                           |   | Blut (-70°C)  |
|   | Muskulatur (Erst Alu, dann Plastiktüte)              |   | Nierenkonkremente <b>trocken</b> in Gefäß mit Papier  |

Blut: wenn frisches Tier Serum, Heparin und weitere nach Ermessen

