

Aus dem Department für Interdisziplinäre
Lebenswissenschaften
der Veterinärmedizinischen Universität Wien
Forschungsinstitut für Wildtierkunde und Ökologie
(Leiter: O.Univ.-Prof. Dr.rer.nat. Walter Arnold)

**Gesundheitsmonitoring der Zieselpopulation der
Perchtoldsdorfer Heide**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Andrea Fürst

Wien, im September 2020

Betreuerin:

Drⁱⁿ med.vet. Annika Posautz

Department für interdisziplinäre Lebenswissenschaften

Forschungsinstitut für Wildtierkunde und Ökologie

Savoyenstraße 1, 1160 Wien

Annika.Posautz@vetmeduni.ac.at

INHALTSVERZEICHNIS

1. EINLEITUNG	1
1.1 Steckbrief des europäischen Ziesels	1
1.2 Verbreitung und Schutzstatus in Österreich	2
1.3 Die Population der Perchtoldsdorfer Heide	2
1.4 Arterhaltungsmaßnahmen und veterinärmedizinische Aspekte	3
1.5 Mikrobielle Infektionserreger	5
1.6 Enterale Mikroflora	7
1.7 Viren	8
1.8 Endoparasiten	9
1.9 Ziel der Studie	10
2. MATERIAL UND METHODE	11
2.1 Fang der Tiere und Probenahme	11
2.2 Mikrobiologische Untersuchung	15
2.2.1 Kultivierung	15
2.2.2 MALDI-ToF	16
2.2.3 16S rRNA-Gensequenzierung	17
2.3 Virologische Untersuchung	17
2.4 Parasitologische Untersuchung	17
2.5 Statistische Analyse	18
3. ERGEBNISSE	19
3.1 Geschlechterverhältnis	19
3.2 Gewicht	19
3.3 Adspektorische Untersuchung	20
3.4 Mikrobiologische Untersuchung	20
3.4.1 Speicheltupfer	20
3.4.2 Kotproben	23
3.5 Virologische Untersuchung	26
3.6 Parasitologische Untersuchung	26
4. DISKUSSION	29
5. ZUSAMMENFASSUNG	35

6. SUMMARY	36
7. LITERATURVERZEICHNIS	37
8. ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS	52
8.1 Abbildungsverzeichnis	52
8.2 Tabellenverzeichnis	52

Abkürzungsverzeichnis

°C	Grad Celsius
2-SP	2-Sucrose-Phosphat
Abb.	Abbildung
A.	<i>Apodemus</i>
B.	<i>Bartonella</i>
C.	<i>Candida</i>
C.	<i>Callospermophilus</i>
CNA	Colistin-Nalidixinsäure-Agar
DNA	<i>desoxyribonucleic acid</i>
DOBV	Dobrava-Virus
E.	<i>Escherichia Coli</i>
E.	<i>Eimeria</i>
EWG	Europäische Wirtschaftsgemeinschaft
g	Gramm
ggr.	geringgradig
h	Stunden
häm.	hämolysierend
HFRS	hämorrhagisches Fieber mit renalem Syndrom
hgr.	hochgradig
HNTV	Hantaan-Virus
I.	<i>Ictidomys</i>
IUCN	<i>International Union for Conservation of Nature</i>
K.	<i>Klebsiella</i>
KbE	Kolonienbildende Einheiten
LCMV	Lymphozytäres Choriomeningitis-Virus
m	Meter
M.	<i>Mycoplasma</i>
M.	<i>Mycobacterium</i>
M.	<i>Mus</i>
MALDI	<i>matrix-assisted laser desorption ionization</i>
MDS	Magen-Darm-Strongyliden
mg	Milligramm

mgr.	mittelgradig
min	Minuten
MS	Massenspektrometrie
n	Anzahl
O.	<i>Otospermophilus</i>
OIE	<i>Office International des Epizooties</i>
P.	<i>Pantoea</i>
PUUV	Puumala-Virus
RFID	<i>radio frequency identification chip</i>
rRNA	<i>ribosomal ribonucleic acid</i>
RT-PCR	<i>reverse transcriptase polymerase chain reaction</i>
RT-qPCR	<i>real-time quantitative polymerase chain reaction</i>
RVS	Rappaport-Vasiliadis-Soya
S.	<i>Spermophilus</i>
S.	<i>Staphylococcus</i>
S.	<i>Streptococcus</i>
SAAV	Saaremaa-Virus
sek	Sekunde
SEOV	Seoul-Virus
sp.	<i>Species</i>
SP-4	Spiroplasma-4
spp.	<i>species pluralis</i>
SQPV	Squirrelpox virus
ssp.	<i>Subspecies</i>
Tab.	Tabelle
TOF	<i>time of flight</i>
TULV	Tula-Virus
U.	<i>Urocitellus</i>
XLD	Xylose-Lysin-Desoxycholat
Y.	<i>Yersinia</i>

1. EINLEITUNG

1.1 Steckbrief des europäischen Ziesels

Das europäische Ziesel, *Spermophilus (S.) citellus* (Linnaeus 1766), ist ein etwa rattengroßes, bodenlebendes und zu den Hörnchen (*Scuridae*) gehörendes Nagetier. Die Tiere leben in lose strukturierten Kolonien und legen Baue an, die sie außerhalb der Paarungszeit und Aufzucht der Jungen alleine bewohnen (Ružić 1978). Als tagaktive Tiere verbringen sie den größten Teil der Zeit an der Oberfläche mit der Nahrungssuche (Everts et al. 2004). Vor dem etwa ein halbes Jahr dauernden Winterschlaf, bauen die Tiere ihre körpereigenen Fettreserven auf, ein Wintervorrat wird nicht angelegt (Ružić 1978). Weibchen sind meist nach dem ersten Winterschlaf geschlechtsreif und produzieren nach der Paarung, die im Anschluss an den Winterschlaf stattfindet, einen Wurf (Millesi et al. 1999a) mit zwei bis zu zehn Jungen (Hoffmann et al. 2003, Huber et al. 1999). Die Männchen werden entweder als Jährlinge oder erst nach ihrem zweiten Winterschlaf sexuell aktiv (Millesi et al. 1998). Zur Nahrung des europäischen Ziesels gehören Blätter, Stengel, Blüten und Samen verschiedener Pflanzen, je nach Angebot werden auch Insekten und Knollen gefressen (Herzig-Straschil 1976, Ramos-Lara et al. 2014).

Das Verbreitungsgebiet der in Europa einzigen Zieselart umfasst einen südosteuropäischen Teil (Moldawien, Ostrumänien, Ukraine, Bulgarien) und einen nordwestlichen Teil, der große Teile des pannonischen Beckens beinhaltet. Getrennt werden diese Areale durch die Karpaten, isolierte Populationen gibt es in Mazedonien und Nordgriechenland (Spitzenberger und Bauer 2001). In der ersten Hälfte des 20. Jahrhunderts war die Art auch noch in Ostdeutschland anzutreffen (Brinkmann 1951). In Österreich beschränkt sich das Vorkommen der Art auf den vom pannonischen Klima beeinflussten Nordosten. Hier ist es im Nord- und Mittelburgenland, an den nördlichen, nordöstlichen und südlichen Stadträndern Wiens und einigen Teilen (Nordosten, Osten und Süden) Niederösterreichs anzutreffen (Enzinger 2017). Die Tiere bevorzugen steppenartige Lebensräume mit kurzer Vegetation und nur vereinzelt Bäumen und Sträuchern (Ramos-Lara et al. 2014). Auch Ackerrandstreifen, Straßenränder, Weingärten und anthropogen geprägte Grünflächen, wie z.B. Sportplätze, werden mittlerweile besiedelt (Brenner et al. 2017).

1.2 Verbreitung und Schutzstatus in Österreich

Seit einigen Jahrzehnten sind die Zieselbestände in Österreich drastisch zurückgegangen und fragmentiert worden. Dies ist unter anderem auf die Einstellung der extensiven Weidewirtschaft im pannonischen Flachland zurückzuführen, Halbtrockenrasen und Trockenrasen wurden in landwirtschaftlich genutzte Flächen umgewandelt, aufgeforstet oder verwaldeten (Spitzenberger und Bauer 2001). Das Ziesel gilt in der Roten Liste der Säugetiere Österreichs (Spitzenberger 2005) als „stark gefährdet“, in der Roten Liste der International Union for Conservation of Nature (IUCN) wird es als „gefährdet“ eingestuft (Coroiu et al. 2008). Da die Richtlinie 92/43/EWG (Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie) der Europäischen Union das europäische Ziesel europaweit gesetzlich unter strengen Schutz stellt, hat die Europäische Kommission 2013 einen Aktionsplan mit spezifischen Maßnahmen für die Erhaltung der Art ausgearbeitet (Janak et al. 2013). Folgend wurden in Niederösterreich Zieselvorkommen erhoben sowie Schutzmaßnahmen bestimmt und durchgeführt (Enzinger et al. 2006, Enzinger und Gross 2012, Enzinger und Gross 2015, Enzinger und Gross 2017).

1.3 Die Population der Perchtoldsdorfer Heide

Auch die Population der Perchtoldsdorfer Heide wurde im Zuge der Schutzmaßnahmen überwacht. Die südlich von Wien gelegene Perchtoldsdorfer Heide (Abb. 1) wandelte sich im Laufe der letzten zwei Jahrhunderte von einer einst offenen Weidefläche und zeitweise Panzerübungsgelände, zu einem Naherholungs- und Naturschutzgebiet. Die Perchtoldsdorfer Heide bietet mit ihren Trockenrasenflächen Lebensraum für viele bedrohte Tier- und Pflanzenarten (Drozdowski und Mrkvicka 2017) und ist laut § 9 der nationalen Verordnung über die Europaschutzgebiete Teil des europaweiten Schutzgebietnetzes „Natura 2000“, welches auf rechtlicher Basis der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie und Vogelschutzrichtlinie der Europäischen Union gebildet wurde.

Bereits 2005 wurde der isolierte Zieselbestand erfasst und Baue kartiert, nachdem ein Rückgang der Individuenzahl beobachtet wurde (Hufnagl et al. 2005). In den darauffolgenden Jahren wurde das Monitoring jährlich fortgeführt. Während die Individuenzahl der Population bis 2012 noch auf 72 Individuen anstieg (Rotter und Philippi 2012), umfasste sie 2015 nur noch 29 Tiere (Rotter et al. 2015). Schließlich wurde 2017 die Zahl der Tiere auf 22 geschätzt. Als möglicher Grund für die Abnahme des Bestandes wurden Sprengungen während des Winterschlafs der Tiere in den Jahren 2012-2016 in

einem nahegelegenen Steinbruch angenommen. Auch der hohe Besucherdruck, freilaufende Hunde und Inzuchtdepression kommen als mögliche Ursache in Frage. Aufgrund der steigenden Gefahr von Inzuchterscheinungen und des Aussterbens der Population der Perchtoldsdorfer Heide, wurde eine Aufstockung des Bestandes durch Individuen einer geeigneten Spenderpopulation angeraten (Steiner und Drozdowski 2017).



Abb. 1: Die Perchtoldsdorfer Heide im Frühling.

1.4 Arterhaltungsmaßnahmen und veterinärmedizinische Aspekte

Die Zerstörung, Fragmentierung und schließlich der Verlust von Lebensräumen sind die wichtigsten Gründe für den zunehmenden Rückgang der Artenvielfalt weltweit (Fahrig 1997). In der Roten Liste der gefährdeten Tierarten der International Union for Conservation of Nature and Natural Resources (IUCN) sind momentan rund 31.000 vom Aussterben bedrohte Arten aufgelistet, 25 % davon gehören zu den Säugetieren. Die Aufstockung stark gefährdeter Wildtierpopulationen und die Wiederansiedlung gebietsweise vollständig ausgestorbener Tierarten ist ein wichtiges Element des Arten- und Naturschutzes und hat zunehmend an Bedeutung gewonnen (Taylor et al. 2017). Ziel solcher Maßnahmen ist es, die genetische Vielfalt von isolierten Populationen zu stärken, Satellitenpopulationen zu bilden um das Risiko des Artverlustes zu verringern und das Populationswachstum zu beschleunigen, nachdem sich ein Lebensraum von negativen Einflüssen erholt hat (Griffith et al. 1989). Seit 1990 wurden Wiederansiedlungsprojekte von mindestens 498 Tierarten durchgeführt (Seddon et al. 2007) und seit den 1950er Jahren rund 3826 Publikationen zu diesem Thema veröffentlicht (Bajomi et al. 2010). Der Erfolg solcher Maßnahmen hängt von vielen Faktoren ab, die bei der Planung und Durchführung berücksichtigt werden müssen

(Griffith et al. 1989). Sowohl für die Tiere der Spender- als auch der Empfängerpopulation stellt eine Translokation immer ein gesundheitliches Risiko dar. Infektionserreger, darunter auch Endoparasiten, die durch Einschleppung fremder Tierarten oder im Zuge einer Translokation im Rahmen der Arterhaltung in der Spenderpopulation zu keinem akuten Krankheitsgeschehen geführt haben, können durch symptomlose Träger in die Empfängerpopulation eingetragen werden und zu akuten Infektionsausbrüchen innerhalb der Population führen (Griffith et al. 1993). Stress, dem die Tiere während Fang, Transport und Adaption an die neue Umgebung ausgesetzt sind, kann zu einer Immunsuppression führen und Infektionen begünstigen (Dickens et al. 2010). Beispielsweise führte die Einführung des Nordamerikanischen Grauhörnchens (*Sciurus carolinensis*) Ende des 19. Jahrhunderts in Großbritannien zu einem Ausbruch von Pockenviren (Squirrelpox virus, SQPV) und einer starken Abnahme der Population des Roten Europäischen Eichhörnchens (*Sciurus vulgaris* - Sainsbury et al. 2008). Ein Aufstockungsversuch dieser Art in den 90er Jahren scheiterte, da mehrere angesiedelte Tiere am SQPV erkrankten (Carroll et al. 2009).

Daher gilt es im Zuge der Planung von Translokationsprojekten das Risiko von Infektionskrankheiten einzuschätzen und Maßnahmen zu etablieren, um eine Übertragung zu verhindern (Cunningham 1996, Sainsbury und Vaughan-Higgins 2012). Die Studie von Griffith et al. (1993) zeigt, dass ein Großteil der Translokationen von Wildtieren in der Vergangenheit ohne Rücksicht auf etwaige Infektionsrisiken durchgeführt wurde. Bei rund 25 % der Projekte, die die AutorInnen rückblickend bewerten, wurden die Tiere vor der Freilassung nicht einmal einer klinischen Untersuchung unterzogen. 2013 veröffentlichte die IUCN Richtlinien für die Durchführung von Wiederansiedlungen und Translokationen im Zuge des Artenschutzes und im folgenden Jahr ein Handbuch zur Risikoanalyse von Wildtierkrankheiten für Artenschutzprojekte, das in Zusammenarbeit mit der World Organisation for Animal Health (OIE) entstand. Darin werden neben einer empfohlenen Vorgangsweise bei Translokationen von Tieren auch veterinärmedizinisch relevante Aspekte berücksichtigt und Maßnahmen vorgeschlagen, um die Gesundheit von Quell- und Zielpopulation zu gewährleisten und langfristig zu überwachen. Darunter fällt auch eine Erhebung des Gesundheitszustandes der Quellpopulation mittels serologischer Diagnostik oder pathologischer Untersuchung von Totfunden, bevor Tiere aus Spenderpopulationen gefangen und in Quarantäne gehalten werden (Jakob-Hoff et al. 2014). Auch Woodford (2000) betont die Wichtigkeit einer Risikoanalyse von möglichen Infektionskrankheiten und einer veterinärmedizinischen Untersuchung und Diagnostik der Quellpopulation in Bezug auf bereits bekannter Erreger. Der Autor gibt, gestützt auf die Veröffentlichungen von OIE und

IUCN, auch eine Empfehlung für ein Gesundheitsscreening von Nagetieren. Diese umfasst neben einer endoparasitären und mikrobiellen Kotuntersuchung auch die mikrobielle Untersuchung des oberen Respirationstraktes. Des Weiteren wird eine serologische Diagnostik inklusive der Untersuchung auf Blutparasiten empfohlen. Außerdem soll eine klinische Untersuchung mit Adspektion der Zähne, Palpation des Abdomens und Evaluierung der Körperkondition erfolgen. In den letzten Jahren wurden einige auf diverse Tierarten abgestimmte Risikoanalysen und Protokolle für Translokationen und Wiedereinführungsprojekte erarbeitet (Beckmann et al. 2014, Mc Gill et al. 2005, Corn und Nettles 2001, Masters und Sainsbury 2011, Neimanis und Leighton 2004, Vaughan-Higgins et al. 2016).

1.5 Mikrobielle Infektionserreger

Bakteriell oder mykotisch bedingte Infektionen sind bei *S. citellus* kaum beschrieben. Grundsätzlich jedoch ist das Spektrum an bakteriellen Infektionskrankheiten die Nagetiere und somit auch Vertreter der *Sciuridae* betreffen können, groß. Für die Erreger der Yersiniose, *Yersinia (Y.) pestis*, *Y. pseudotuberculosis* und *Y. enterocolica*, dienen in Europa Vögel, Ratten, Mäuse und Artangehörige der Echten Hasen (*Lepus*) als Reservoirwirten (Najdenski und Speck 2012). *Y. pestis* ist bekannt als der Erreger der Pest, eine Erkrankung von historischer Bedeutung und hohem zoonotischen Potenzial (Gage und Kosoy 2005). Heutzutage sind vor allem Entwicklungsländer betroffen – rund 90 % der berichteten Krankheitsausbrüche ereigneten sich in den letzten Jahren in Afrika (Raoult et al. 2012). Rund 203 für *Y. pestis* empfängliche Arten von Nagetieren und Hasenartigen sind in der Literatur beschrieben, darunter auch *Spermophilus* spp. (Pollitzer 1960). Die Tuberkulose bei Wildtieren in Europa wird hauptsächlich durch *Mycobacterium (M.) bovis* ausgelöst (Gavier-Wildén et al. 2012) und betrifft neben Wildwiederkäuern, Wildschweinen und Waschbären zu geringem Teil auch Füchse und Nagetiere (Wilson et al. 2009). Ein weiterer Erreger der Gattung *Mycobacterium*, *M. avium* subspecies (subsp.) *paratuberculosis*, zeichnet sich durch eine Infektion in Form einer chronischen Enteritis und langer Inkubationszeit aus (Williams 2001). Ein Nachweis bei einem Richardson Ziesel (*Urocitellus richardsonii*) ist dokumentiert. Die pathologische Untersuchung des Tieres ergab granulomatöse Entzündungsherde in verschiedenen Organen, einschließlich der Lunge und des Gastrointestinaltraktes (Juan-Sallés et al. 2009). In Europa sowie in Asien und den USA zeigen Erreger der Gattung *Bartonella (B.)* in Nagetieren eine weite Verbreitung (Birtles und Harrison 1994, Kosoy et al.

1997, Ying et al. 2002). In Washoe County (USA) ließen sich Kulturen von *Bartonella* in insgesamt 33,3 % der beprobten Tiere unterschiedlicher Nagetierarten, darunter auch *Callospermophilus (C.) lateralis* und *Otospermophilus (O.) beecheyi*, isolieren. Das Isolat, das in einem Individuum von *O. beecheyi* nachgewiesen wurde, erwies sich als identisch mit *B. washoensis*, dessen Kultivierung bei einem 70-jährigen Mann gelang, der an einer Myocarditis erkrankte (Kosoy et al. 2003). In einer britischen Studie von Simpson et al. (2013) in der pathologische Untersuchungen an 163 toten Eurasischen Eichhörnchen (*Scuirus (S.) vulgaris*) durchgeführt wurden, zeigten einige Tiere pathologische Veränderungen die in Zusammenhang mit einer Infektion bakterieller oder mykotischer Genese gebracht werden konnten. Neben *Bordetella brochiseptica* aus den Lungen zweier Tiere mit Bronchopneumonie, konnte *Staphylococcus (S.) aureus* bei vier Tieren mit hochgradig exsudativer Dermatitis nachgewiesen werden. Auch Sporen des Pilzes *Emmonsia crescens* befanden sich in der granulomatös veränderten Lunge eines Tieres. Eine weitere Studie berichtet von einem Fall oropharyngealer und orotrachealer Candidose, verursacht durch den Hefepilz *Candida (C.) albicans*, bei *S. vulgaris* (Simpson et al. 2009).

Die Bakteriengattung der Mykoplasmen ist sehr divers, im Tier- und Pflanzenreich sind über 200 verschiedene Arten beschrieben, viele sind noch unbekannt (Nicholas 2012). Die Pathogenität von Mykoplasmen variiert stark, sie können Teil der Schleimhautflora ihres Wirts sein oder schwerwiegende Erkrankungen auslösen. Am häufigsten zeigt sich eine klinische Manifestation in Form einer Pleuropneumonie. Arthritiden, Mastitiden und Entzündungen des zentralnervösen Systems können ebenso auftreten (Whithear 2001). In einer Studie von Koshimizu et al. (1993) konnten *Mycoplasma (M.) pulmonis* und *M. arthritidis* in Genitaltrakt, Trachea und Maulhöhle verschiedener asiatischer Nagetierarten isoliert werden. 1977 wurden in zwei Individuen der Art *U. richardsonii* Mykoplasmen nachgewiesen (Langford 1977), welche später als die neu entdeckte Art *M. citelli* beschrieben wurde (Rose et al. 1978). Posautz et al. (2015) konnten zwei Mykoplasmen-Isolate identifizieren, die eine hohe Ähnlichkeit mit *M. citelli* aufwiesen und eine Verwandtschaft beider Arten vermuten lässt. Die Isolate wurden bei zwei männlichen neben einer Straße gefundenen Tieren festgestellt, die neben traumatischen Verletzungen auch entzündliche Veränderungen von Lunge und Bronchien zeigten. Drespling und Garber (2019) gelang es, zwei bisher noch unbekannte Mykoplasmenarten aus 34 von 45 Lungenproben verstorbener Individuen zu kultivieren und einen Überblick über die Hauptkomponenten der Mikroflora von entzündlich veränderten und unveränderten Lungen von *S. citellus* zu geben. Insgesamt konnten 36 weitere Bakterienarten und 10 Pilzarten

nachgewiesen werden, Vertreter der Gattungen *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Escherichia* und *Actinobacillus* waren vorwiegend vertreten. Ein Zusammenhang zwischen den festgestellten Erregern und pathologischen Veränderungen der Lunge wurde jedoch nicht angenommen.

1.6 Enterale Mikroflora

Die Zusammensetzung des intestinalen Mikrobioms hat einen großen Einfluss auf die Biologie und Ökologie von Säugetieren (Suzuki 2017) und gewinnt in der Humanmedizin zunehmend an Bedeutung (Kinross et al. 2011). Zwar ist in der Literatur einiges zur enteralen Flora von Ratten und Mäusen beschrieben (Brooks et al. 2003, Schaedler und Dubos 1962, Katouli et al. 1994), Labormodelle sind jedoch laut Viney (2008) nur begrenzt auf wildlebende Nagetiere übertragbar und die Untersuchung des Mikrobioms von Wildpopulationen somit von großer Wichtigkeit. Auch wenn die Darmflora von *S. citellus* noch nicht beschrieben wurde, gibt es Studien zu anderen Zieselarten. In einer Studie von Cloud-Hansen et al. (2007) zu antibiotikaresistenten Darmbakterien beim Dreizehnstreifenhörnchen (*Ictidomys (I.) tridecemlineatus*), welches in Nordamerika beheimatet ist, konnten aus den Caeca von untersuchten Tieren dieser Art Enterobacteriaceae wie *Providencia rettgeri*, *Morganella morganii*, *Escherichia fergusonii*, *Proteus* sp., *Pseudomonas* sp., *Stenotrophomonas maltophilia* und *Comamonas* sp. isoliert werden. Außerdem wurden gram-positive Bakterien wie *Staphylococcus* sp., *Enterococcus* sp., *Bacillus* sp., *Paenibacillus* sp. und *Chryseobacterium* sp. nachgewiesen. Eine weitere Studie von Carey et al. (2013), in der die Veränderung der Darmflora während des Winterschlafs von *I. tridecemlineatus* untersucht wurde, nennt Bakterien der Familien *Desulfovibrionaceae*, *Rickenellaceae*, *Prevotellaceae*, *Bacteroidaceae*, *Porphyromonadaceae*, *Ruminococcaceae*, *Lactobacillaceae*, *Lachnospiraceae*, *Verrucomicrobiaceae* und der Ordnung *Burkholderiales* ohne näher auf Gattung und Art einzugehen. Diese Ergebnisse decken sich größtenteils mit den Ergebnissen der Studie von Dill-McFarland et al. (2014), welche die Zusammensetzung der mikrobiellen Darmschleimhautflora von *I. tridecemlineatus* im Winterschlaf und der restlichen Zeit des Jahres verglich. Stevenson et al. 2014 befassten sich mit dem selben Thema und beschrieben saisonale Änderungen in der Zusammensetzung der mikrobiellen Darmflora des Arktischen Ziesels (*U. parryii*). Vor allem Bakterien der Phyla *Bacteroidetes* und *Firmicutes* waren vorherrschend.

1.7 Viren

Viruserkrankungen die beim europäischen Ziesel nachgewiesen wurden, sind nicht dokumentiert. Es gibt jedoch einige, unter anderem humanpathogene Viren, die andere Nagetierarten betreffen und somit auch für *S. citellus* relevant sein können. Die Studie von Hoffmann et al. (2015) beschreibt die Entdeckung des Bunthörnchen-Bornavirus 1, einem Subtyp des Säugetier-Bornavirus. Das Virus konnte aus Gewebeproben des zentralen Nervensystems von drei Menschen, die zwischen 2011 und 2013 an einer tödlich verlaufenden Encephalitis erkrankt waren, isoliert werden. Alle Patienten waren Züchter von Bunthörnchen (*S. variegatoides*), die vor der Erkrankung von ihren Tieren gekratzt oder gebissen worden waren. Weiters konnte das Virus in einer Studie von Schlottau et al. (2017) in 11 von 468 beprobten Eichhörnchen aus privater Haltung in Deutschland, den Niederlanden und Großbritannien nachgewiesen werden. Die positiv getesteten Tiere gehörten den Arten *S. variegatoides* oder *Callosciurus prevostii* an und zeigten keinerlei klinische Symptome. Ein weiterer zoonotischer viraler Erreger ist das Lymphozytäre-Choriomeningitis-Virus (LCMV). Als Hauptreservoir fungieren Mäuse (*Mus (M.) musculus* und *M. domesticus*). Auch als Haustiere gehaltene Hamster und Mäuse können Überträger sein. In den meisten Fällen verläuft die Erkrankung beim Menschen lediglich mit grippalen Symptomen. In schweren Fällen jedoch geht sie mit einer aseptischen Meningitis oder Meningoenzephalitis einher und betrifft andere Organe (Lapošová et al. 2013). Der größte Ausbruch mit 181 Infektionen ereignete sich 1973/1974 in den USA (Hotchin et al. 1974). Ursprung der Serie von Erkrankungen waren Hamster die in Krankenhäusern als Versuchstiere gehalten wurden. Auch humanpathogene Hantaviren werden von Nagetieren übertragen und sind weltweit verbreitet. In Europa treten vor allem Infektionen mit dem Puumala (PUUV), Dobrava (DOBV), Hantaan (HNTV), Saaremaa (SAAV), Tula (TULV) und Seoul Virus (SEOV) auf (Monchatre-Leroy et al. 2017). Die Übertragung erfolgt durch die Inhalation von Staubpartikeln der Exkremente persistent infizierter Tiere. Schwere Krankheitsverläufe zeichnen sich durch eine pulmonale und renale Manifestation aus, die Symptome lassen sich als „hämorrhagisches Fieber mit renalem Syndrom“ (HFRS) bezeichnen (Gligic et al. 1992). Bei den infizierten Überträgertieren verläuft die Infektion asymptomatisch (Klempa 2018, Heyman et al. 2011). In einer Studie von Bowen et al. (1997) wiesen 24 von 344 beprobten wildlebenden Nagetieren in Österreich, darunter Individuen der Rötelmaus (*Clethrionomys glareolus*), Gelbhalsmaus (*Apodemus (A.) flavicollis*), Waldmaus (*A. sylvaticus*) und der Hausmaus (*M. musculus*), Antikörper gegen Hantaviren auf. Bei 10 Tieren wurde das Antigen nachgewiesen.

1.8 Endoparasiten

Endoparasitär bedingte Infektionen des Gastrointestinaltraktes bei wildlebenden Säugetieren sind nicht ungewöhnlich und können zeitlebens persistieren, ohne mit akuten Symptomen oder pathologischen Veränderungen einherzugehen. Unter natürlichen Voraussetzungen kommt es daher meist zu subklinischen oder milden Krankheitsverläufen. Akute Krankheitsausbrüche sind vor allem ein Problem der Intensivtier- und Wildtierhaltung und können in Populationen unnatürlich hoher Dichte, z.B. aufgrund eines Habitatverlustes, auftreten (Lucius und Frank 2008).

In einer Übersichtsarbeit von Wilber et al. (1998) sind insgesamt 26 Arten von Eimerien gelistet, die in der Vergangenheit bei zu den Echten Erdhörnchen (*Marmotini*) gehörenden Nagetieren beschrieben wurden. Bei *S. citellus* sind laut Autoren Infektionen mit *Eimeria* (*E.*) *citelli*, *E. callospermophili* und *E. cynomysis* bekannt. Pathologische Veränderung zeigten sich bei massivem Befall von *E. citelli* bei *S. citellus* in Form einer kattharalischen Enteritis in Dünn- und Dickdarm (Pellérdy 1974). Neben *E. callospermophili*, *E. citelli* und *E. cynomysis* wurden in einer Studie von Diakou et al. (2015), in der 126 Individuen verschiedener griechischer Populationen beprobt wurden, mindestens je zwei bisher unbestimmte Arten von *Cryptosporidium* und *Entamoeba* nachgewiesen. Golemansky und Koshev (2009) gelang neben dem Nachweis der bereits bekannten *Eimeria*-Arten außerdem ein Nachweis von *Klossia* sp. bei sechs von 109 beprobten Tieren aus Bulgarien. Bei insgesamt 88,05 % der untersuchten Tiere konnten Oozysten von Kokzidien nachgewiesen werden. Ähnlich häufig wurden Kokzidien in Individuen verschiedener slowakischer Populationen nachgewiesen (Kvičerová 2008). Eimerien waren in 100 % der Tiere präsent, des Weiteren wurden Oozysten der Gattung *Adelina* nachgewiesen. In der Studie von Kahlen (2017) wurden bei 96,8 % der untersuchten Individuen Oozysten von Eimerien gefunden, die Arten der Eimerien wurden nicht genauer bestimmt. Bei den untersuchten Tieren handelte es sich um 63 im Straßenverkehr gestorbene Ziesel aus Niederösterreich, deren endoparasitäre Belastung im Zusammenhang mit ihrer Körperkondition erforscht wurde. Über intestinale Helminthen des Europäischen Ziesels ist wenig bekannt, lediglich der Nachweis der Gattungen *Brachylaima* (Diakou et al. 2015) und *Trichuris* (Kvičerová 2008) ist beschrieben. Zu Endoparasiten anderer Zieselarten wurden weitaus mehr Untersuchungen publiziert. Bei 35,9 % von 114 beprobten Perlzieseln (*S. suslicus*) in Osteuropa ließen sich Oozysten von *Cryptosporidium* nachweisen (Kloch und Bajer 2012). Bei den in Nordamerika beheimateten Zieselarten *U. richardsonii*, *U. armatus*, *O. becheyi*, *C. lateralis*, *O. variegatus*, *I. tridecemlineatus* und *U. undulatus* (Todd und Hammond 1968a,b, Todd et al. 1968,

Sampson 1969) wurden Infektionen mit Eimerien beschrieben. Auch Nachweise von *Cryptosporidium* bei *O. beecheyi*, *U. beldingi* und *C. lateralis* sind bekannt (Li et al 2015). In einer Studie zum Wyoming-Ziesel (*U. elegans*), welches in Nordamerika beheimatet ist, wurden die zu den Cestoden zählenden Arten *Hymenolepsis citelli* und *Taenia taxidiensis* nachgewiesen, ebenso gelang der Nachweis von *Citellinema bifurctum* und *Syphacia citelli* (Shults und Stanton 1987). Eine hohe Prävalenz verschiedener Arten von Eimerien ergab eine Untersuchung von Stanton et al. (1992) – in 69 % der 1019 untersuchten Individuen von *U. elegans* war mindestens eine der Arten *E. becheeyi*, *E. bilamellata*, *E. callospermophili*, *E. larimerensis*, *E. morainensis* und *E. spermophili* präsent. Neben Eimerien sind auch Arten von *Isospora* bei *S. fulvus* und *O. variegatus* und *S. maximus* beschrieben. Des Weiteren sind Arten von *Sarcocystis* bei *U. richardsonii* und *S. fulvus* dokumentiert, ebenso wie die Besiedlung von *Klossia* und *Besnoitia* bei *S. fulvus* (Levine und Ivens 1990).

1.9 Ziel der Studie

Ziel der Studie war es, den Gesundheitszustand der Tiere zu erheben um ein Infektionsgeschehen als Grund für den festgestellten Populationsrückgang auszuschließen. Außerdem wurden Prädispositionen innerhalb des Bestandes ermittelt um negativen Einflüssen durch die Spenderpopulation vorzubeugen. Bei der Diagnostik, die eine bakteriologische, virologische, parasitologische und adspektorische Untersuchung der Tiere umfasste, wurden die für die Tierart und deren übergeordnete Taxa spezifischen relevanten Infektionserreger berücksichtigt.

2. MATERIAL UND METHODE

2.1 Fang der Tiere und Probenahme

Vor dem Start des Projektes wurde die geplante Studie (Probeentnahme) von der Ethik- und Tierschutzkommission der Veterinärmedizinischen Universität im Hinblick auf ihre Übereinstimmung mit der Good Scientific Practice und den einschlägigen nationalen Rechtsvorschriften geprüft und befürwortet. Der Lebendfang und die Markierung der Tiere zu Monitoringzwecken wurde vom Amt der Niederösterreichischen Landesregierung, Abteilung Naturschutz, genehmigt.

Der Fang der Ziesel erfolgte im Zeitraum von März bis Juli 2018 mit einer Methode, die bereits durch Millesi et al. (1999 a,b), Huber et al. (1999) und Hoffmann et al. (2003) beschrieben wurde. Zum Einsatz kamen mit Erdnussbutter und Karotten beköderte Lebendfallen (Tomahawk Live Trap, USA), die in der Nähe von Baueingängen aufgestellt und laufend beobachtet wurden. Die Fallen haben zwei gegenüberliegende Eingänge, die zum Fang hochgeklappt sind. In der Mitte der Falle befindet sich eine Wippe aus Blech, auf der die Köder drapiert sind (Abb. 3). Beim Betreten der Wippe löst das Ziesel den Schließmechanismus der Falle aus – die gegenüberliegenden Eingänge schließen zeitgleich. Befand sich ein Ziesel in der Falle, wurde ein Eingang hochgeklappt und das Tier in einen selbstgenähten Hantierungssack entlassen, der aus einem konisch zusammenlaufenden Textilschlauch besteht (Abb. 2). Im Fangsack wurden die Tiere mit einer handelsüblichen Haushaltswaage (Beurer, Deutschland) gewogen (Abb. 5), das Gewicht wurde auf ganze Zahlen gerundet. Anschließend wurde mittels Radio Frequency Identification (RFID) Chiplesegerät (Halo, Großbritannien) überprüft, ob das Individuum bereits gefangen und markiert wurde (Abb. 6). Handelte es sich um ein unmarkiertes Tier, wurde der Fangsack an einer Stelle im Bereich des Rückens des Tieres geöffnet und ein RFID-Chip (Virbac, Frankreich) mittels Applikator seitlich der Wirbelsäule subkutan injiziert. Anschließend wurde das Tier aus dem Fangsack genommen und fixiert. Dabei fixierte eine Hand Kopf und Rücken des Tieres, während die Finger der anderen Hand die Hinterbeine umfassten (Abb. 4 und 7). Um die sich am Kopf des Tieres befindliche Hand zu schützen, wurde ein bissicherer Lederhandschuh verwendet (Abb. 7). Das Tier wurde auf Verletzungen und Anzeichen auf Vorliegen eines akuten Krankheitsgeschehens, wie z.B. Augen- und Nasenausfluss oder massivem Befall von Ektoparasiten, untersucht und das Geschlecht ermittelt. Anschließend wurden die Speicheltupferproben entnommen. Für die virologische Untersuchung wurde ein steriler Trockentupfer (Sarstedt, Deutschland) an die

Maulschleimhaut des Ziesel geführt und gedreht, während das Tier Kaubewegungen ausführte. Für die bakteriologische Untersuchung wurden mit selber Vorgehensweise Abstrichtupfer mit Agargel-Transportmedium (Sarstedt, Deutschland) verwendet. Frischer Kot wurde aus dem Fangsack, der Falle oder direkt beim Kotabsatz des Tieres während der Fixierung in der Hand entnommen und in Proberöhrchen gegeben.

Nach der Probenahme wurde das Tier entlassen und die Falle erneut aufgestellt. Ziesel, die nach dem ersten Fang erneut gefangen wurden, konnten direkt nach Überprüfung des RFID-Transponders aus dem Fangsack entlassen werden. Erneut abgesetzter Kot wurde dem bereits gesammelten Kot zugeführt, oder für eine weitere Kotuntersuchung gesammelt, falls sich der Wiederfang nach bereits erfolgter parasitologischer Untersuchung ereignete. Die entnommenen Proben wurden durchgehend kühl gelagert und an Institute der Veterinärmedizinischen Universität Wien weitergegeben. Die Speicheltupferproben wurden sowohl am Institut für Virologie als auch am Institut für Mikrobiologie untersucht, die Kotproben im Institut für Mikrobiologie und im Forschungsinstitut für Wildtierkunde und Ökologie ausgewertet.



Abb. 2: *S.citellus* in der Drahtwippfalle. Ein Eingang wird hochgeklappt und der Fangsack, in den das Tier flüchten kann, über die Öffnung gestülpt.



Abb. 3: beköderte Drahtwippfalle.



Abb. 4: Fixierung von *S. citellus* zur Speicheltupferentnahme in der Hand.



Abb. 5: Gewichtsmessung des gefangenen Individuums im Fangsack.



Abb. 6: *S. citellus* befindet sich nach der Entnahme aus der Falle im Fangsack. Mit einem RFID-Chiplesegerät wird kontrolliert, ob das Tier bereits gefangen und markiert wurde.



Abb. 7: Fixierung des Tieres in der Hand. Als Schutz vor einem Biss dient ein Lederhandschuh.

2.2 Mikrobiologische Untersuchung

Die bakteriologische Untersuchung der Speichel- und Kotproben wurde fortlaufend während Fang und Probeentnahme am Institut für Mikrobiologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien, durchgeführt. Für jedes gefangene und beprobte Ziesel wurde ein Untersuchungsbericht mit Angaben zu Menge und Art der identifizierten Bakterien angefertigt.

2.2.1 Kultivierung

Jeder Speicheltupfer wurde direkt mit einem Verdünnungsausstrich auf festen Nährböden (Becton Dickinson, USA) ausgestrichen. Für jeden Speicheltupfer wurden zwei Columbia-Agarplatten mit je 5 % Schafblut, ein Colistin-Nalidixinsäure-Agar (CNA) mit 5 % Schafblut (Selektivmedium zur Unterdrückung des Wachstums gramnegativen Bakterien), ein MacConkey-Agar (Selektivmedium zur Unterdrückung des Wachstums grampositiver Bakterien) und ein Sabouraud-Dextrose-Agar (zur Anzucht von Schimmelpilzen und Hefen) verwendet. Die Columbia-Agarplatten wurden 48 h bei 37 °C inkubiert. Die Bebrütung einer Platte erfolgte unter einer 5%igen CO₂-Atmosphäre, die der anderen Platte anaerob. Der MacConkey-Agar wurde 24 h bei 37 °C bebrütet, der CNA-Agar ebenso, jedoch unter 5%iger CO₂-Atmosphäre. Der Sabouraud-Dextrose-Agar wurde über einen Zeitraum von ein bis zwei Wochen bei 28 °C und unter aeroben Bedingungen inkubiert. Nach dem Routineausstrich wurden die Tupfer in ein 2-Sucrose-Phosphat (2-SP) Probenaufbereitungsmedium (Institut für Mikrobiologie, Veterinärmedizinische Universität Wien) gegeben. Geringe Mengen wurden auf einen Spiorplasma-4 (SP-4)-Agar (Institut für Mikrobiologie, Veterinärmedizinische Universität Wien) ausgestrichen und in ein SP-4-Medium übertragen, um Flüssigkulturen herzustellen. Der in dem Medium befindliche Phenolrot-Indikator zeigt das Wachstum von Mykoplasmen mit einem Farbumschlag an. Grund für den Farbumschlag ist die Änderung des pH-Werts aufgrund von Stoffwechselprozessen der Mykoplasmen. Die Platten wurden bei 37 °C und unter 5%iger CO₂-Atmosphäre bebrütet. Die aufbereitete Probe im SP-4-Medium wurde ebenso bei 37 °C inkubiert, jedoch unter aeroben Bedingungen. Während der Bebrütung wurden die Platten laufend mikroskopisch kontrolliert. Auch die Flüssigkulturen wurden laufend auf das Vorliegen einer Farbänderung geprüft.

Jede Kotprobe wurde mit einem 2-SP-Puffer aufbereitet und auf zwei Columbia-Agarplatten, einer CNA-Agarplatte und einer McConkey-Agarplatte ausgestrichen. Die Bebrütung erfolgte

unter den selben Bedingungen wie bei den Nährböden der Speichelproben. Außerdem wurden die Kotproben auf einem Campylobacter-Selektiv-Agar ausgestrichen, die Inkubation erfolgte bei 42 °C und in einer mikroaeroben Atmosphäre. Für den Nachweis von Salmonellen wurde ein Xylose-Lysin-Desoxycholat (XLD)-Agar verwendet. Hierfür wird die Probe mit gepuffertem Peptonwasser vorangereichert und anschließend in eine Rappaport-Vasiliadis-Soya (RVS)-Bouillon gegeben. Nach einer 24-stündigen Inkubation bei 42 °C wurde die XLD-Platte mit einem Ausstrich versehen und unter aeroben Bedingungen 24h lang bei 37 °C bebrütet. Das Bakterienwachstum auf den Platten wurde folgendermaßen semiquantitativ beschrieben: kein Wachstum (0), vereinzelte Kolonien vorhanden (1), geringgradige (ggr.) Mengen (2), ggr.–mittelgradige (mgr.) Mengen (3), mgr. Mengen (4), mgr.–hochgradige (hgr.) Mengen (5), hgr. Mengen (6).

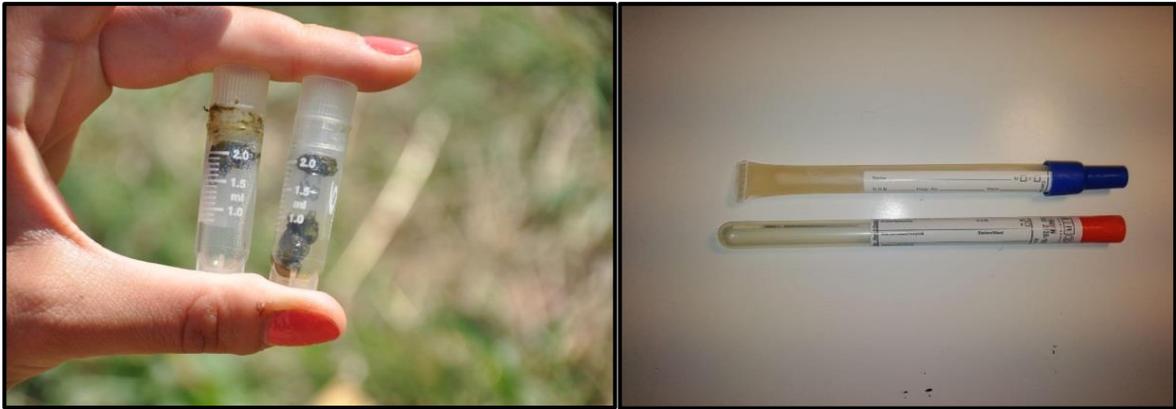


Abb. 8 und 9: links: frisch abgesetzter Kot von *S.citellus* in Proberöhrchen, rechts: Speicheltupfer zur Entnahme von Speichelproben für die bakteriologische und virologische Untersuchung.

2.2.2 MALDI-ToF

Für die Identifikation der kultivierten Bakterienarten wurden Reinkulturen entnommen und für das Verfahren der Matrix–Assistierten Laser–Desorption–Ionisierung (MALDI) und der Flugzeitanalyse, zu englisch „Time of Flight“ (ToF - Holland et al. 1996) zur Massenspektroskopie, aufbereitet. Die erzeugten Spektren wurden mit der systeminternen Datenbank und einer In-House Referenzspektren-Datenbank verglichen und die Artzugehörigkeit der untersuchten Bakterienkulturen ausgemacht.

2.2.3 16S rRNA-Gensequenzierung

Auch die Methode der 16S rRNA Sequenzierung (Patel 2001) wurde eingesetzt. Hierbei wurde das 16S rRNA-Gen der mittels MALDI-ToF-MS nicht identifizierten Bakterien durch das Verfahren der Polymerase-Kettenreaktion, zu englisch „polymerase chain reaction“ (PCR) amplifiziert und anschließend sequenziert. Die gewonnene 16S rRNA-Sequenz wurde mit einer internen Datenbank und der GenBank®-Datenbank des National Center for Biotechnology Information (NCBI) verglichen.

2.3 Virologische Untersuchung

Am Institut für Virologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien erfolgte von den entnommenen Speicheltupfern ein Nachweis auf die in Europa relevantesten bei Nagetieren vorkommenden und humanpathogenen Hanta Viren – dem Puumala Virus (PUUV), Dobrava-Belgrade Virus (DOBV), Seoul virus (SEOV) und Hantaan Virus (HTNV - Klempa 2018) mittels Methoden der Reverse-Transkriptase-PCR (RT-PCR) und *nested* PCR (Müller und Ruben Prange 2016) nach Klempa et al. (2006). Der Nachweis auf das Bunthörnchen-Bornavirus-1 (VSBV-1) wurde mittels quantitativer Echtzeit-PCR (RT-qPCR – Müller und Ruben Prange 2016), angelehnt an die in Hoffmann et al. (2015) verwendeten Methoden, durchgeführt. Des Weiteren wurde mittels RT-PCR ein Nachweis des lymphozytären Choriomeningitis Virus (LCMV) durchgeführt (Welsh 2008).

2.4 Parasitologische Untersuchung

Die parasitologische Untersuchung der entnommenen Kotproben erfolgte am Forschungsinstitut für Wildtierkunde und Ökologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien mittels Techniken der Kotflotation (Deplazes et al. 2013). Das Vorkommen der im Kot nachgewiesenen endoparasitären Organismen bzw. deren Eier wurde wie folgt semiquantitativ beschrieben: negativ bzw. nicht nachweisbar (0), vereinzelt (1), ggr. (2), ggr.–mgr. (3), mgr. (4), mgr.–hgr. (5) und hgr. (6) vorhanden. Die Gattungen der identifizierten Helminthen-Eier wurden ermittelt, untergeordnete Taxa der Kokzidien jedoch nicht weiter bestimmt.

2.5 Statistische Analyse

Da davon ausgegangen werden kann, dass es sich zum Zeitpunkt der Probenahme bei den 18 gefangenen Tieren um die Gesamtheit oder zumindest den Großteil der Population handelte, wurden die Ergebnisse mittels Methoden der deskriptiven Statistik dargestellt. Hierfür wurde Microsoft Office (Excel) 2016 (Microsoft, USA) verwendet.

3. ERGEBNISSE

3.1 Geschlechterverhältnis

Insgesamt wurden 18 adulte Individuen gefangen und beprobt. Davon waren 12 Tiere (67 %) männlich und sechs (33 %) weiblich. Somit beträgt das Geschlechterverhältnis ca. zwei Drittel Männchen zu einem Drittel Weibchen.

3.2 Gewicht

Insgesamt lag das Gewicht der Tiere zum Zeitpunkt des Fangs zwischen 154 Gramm (g) und 243 g, das Durchschnittsgewicht aller Tiere betrug 206 g. Die Weibchen wogen im Durchschnitt weniger als die Männchen mit 215 g. Das Tier mit dem geringsten Gewicht von 154 g war ein Weibchen, ein Männchen wog mit 243 g am meisten. In Abb. 10 ist die Gewichtsverteilung und das Durchschnittsgewicht der Tiere dargestellt.

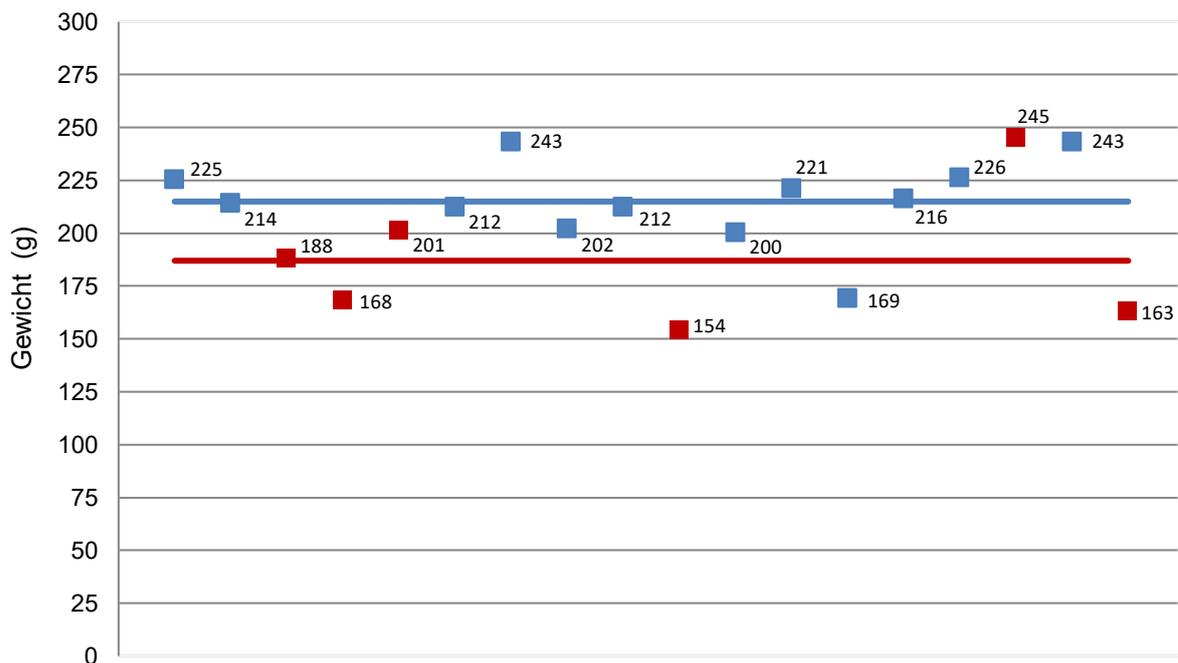


Abb. 10: Gewicht der gefangenen Ziesel beim Erstfang. Die roten Punkte stehen für weibliche, die blauen Punkte für männliche Tiere. Die Linien in der jeweiligen Farbe markieren das mittlere Gewicht der Männchen und Weibchen.

3.3 Adspektorische Untersuchung

Insgesamt zeigte keines der gefangenen Tiere schwerwiegende Verletzungen oder Symptome die auf ein akutes Krankheitsgeschehen hindeuten könnten. Weder Augen- noch Nasenausfluss waren zu verzeichnen. Drei Tiere wiesen oberflächliche und geringgradig blutende Wunden von wenigen Millimetern Größe entweder im Randbereich der Nase, im Gesichtsbereich unterhalb der Augen oder lateral am Tarsus auf. Die Zunge eines weiteren Tieres zeigte eine vereinzelte oberflächliche geringgradig blutende Läsion. Der Schwanz dieses Tieres war, vermutlich aufgrund einer alten Amputationsverletzung, auf ein Drittel reduziert. Die frischen Verletzungen sind möglicherweise auf Abwehrverhalten der Tiere gegen die Gitterstäbe der Falle in der Zeit zwischen Auslösen der Falle und Herausnahme zurückzuführen. Bei zwei Tieren waren alopetische und geringgradig schuppige Hautareale von bis zu fünf Millimetern Durchmesser am lateralen Tarsus oder caudodorsal am Rücken und lateral am Oberschenkel zu sehen. Ektoparasiten waren augenscheinlich an keinem dieser Tiere zu vermerken. Des Weiteren zeigten zwei weitere Individuen einen Floh- bzw. Milbenbefall mittleren Grades.

3.4 Mikrobiologische Untersuchung

3.4.1 Speicheltupfer

Von allen 18 gefangenen Zieseln stand ein Speicheltupfer pro Tier für die bakteriologische Untersuchung zur Verfügung. Aus diesen konnten insgesamt acht verschiedene Arten von Bakterien und eine Hefepilzart kultiviert und identifiziert werden. Isolate deren Massenspektren und 16S rRNA-Gensequenzen lediglich auf Gattungsebene mit Referenzdaten der Datenbanken übereinstimmten, bei denen es sich aber dennoch um eine konkrete Art handelt, wurden mit dem *Epitheton specificum* sp. versehen, das hinter die Gattungsbezeichnung gestellt wird. Mykoplasmen konnten in keinem Tupfer nachgewiesen werden. In den folgenden Tabellen (1–2) und Abbildungen (11–12) sind die taxonomische Klassifizierung, Anzahl und Menge der im Speichel der Tiere nachgewiesenen Bakterien- bzw. Pilzisolat dargestellt.

Bei allen Tieren wurde *Streptococcus* sp. (100 % der Isolate, n=18) isoliert, bei 15 Tieren in großen Mengen, bei drei Tieren in mittleren Mengen. Eine Probe (6 %) wies mittelgradige bis hochgradige Mengen von *Streptococcus (S.) thoralensis* auf. *Corynebacterium* sp. konnte

bei 17 Tieren (94 %) festgestellt werden - bei drei Tieren in hohem Grad, bei acht Tieren im mittleren und bei sechs Tieren im geringen Grad. Bei 16 Tieren (89 %) wurde *Actinobacillus* sp. nachgewiesen - bei sechs Tieren in hohem Grad, bei acht Tieren im mittleren Grad und bei zwei Tieren im geringen Grad. *Neisseria* sp. wurde bei der Hälfte aller beprobten Tiere (50 %, n=9) nachgewiesen. Bei vier Tieren wurde der Keim in mittleren und bei fünf Tieren in geringen Mengen festgestellt. *Staphylococcus* (*S.*) *microti* war in neun Tieren (50 %) präsent, davon in einem Tier in großen Mengen, bei drei Tieren in mittleren und bei fünf Tieren in gering-mittleren Mengen. *Klebsiella* (*K.*) *oxytoca* und *Pantoea* (*P.*) *agglomerans* wurden in je einer Probe (je 6 %) in mittlerem Grad nachgewiesen. *E. coli* und *C. albicans* ließen sich in jeweils einem Tier (je 6 %) in hohen Mengen nachweisen. Insgesamt waren *Actinobacillus* sp., *Corynebacterium* sp. und *Streptococcus* sp. bei männlichen und weiblichen Tieren gleich häufig vertreten, während *Neisseria* sp. und *S. microti* fast doppelt so häufig im Speichel von weiblichen Tieren nachgewiesen werden konnten. *K. oxytoca* und *P. agglomerans* konnten in je einem Weibchen festgestellt werden, *C. albicans* und *E. coli* waren nur im Speichel von Männchen vorhanden.

Tab. 1: Taxonomische Klassifizierung der aus den Speicheltupfern kultivierten Bakterien und Pilze und die Anzahl der Isolate.

Stamm	Ordnung	Familie	Spezies
<i>Proteobacteria</i> (28)	<i>Pasteurellales</i> (16)	<i>Pasteurellaceae</i> (16)	<i>Actinobacillus</i> sp. (16)
	<i>Enterobacterales</i> (3)	<i>Enterobacteriaceae</i> (2)	<i>Klebsiella oxytoca</i> (1)
			<i>Escherichia coli</i> (1)
		<i>Erwiniaceae</i> (1)	<i>Pantoea agglomerans</i> (1)
<i>Neisseriales</i> (9)	<i>Neisseriaceae</i> (9)	<i>Neisseria</i> sp. (9)	
<i>Actinobacteria</i> (17)	<i>Actinomycetales</i> (17)	<i>Corynebacteriaceae</i> (17)	<i>Corynebacterium</i> sp. (17)
<i>Firmicutes</i> (28)	<i>Bacillales</i> (9)	<i>Staphylococcaceae</i> (9)	<i>Staphylococcus microti</i> (9)
	<i>Lactobacillales</i> (19)	<i>Streptococcaceae</i> (19)	<i>Streptococcus</i> sp. (18)
			<i>Streptococcus thoralensis</i> (1)
<i>Ascomycota</i> (1)	<i>Saccharomycetales</i> (1)	<i>Saccharomycetaceae</i> (1)	<i>Candida albicans</i> (1)

Tab. 2: Art und Menge der im Speichel der beprobten Ziesel (Nr. 1-18) nachgewiesenen Isolate. Nicht vorhanden bzw. kein Kolonienwachstum (0), vereinzelt Kolonienwachstum nachweisbar (1), ggr. (2), ggr.–mgr. (3), mgr. (4), mgr.–hgr. (5), hgr. Mengen (6).

Nr.	Sex	<i>Actinobacillus</i> sp.	<i>Corynebacterium</i> sp.	<i>Streptococcus</i> sp.	<i>Neisseria</i> sp.	<i>S. microti</i>	<i>K. oxytoca</i>	<i>S. thoralensis</i>	<i>P. agglomerans</i>	<i>E. coli</i>	<i>C. albicans</i>
1	m	4	4	6	4	2	0	0	0	0	0
2	m	6	2	4	0	4	0	0	0	0	0
3	w	4	6	6	2	0	0	0	4	0	0
4	w	4	2	6	2	0	0	0	0	0	0
5	w	4	4	6	2	0	4	0	0	0	0
6	m	4	2	6	4	1	0	0	0	0	0
7	m	6	4	6	0	0	0	0	0	0	0
8	m	4	2	6	4	0	0	0	0	0	0
9	m	6	4	4	0	0	0	0	0	0	6
10	w	4	4	6	2	2	0	0	0	0	0
11	m	6	4	6	0	6	0	0	0	0	0
12	m	6	4	6	2	2	0	0	0	0	0
13	m	4	4	6	0	0	0	0	0	0	0
14	m	0	2	6	0	0	0	0	0	6	0
15	m	0	6	4	0	4	0	0	0	0	0
16	w	2	0	6	4	4	0	0	0	0	0
17	m	3	6	6	0	0	0	5	0	0	0
18	w	6	2	6	0	2	0	0	0	0	0

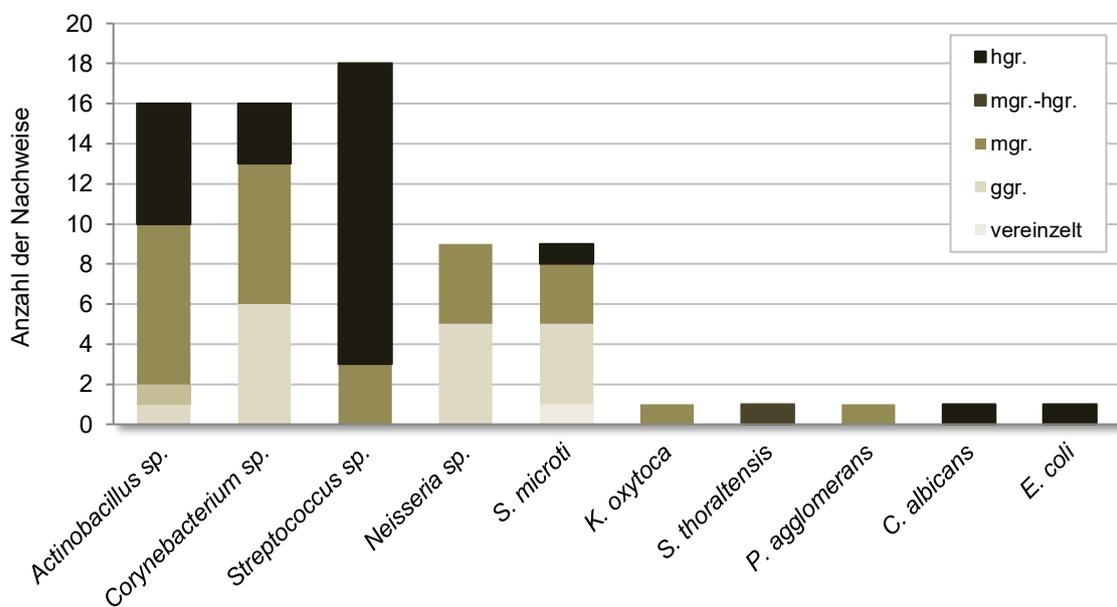


Abb. 11: Absolute Häufigkeit und Menge der in den Speicheltupfern nachgewiesenen Bakterien- und Pilzarten. Von allen 18 Tieren stand je ein Speicheltupfer zur Verfügung.

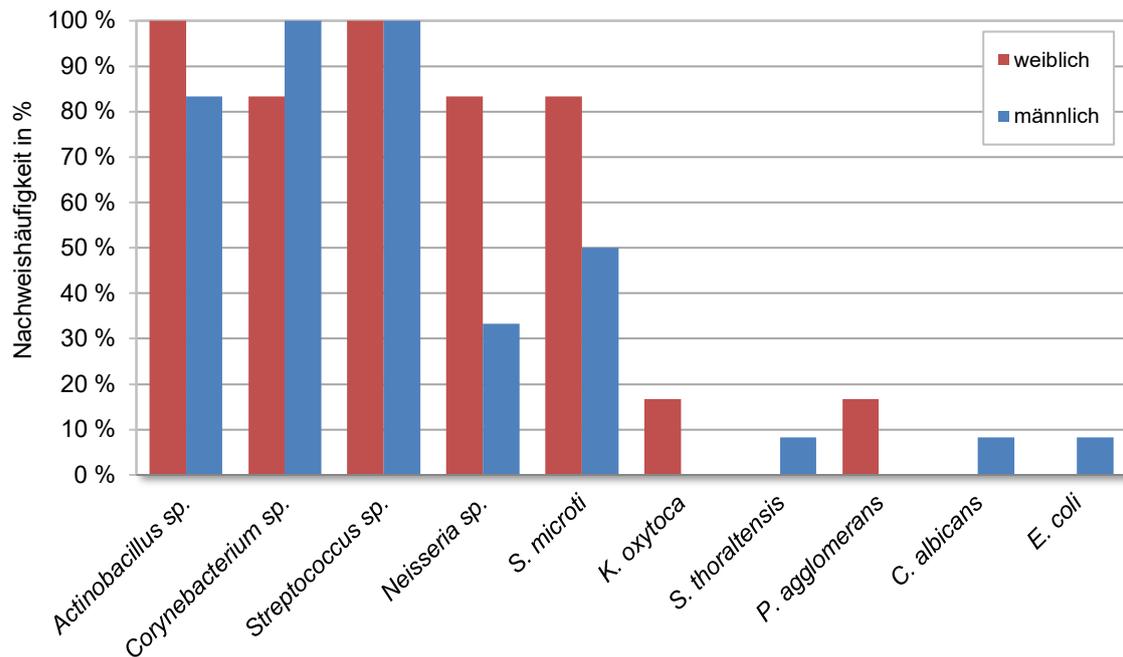


Abb. 12: Relative Häufigkeit (angegeben in Prozent) der im Speichel von männlichen (blau) und weiblichen (rot) Ziesel nachgewiesenen Bakterien- und Pilzarten im Vergleich.

3.4.2 Kotproben

Insgesamt standen 14 Kotproben von 14 verschiedenen Zieseln für die Untersuchung zur Verfügung, drei Tiere setzten während der Probenahme keinen Kot ab, ein weiteres Tier nur in so geringen Mengen, dass lediglich eine parasitologische Untersuchung vorgenommen werden konnte. Auch bei der Kotuntersuchung wurden identifizierte Isolate deren Massenspektren und 16S rRNA-Gensequenzen nur auf Gattungsebene mit Referenzdaten der Datenbanken übereinstimmten, mit dem *Epitheton specificum* sp. versehen.

In allen Kotproben konnte *E. coli* (100 %) nachgewiesen werden. In 12 Proben war diese Art in großen Mengen, in zwei Proben in mittleren Mengen vorhanden. Neun Proben (64 %) beinhalteten *Bacteroides* sp. in großen Mengen, drei Proben in mittleren Mengen und jeweils eine Probe im gering bzw. mittelgradigem Maße. *Enterococcus (E.) faecalis* war bei neun Tieren (64 %) feststellbar, darunter bei einem Tier in großen, bei vier Tieren in mittleren und bei weiteren vier Tieren in gering-mäßigen Mengen. *Enterobacter (E.) cloacae* wurde in drei Proben (21 %) in gering-mäßigen Mengen festgestellt. Drei Tiere (21 %) wiesen *Lelliottia (L.) amnigena* in mittleren Mengen, ein Tier in hohen Mengen auf. In je einer Probe (je 7 %)

wurden hämolysierende (häm.) *E. coli* in mittleren Mengen und *C. albicans* in hohen Mengen identifiziert.

E. coli und *Bacteroides* sp. waren gleichermaßen im Kot von männlichen und weiblichen Tieren vorhanden. *E. faecalis* und *E. cloacae* wurde häufiger bei weiblichen Tieren, *L. amnigena* häufiger bei männlichen Tieren nachgewiesen. Während der positive Nachweis von hämolysierenden (häm.) *E. coli* bei einem Weibchen erfolgte, wurde *C. albicans* nur bei einem Männchen festgestellt. In Tab. 3, Tab. 4, Abb. 13 u. 14 sind die taxonomische Klassifizierung, Anzahl und Menge der im Kot der Tiere nachgewiesenen Bakterien- bzw. Pilzisolat dargestellt.

Tab. 3: Taxonomische Klassifizierung der aus den Kotproben kultivierten Bakterien und Pilze und die Anzahl der Isolate (in Klammer dahintergestellt).

Stamm	Ordnung	Familie	Spezies
<i>Proteobacteria</i> (24)	<i>Enterobacterales</i> (24)	<i>Enterobacteriaceae</i> (24)	<i>Escherichia coli</i> (15)
			<i>Enterobacter cloacae</i> (3)
			<i>Lelliottia amnigena</i> (4)
<i>Bacteroidetes</i> (9)	<i>Bacteroidales</i> (9)	<i>Bacteroidaceae</i> (9)	<i>Bacteroides</i> sp. (9)
<i>Firmicutes</i> (9)	<i>Lactobacillales</i> (9)	<i>Enterococcaceae</i> (9)	<i>Enterococcus faecalis</i> (9)
<i>Ascomycota</i> (1)	<i>Saccharomycetales</i> (1)	<i>Saccharomycetaceae</i> (1)	<i>Candida albicans</i> (1)

Tab. 4: Art und Menge der im Kot der Ziesel (Nr. 1-4 und 10-18) nachgewiesenen Isolate. Nicht vorhanden, kein Kolonienwachstum (0), vereinzelt Kolonienwachstum nachweisbar (1), ggr. (2), ggr.–mgr. (3), mgr. (4), mgr.–hgr. (5), hgr. Mengen (6).

Nr.	Sex	<i>E. coli</i>	häm. <i>E. coli</i>	<i>Bacteroides</i> sp.	<i>E. cloacae</i>	<i>E. faecalis</i>	<i>L. amnigena</i>	<i>C. albicans</i>
1	m	6	0	6	0	3	4	0
2	m	6	0	6	0	0	0	0
3	w	6	0	6	2	2	0	0
4	w	6	0	3	0	2	4	0
9	m	6	0	4	0	0	0	6
10	w	4	4	6	2	0	0	0
11	m	4	0	6	0	0	4	0
12	m	6	0	4	0	4	6	0
13	m	6	0	6	0	2	0	0
14	m	6	0	6	3	4	0	0
15	m	6	0	2	0	6	0	0
16	w	6	0	4	0	4	0	0
17	m	6	0	6	0	0	0	0
18	w	6	0	6	0	4	0	0

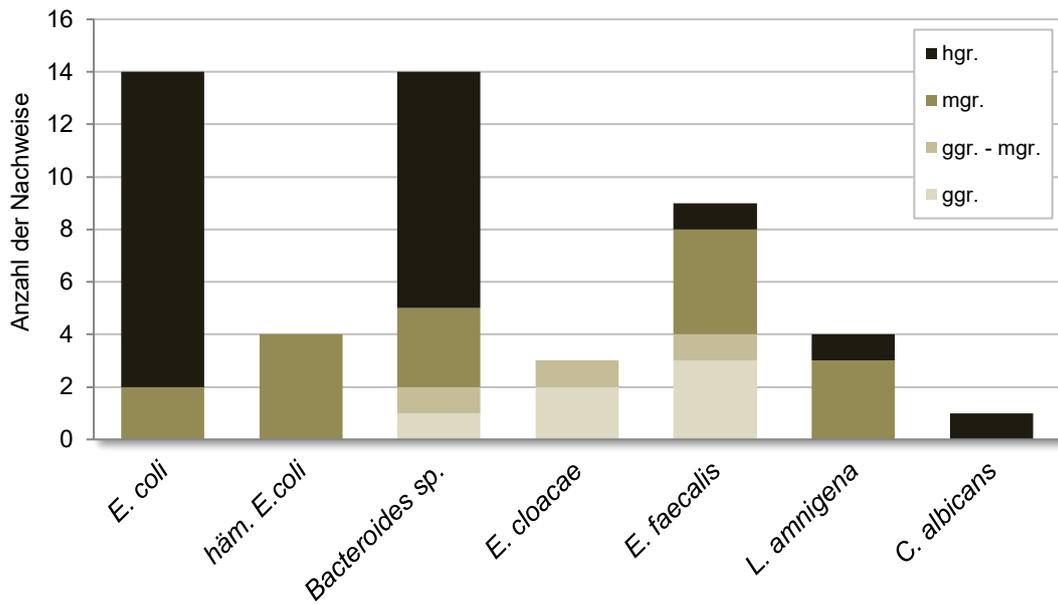


Abb. 13: Absolute Häufigkeit und Menge der in den Kotproben nachgewiesenen Bakterien- und Pilzarten. 14 Kotproben von 14 verschiedenen Tieren standen zur Verfügung.

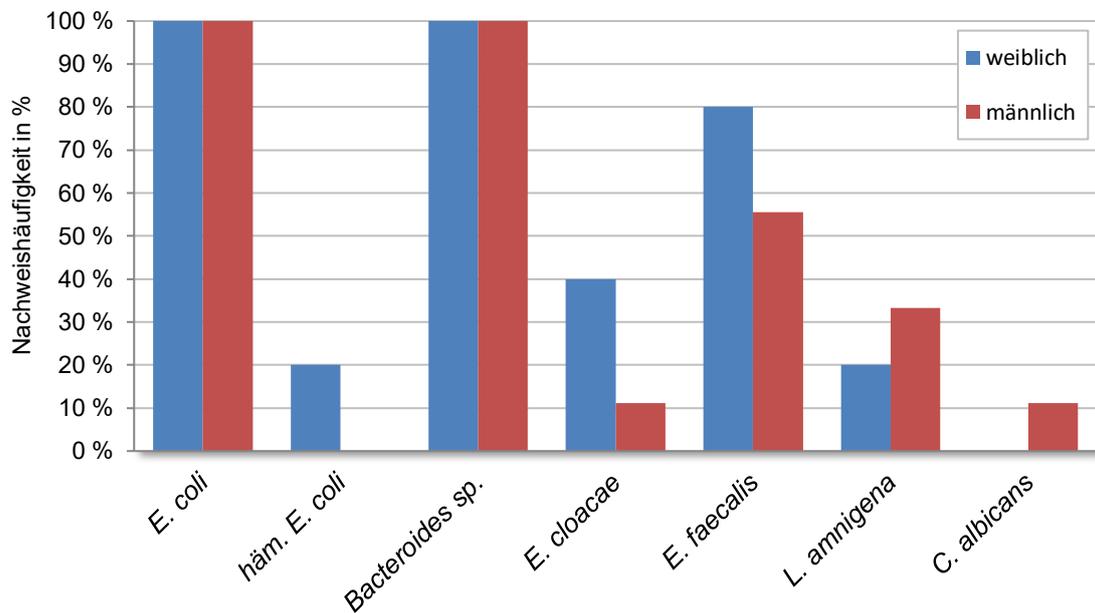


Abb. 14: Relative Häufigkeit (angegeben in Prozent) der in den Kotproben von männlichen (blau) und weiblichen (rot) Zieseln nachgewiesenen Bakterien- und Pilzartenarten im Vergleich.

3.5 virologische Untersuchung

Von allen 18 Tieren konnte ein Screening auf Pan-Hantaviren, Bornaviren und auf das LCM-Virus mittels molekularen Methoden (PCR) durchgeführt werden. In keiner Speicheltupferprobe wurden Nukleinsäuren der spezifisch angeführten Viren nachgewiesen.

3.6 parasitologische Untersuchung

Kot von insgesamt 15 Tieren konnte für eine parasitologische Untersuchung entnommen werden. Drei Tiere setzten während Fang und Probenahme keinen Kot ab. Von 11 Tieren (73 %) konnten innerhalb des Fangzeitraums eine zweite Probe, von einem Tier (7 %) sogar eine dritte Probe entnommen und untersucht werden. Bei vier Tieren (27 %) wiesen alle Kotproben ein negatives Ergebnis auf. Im Zuge der koproskopischen Untersuchung wurde die Gattungs- und Artzugehörigkeit der nachgewiesenen Kokzidien nicht weiter ermittelt. Die auf Gattungsebene bestimmten Endoparasiteneier wurden mit dem *Epitheton specificum* sp. versehen, Eier sogenannter „Magen-Darm-Strongyliden“ wurden taxonomisch nicht weiter unterteilt.

Kokzidien konnten in Kotproben von acht Zieseln (53 %) gefunden werden. Drei dieser Tiere wurden nur einmal beprobt, in ihrem Kot wurden Kokzidien in geringen Mengen gefunden. Bei einem Tier wies die Probe des ersten und zweiten Fangs Kokzidien in geringen Mengen auf. Bei vier Tieren konnten in einer Probe Kokzidien in geringen Mengen nachgewiesen werden, während die andere Probe negativ war. Die dritte Probe eines dieser Tiere war negativ. Ein weiteres Tier wies mittelgradige Mengen von Kokzidien auf, während das Ergebnis der zweiten Probe negativ ausfiel. Eier von Nematoden konnten im Kot von fünf Tieren (33 %) nachgewiesen werden. Bei drei Tieren befanden sich diese zusammen mit Kokzidien in der Kotprobe. Eier von Magen-Darm-Strongyliden (MDS) und *Taenia* sp. wurden in je einer Kotprobe (je 7 %) in geringen Mengen nachgewiesen, in einer weiteren Probe (7 %) waren vereinzelt Eier der Gattung *Ascaris* zu sehen. Eier von *Capillaria* sp. in geringen Mengen wurden in zwei Proben (13 %) festgestellt, eine weitere Probe (7 %) wies mittlere Mengen von *Hymenolepsis* sp. auf. In Tab. 5, Abb. 15. und 16 sind die Taxa der Endoparasiten, deren Menge und Nachweishäufigkeit dargestellt.

Tab. 5: Mengen der in den Kotproben der Ziesel Nr.1-4, 7-15 und 17-18 nachgewiesenen Endoparasiten. Nicht nachweisbar (0), vereinzelt (1), ggr. (2), ggr.–mgr. (3), mgr. (4), mgr.–hgr. (5), hgr (6) Mengen.

Nr.	Sex	<i>Coccidia</i>	<i>Ascaris</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.	<i>Hymenolepsis</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp.	MDS
1	m	0	0	0	0	0	0
2	m	2	1	0	0	0	0
3	w	0	0	0	0	0	2
4	w	2	0	0	0	0	0
7	m	0	0	0	0	0	0
8	m	0	0	0	0	0	0
9	m	4	0	0	0	0	0
10	w	2	0	0	0	0	0
11	m	0	0	0	0	0	0
12	m	2	0	2	0	0	0
13	m	2	0	0	0	0	0
14	m	2	0	0	0	0	0
15	m	2	0	0	0	0	0
17	m	0	0	0	2	2	0
18	w	0	0	0	0	2	0

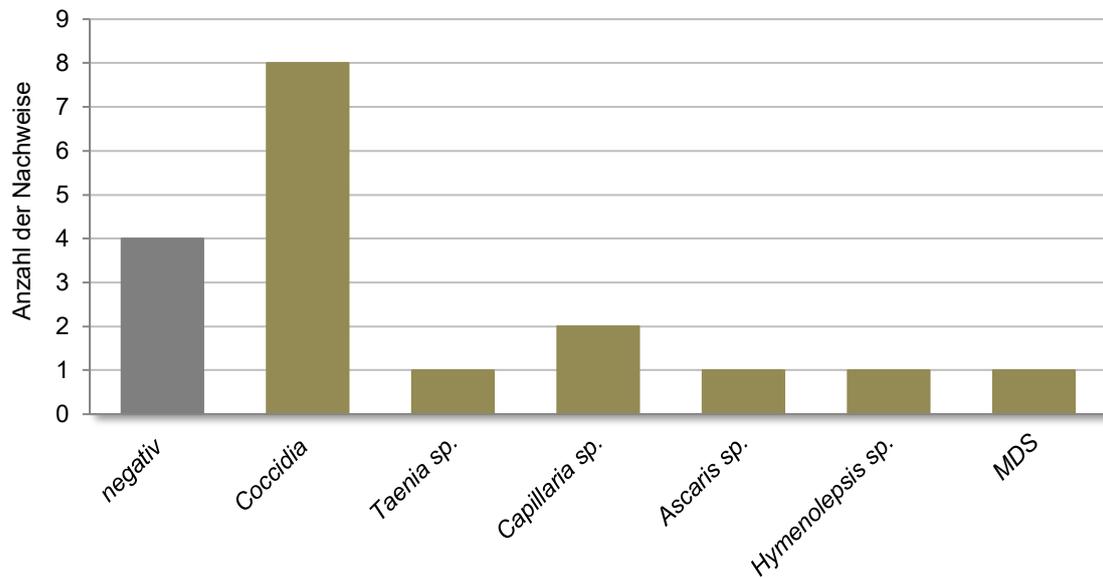


Abb. 15: Absolute Häufigkeit der nachgewiesenen Endoparasiten. Kotproben von 15 Tieren standen für die Untersuchung zur Verfügung, vier Tieren waren gänzlich frei von Parasiten.

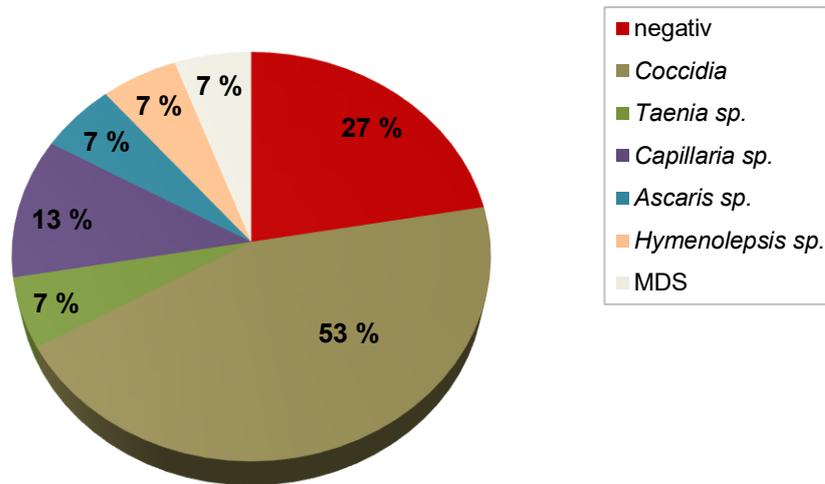


Abb. 16: Nachweishäufigkeit der Endoparasiten. Kokzidien waren mit 53% am häufigsten nachweisbar. 27% der Tiere waren frei von Endoparasiten.

4. DISKUSSION

Insgesamt kann die Zieselpopulation der Perchtoldsdorfer Heide als gesund betrachtet werden. Dafür sprechen sowohl die Ergebnisse der mikrobiologischen, virologischen und parasitologischen Untersuchungen als auch der gute Allgemeinzustand der Tiere. Das Gewicht der weiblichen und männlichen Tiere war im Durchschnitt etwas geringer als in vergleichbaren Studien (Millesi et al. 1999, Huber et al. 1999, Millesi und Hoffmann 2008, Kahlen 2017), die Aussagekraft muss jedoch aufgrund der vergleichsweise geringen Anzahl an untersuchten Individuen und dem kurzen Zeitfenster (Anfang bis Ende April) in dem der Großteil der Tiere gefangen wurde, kritisch betrachtet werden.

Das erhobene Geschlechterverhältnis der Tiere von 2:1 (12 Männchen zu sechs Weibchen) steht im Gegensatz zu der bei kleinen und mittelgroßen Populationen von *Spermophilus* häufig beschriebenen Verschiebung des Geschlechterverhältnisses in Richtung der Weibchen (Murie 1985, Verts und Costain 1988, Michener und Locklear 1990, Hoffmann 2002, Hoffmann et al. 2003). Ein Grund für das Ungleichgewicht in der Geschlechterverteilung der gefangenen Ziesel könnte eine Fallenvermeidung der Weibchen sein. Dieses Phänomen wurde bereits im Zuge vergangener Lebendfangaktionen in Wien beobachtet und führte zu einem ähnlich zugunsten der Männchen verschobenen Geschlechterverhältnis (Hoffmann 2012). Des Weiteren ist es denkbar, dass die Weibchen der Population die in den Jahren 2012–2016 stattgefundenen Sprengungen im angrenzenden Steinbruch im Winterschlaf schlechter verkräftet haben als die Männchen. Erfahrungsgemäß ist die Überlebensrate im Winterschlaf und das Überwinterungsgewicht bei Weibchen niedriger und der Gewichtsverlust in der Winterperiode höher als bei Männchen (Millesi et al. 1999). Bestätigt wird diese Beobachtung durch eine Studie von Murie und Boag (1984), in der bei Columbia-Zieseln mit höheren Gewichten auch eine höhere Überlebensrate im Winterschlaf festgestellt wurde.

Das ungleiche Geschlechterverhältnis und die niedrige Individuenzahl gefährden das Fortbestehen der Population. Gemäß Sachtleben und Riess (1997) benötigt eine Kleinsäugerpopulation eine Mindestgröße von 700 Individuen für die Fähigkeit zur Selbsterhaltung, laut Kutzenberger und Hoffmann (2013) muss eine Zieselpopulation sogar mindestens 1500 Tiere betragen, um sich langfristig selbst erhalten zu können - eine Aufstockung ist daher zwingend notwendig.

Seit 1998 wurden 13 Wiederansiedlungsprojekte an 15 verschiedenen Standorten und Translokationsmaßnahmen zur Erhaltung von fünf isolierten Zieselpopulationen in

Zentraleuropa (Tschechien, Slowakei und Polen) durchgeführt. Während die Ergebnisse der fünf Populationsaufstockungen nicht bekannt sind, gelang eine Wiederansiedlung von *S. citellus* nur an sieben Orten (Matějů et al. 2010). Koshev et al. (2019) bewerten in ihrer Studie Wiederansiedlungen und Populationsverstärkungen von *S. citellus* in Bulgarien, bei denen im Zeitraum von 2010 bis 2018 insgesamt 1730 Individuen übersiedelt wurden. Auch wenn der Großteil der Projekte erfolgreich war, bestehen bei den AutorInnen Zweifel daran, dass Aufstockungsmaßnahmen auf lange Sicht zum Erhalt der Populationen führen. Zwar würde die genetische Vielfalt gestärkt, jedoch bestünde ein erhöhtes Risiko der Einschleppung von Krankheiten. Als entscheidende Schlüsselfaktoren für den Erfolg einer Translokation und Wiederansiedlung bzw. Populationsaufstockung von *S. citellus* wird vor allem die Anzahl der übersiedelten Individuen und die Freilassungsmethode genannt (Matějů et al. 2012). Die Tatsache, dass im Zuge dieser Translokationen keine veterinärmedizinischen Untersuchungen und Quarantänemaßnahmen durchgeführt wurden, wirft die Frage auf, wie groß die Rolle eines eventuellen Infektionsgeschehens oder einer Erregerübertragung bei den gescheiterten Wiederansiedlungen oder Populationsaufstockungen zu bewerten ist. Laut einiger AutorInnen besteht durchaus der Konsens, dass potenzielle Infektionen Einfluss auf den Erfolg von Arterhaltungsmaßnahmen haben und Maßnahmen nötig sind um die Risiken einer Infektions- und Erregerübertragung zu verhindern (Woodford 1993, Griffith et al. 1993, Viggers et al. 1993, Cunningham 1996, Leighton 2002, Sainsbury und Vaughan-Higgins 2012). Da in der Literatur bisher keine Protokolle zu Gesundheitsmonitorings von Quellpopulationen innerhalb einer Translokationsmaßnahme von *S. citellus* beschrieben sind, kann die vorliegende Studie als Anregung und Vorlage für zukünftige derartige Projekte dienen.

Die in den Speicheltupfern festgestellten Bakterien- und Pilzarten sind dafür bekannt, die Schleimhäute ihrer Wirte zu besiedeln und können als Komponenten einer physiologischen und kommensalen Flora von *S. citellus* interpretiert werden. Streptokokken und Staphylokokken gehören zu den grampositiven Bakterien und sind Bewohner von Haut und Schleimhaut bei Mensch und Tier. Einige Spezies, wie z.B. *S. aureus*, können jedoch lokale und systemische eitrige Entzündungen hervorrufen (Valentin-Weiland 2011). *S. microti* wurde das erste Mal bei Feldmäusen (*Microtus arvalis*) in Tschechien beschrieben, die an einer generalisierten Infektion mit *Brucella* litten (Nováková et al. 2010). Des Weiteren konnte der Erreger in der Milch von Kühen mit subklinischen Mastitiden nachgewiesen werden (Król et al. 2016). Die Isolierung von *S. microti* bei 50 % der untersuchten Ziesel ist somit der erste Nachweis dieser Spezies als Teil der oralen Schleimhautflora von

Nagetieren. *S. thoralensis* wurde bereits aus dem Intestinal- und Genitaltrakt von Schweinen und dem Kot von Hasen isoliert (Devriese et al. 1997, Borø et al. 2010). Zur Pathogenität dieser Art ist wenig bekannt, die Beteiligung des Erregers bei Infektionen des Menschen sind beschrieben (Vukonich et al. 2015, Wazir et al. 2019). *Actinobacillus* spp. bewohnen die Schleimhäute von Respirations- und Genitaltrakt bei Mensch und Tier und weisen eine hohe Wirtsspezifität auf. Bei Störungen der Wirtsintegrität können sie jedoch Arthritiden, Pneumonien und Septikämien verursachen (Ewers und Wieler 2011). *Corynebacterium* spp. können Teil der Normalflora von Haut und Schleimhäuten bei Tier und Mensch, aber auch pathogene Infektionserreger sein (Valentin-Weigang 2011). Ein veterinärmedizinisch relevanter Vertreter ist *Corynebacterium pseudotuberculosis*, Erreger der Pseudotuberkulose bei kleinen Wiederkäuern. Pathogene Spezies dieser Gattung sind bei wilden Säugetieren jedoch kaum beschrieben (Speck 2012). Bakterien der Gattung *Klebsiella* und *Pantoea* kommen in der Umwelt ubiquitär vor und sind opportunistische Keime auf Schleimhautoberflächen und im Darm von gesunden Säugetieren (Wieler und Ewers 2011). In der Humanmedizin spielen sie als nosokomiale Infektionserreger eine zunehmend wichtige Rolle (Podschun und Ullman 1998, Cruz et al. 2007). *Escherichia coli* ist ein Begleiter des unteren Darmtrakts von Säugetieren, dessen verschiedene Pathovaren mithilfe unterschiedlichster Virulenzfaktoren intestinale, septikämische und extraintestinale Infektionen bei Mensch und Tier hervorrufen können (Wieler und Ewers 2011). Colibakterien gehören zwar nicht zur autochthonen Bodenflora, können jedoch in landwirtschaftlich genutzten Böden in großen Mengen vorhanden sein (Glathe et al. 1963). Da die Perchtoldsdorfer Heide stellenweise aus Gründen des Naturschutzes beweidet wird (Drozdowski und Mrkvicka 2017), ist es vorstellbar, dass *E.coli* im Speichel einer bodenbewohnenden Art wie *S. citellus*, nachzuweisen ist. *Candida albicans* ist ein ubiquitärer Hefepilz und besiedelt physiologischerweise vor allem die Schleimhaut des oberen Gastrointestinaltraktes (Cannon und Chaffin 1999). Physiologischerweise kommt *C. albicans* auch im Darm vor, ohne sich negativ auf das Verdauungssystem auszuwirken oder eine generalisierte Erkrankung zu verursachen (Prieto et al. 2016). In seltenen Fällen kommt es, z.B. als Folge einer Immunschwäche oder bestehenden Primärerkrankung, zu einer Candidiose, die sich in Form von Ulcera und Plaques in Maulhöhle, Oesophagus und Colon zeigt. Folgend kommt es bei betroffenen Tieren zu Dysphagie und Kachexie (Burek 2001, Simpson et al. 2009). Da viele Tiere während der Paarungszeit, die bei Zieseln etwa von Ende März bis Ende April stattfindet (Millesi et al. 1998), gefangen wurden, kann der Nachweis hoher Mengen *C. albicans* im Speichel und Kot eines Männchens möglicherweise

auf ein geschwächtes Immunsystem zurückgeführt werden. Laut Speakman (2007) bedeutet die Paarungsperiode bei Kleinsäugetern eine große Belastung für das Immunsystem, insbesondere wenn sie in eine Zeit von Nahrungsknappheit fällt. Insgesamt können die hohen Mengen von *E. coli* und *C. albicans* im Speichel als Abweichung der Flora interpretiert werden. In Anbetracht des guten Allgemeinzustandes der Tiere und der Abwesenheit einer klinischen Symptomatik, dürfte es sich bei den Keimen um Nebenbefunde handeln.

Die Mykoplasmenfreiheit aller Tiere muss kritisch betrachtet werden, da durch die Diagnostik mittels Speicheltupfer ein Vorhandensein von Mykoplasmen in Lunge und oberem Respirationstrakt inklusive Nasopharynx nicht ausgeschlossen werden kann. Bei zukünftigen Projekten wäre aus diesem Grund auch eine Beprobung und Mykoplasmandiagnostik der Lunge von Totfunden sinnvoll, wie in der Studie von Drespling und Garber (2019) beschrieben. Auch eine Tupferprobe des Pharynx wäre denkbar, sofern sich der mit dieser Verfahrensweise verbundene Stress mit den gesetzlichen und ethischen Anforderungen bezüglich Tierwohl und Tierschutz vereinbaren lässt.

Die Ergebnisse der mikrobiologischen Kotuntersuchung lassen auf eine physiologische Darmflora schließen. Die identifizierten Bakterien lassen sich auf taxonomischer Ebene der Familie und Ordnung zum großen Teil in den Studien zur enteralen Flora anderer *Spermophilus*-Arten von Carey et al. (2013), Dill-McFarland et al. (2014) und Stevenson et al. (2014) wiederfinden und sind üblicherweise im Darm von Mensch und Tier anzutreffen (Amtsberg und Verspohl 2011, Polk et al. 1977, Davin-Regli und Pagès 2015, Mezzatesta et al. 2012, Breathnach 2013). *E. faecalis* und eine noch unbestimmte Art von *Bacteroides* wurde auch als Teil der Darmflora von Laborratten nachgewiesen (Brooks et al. 2003). Der Nachweis großer Mengen *C. albicans* im Kot eines Tieres ist bei einem guten Allgemeinzustand nicht zwingend als pathologisch einzustufen. Der Hefepilz kommt physiologischerweise auch im Darm vor, ohne sich negativ auf das Verdauungssystem auszuwirken oder eine generalisierte Erkrankung zu verursachen (Prieto et al. 2016). Bei ca. 31% aller der im Speichel und Kot nachgewiesenen Isolate konnte die Artzugehörigkeit mittels Massenspektrometrie und molekulargenetischer Analyse nicht ermittelt werden. Das deutet darauf hin, dass es sich bei den Bakterien um neue bisher noch unbeschriebene Arten handelt.

Im Zuge der parasitologischen Kotuntersuchungen konnten in über der Hälfte (53 %) aller untersuchten Tiere Kokzidien nachgewiesen werden. In Studien zu österreichischen sowie südost- und osteuropäischen Zieselpopulationen traten hauptsächlich Kokzidien der Gattung *Eimeria* mit einer Nachweishäufigkeit von bis zu 100 % auf (Kahlen 2017, Diakou et al.

2015). Eine so starke Verbreitung von Kokzidien innerhalb der Population ist jedoch nicht ungewöhnlich. So gut wie alle Populationen wildlebender Säugetiere werden von mindestens einer wirtsspezifischen Kokzidienart parasitiert, unter natürlichen Bedingungen verläuft die Infektion symptomlos und es wird eine Immunität ausgebildet (Duszynski und Upton 2001). Studien von Winternitz et al. (2012) und Kahlen (2017) zeigen außerdem, dass eine Parasitierung durch Kokzidien wie *Eimeria* keine Auswirkungen auf die Körperkondition des Wirts und somit auf seine Überlebensfähigkeit hat. Neben Kokzidien wurden auch Eier von Bandwürmern (*Taenia* sp. und *Hymenolepis* sp.) und Fadenwürmern (*Ascaris* sp. und *Capillaria* sp.) nachgewiesen. Auch Eier der zu den Fadenwürmern zählenden Magen-Darm-Strongyliden, Würmer der Ordnung *Strongylida*, die Magen-Darm-Trakt oder Lunge besiedeln (Deplazes et al. 2013), konnten identifiziert werden. Da diese Endoparasiten im Zuge bisheriger parasitologischer Untersuchungen des Europäischen Ziesels nicht nachgewiesen wurden, können sie als erste Entdeckung ihrer Art bei *S. citellus* gesehen werden.

Die endoparasitäre Belastung der beprobten Tiere kann als gering eingestuft werden. Nachgewiesene Endoparasiten waren entweder in geringen oder mittleren Mengen im Kot vorhanden und kein Tier wies einen massiven Befall auf. Der Kot von vier Tieren (27 %) war sogar gänzlich frei von Endoparasiten. Da vor allem bei subklinischen Infektionen Oozysten von Kokzidien und Eier von Nematoden und Zestoden intermittierend ausgeschieden werden und es zu falsch negativen Ergebnissen kommen kann, sind Sammelkotproben von mindestens drei Defäkationen von Vorteil (Bismarck 2018, Ewringmann 2009, Warschau et al. 2015). In der vorliegenden Studie standen lediglich von einem Tier drei Kotproben für die parasitologische Untersuchung zur Verfügung, von drei Tieren konnte kein Kot entnommen werden. Aufgrund der geringen Kotmengen müssen die Ergebnisse daher mit Vorsicht interpretiert werden. Ob die geringe parasitäre Belastung in Verbindung mit der niedrigen Populationsgröße und -dichte steht, ist fraglich und wird in der Literatur kontrovers diskutiert. Deter et al. (2006) beobachteten in Gebieten mit geringeren Wühlmauspopulationsdichten eine höhere parasitäre Belastung als in Gebieten von hoher Dichte. Während Arneberg (2001) bei Säugetieren eine positive Korrelation zwischen Populationsdichte und der Häufigkeit von Endoparasiten mit direktem Lebenszyklus feststellt, konnten Winternitz et al. (2012) einen Zusammenhang zwischen Populationsdichte und Häufigkeit von Cestoden mit einem indirekten Übertragungsweg über Flöhe, jedoch nicht mit dem Vorkommen von direkt übertragenen Eimerien, feststellen. Inwiefern ein Zusammenhang zwischen Populationsdichte und parasitärer Belastung in der Perchtoldsdorfer Population besteht,

kann sich erst bei positiver Populationsentwicklung und einem fortlaufenden parasitären Monitoring abschätzen lassen.

Die Ergebnisse der bakteriologischen Untersuchungen zeigen eine physiologische Speichel- und Kotflora der beprobten Tiere, die in den Kotproben nachgewiesenen Endoparasiten lassen, verglichen mit anderen Studien zu Endoparasiten bei *S. citellus*, auf eine geringe endoparasitäre Belastung innerhalb der Population schließen. Auch die Tatsache, dass bei keinem Tier symptomatische Hinweise auf das Vorhandensein einer Erkrankung vorlagen und die für die Art relevanten Viren nicht nachgewiesen werden konnten, sprechen für einen gesunden Bestand. Daher ist die Population der Perchtoldsdorfer Heide aus veterinärmedizinischer Sicht für eine Aufstockung mit Individuen einer gesunden und passenden Spenderpopulation geeignet.

5. ZUSAMMENFASSUNG

Seit dem Jahr 2012 ist die Individuenzahl der Zieselpopulation der Perchtoldsdorfer Heide stark im Rückgang begriffen, im Jahr 2017 wurde die Population auf 22 Individuen geschätzt. Um den Bestand zu erhalten und eine geeignete Spenderpopulation für die Ansiedlung zusätzlicher Individuen auszuwählen, wurde der Gesundheitszustand und das Geschlechterverhältnis der Population erhoben. Im Zeitraum von März bis Juli 2018 wurden insgesamt 18 Ziesel gefangen, augenscheinlich untersucht sowie Kot- und Speichelproben entnommen. Die Kotproben wurden mikrobiologisch und parasitologisch, die Speichelproben mikrobiologisch und virologisch untersucht. Für die mikrobiologische Untersuchung wurden übliche Kultivierungsmethoden, MALDI-ToF Massenspektroskopie und eine 16S rRNA Sequenzierung eingesetzt. Die virologische Untersuchung auf Hanta-, Borna- und LCM-Viren erfolgte mittels Realtime-PCR, die parasitologische Untersuchung mittels Flotationsverfahren.

Kulturen von *Streptococcus* sp. nov. (100 %), *Corynebacterium* sp. nov. (94 %), *Actinobacillus* sp. nov. (88 %), *Neisseria* sp. nov. (50 %), *Staphylococcus microti* (50 %), *Klebsiella oxytoca*, *Pantoea agglomerans*, *Escherichia coli* und *Candida albicans* (je 5,6 %) konnten aus den Speicheltupfern isoliert werden. Alle Proben wurden negativ auf Mykoplasmen getestet. In allen 14 Kotproben wurden Isolate von *Escherichia coli* und *Bacteroides* sp. nov. nachgewiesen. Auch *Enterococcus faecalis* (64 %), *Lelliottia amnigena* (29 %), *Enterobacter cloacae* (21 %), *Candida albicans* and hämolysierende *Escherichia coli* (je 7 %) wurden identifiziert.

Endoparasiten wurden in 11 von 15 Kotproben nachgewiesen, darunter am häufigsten Kokzidien (73 %). *Capillaria* sp. wurde in zwei Proben nachgewiesen, Eier von *Ascaris* sp., *Taenia* sp. und *Hymenolepsis* sp. befanden sich in je einer untersuchten Probe. Die Ergebnisse der virologischen Untersuchung waren negativ. Die Resultate der bakteriologischen Untersuchungen lassen auf eine physiologische Schleimhaut- und Kotflora innerhalb der Population schließen. Bezogen auf andere Studien zu endoparasitologischen Untersuchungen von Zieseln, zeigt sich eine geringe parasitäre Belastung. Aufgrund der Untersuchungsergebnisse und der Tatsache, dass kein Tier klinische Symptome einer Erkrankung zeigte, ist der Bestand bereit für eine Aufstockung mit Individuen einer gesunden und passenden Spenderpopulation.

6. SUMMARY

Since 2012, the European ground squirrel population located on the “Perchtoldsdorfer Heide” has strongly declined. In 2017, the population was estimated to 22 animals. In order to find a suitable donor population for a translocation of additional individuals, a health screening was performed. From March to July 2018, fecal samples and buccal swabs of 18 animals were collected and every individual was checked for visible lesions. Samples were submitted for microbiological examination (bacteria, mycoplasmas, fungi) employing standard cultivation procedures, MALDI-ToF mass spectrometry and 16S rRNA gene sequencing. A virological screening for Hanta, Borna and LCM virus using PCR, was performed. Fecal flotation technique was used for the parasitological investigation.

The most prevalent microbial populations isolated from the buccal swabs were *Streptococcus* sp. nov. (100 %), *Corynebacterium* sp. nov. (94 %), *Actinobacillus* sp. nov. (88 %), *Neisseria* sp. nov. (50 %) and *Staphylococcus microti* (50%). *Klebsiella oxytoca* and *Pantoea agglomerans*. *Escherichia coli* and *Candida albicans* were isolated with a prevalence of 5,6 % each. All animals were tested negative for mycoplasmas. From the 14 fecal samples, 14 *Escherichia coli* and *Bacteroides* sp. nov (100 %), 10 *Enterococcus faecalis* (64 %), 4 *Lelliottia amnigena* (29 %) and 3 *Enterobacter cloacae* (21 %) isolates were recovered and identified. Both *Candida albicans* and haemolytic *Escherichia coli* were isolated from one fecal sample (7 %).

Gastrointestinal parasites were found in 11 of 15 fecal samples and coccidian parasites were detected with a prevalence of 73 %. In addition, two cases of *Capillaria* sp., and a single case each of *Ascaris* sp., *Taenia* sp. and *Hymenolepsis* sp. were present. All animals tested negative for the tested viruses.

The bacteria detected may be interpreted as an example for the oral and intestinal microflora of a healthy population. Results of the parasitological examination are comparable to similar studies on European ground squirrels. Given the results of this study, the population is ready to receive new individuals of a compatible donor population.

7. LITERATURVERZEICHNIS

Amtsberg G, Verspohl J. 2011. Gramnegative anaerobe Stäbchenbakterien. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigang P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb.Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 247–255.

Arneberg P. 2001. An ecological law and its macroecological consequences as revealed by studies of relationships between host densities and parasite prevalence. *Ecography* 24 (3): 352–358.

Beckmann K, Hopkins TH, Sainsbury AW. 2014. Disease risk analysis for the translocation of captive common European adder (*Vipera berus*) from a Worcestershire Zoo to sites in the Wyre Forest, London: Natural England and Zoological Society of London.

Birtles RJ, Harrison TG. 1994. *Grahamella* in small woodland mammals in the U.K.: isolation, prevalence and host specificity. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 88(3): 317–327.

Bismarck D. 2018. Kotuntersuchungen bei chronisch-entzündlichen Darmerkrankungen. *Kleintier konkret*, 21(6): 35–39.

Borø S, McCartney CA, Snelling TJ, Worgan HJ, McEwan NR. 2010. Isolation of *Streptococcus thoralensis* from rabbit faeces. *Current Microbiology*, 61(4): 357–360.

Bowen MD, Gelbmann W, Ksiazek TG, Nichol ST, Nowotny N. 1997. Puumala virus and two genetic variants of Tula virus are present in Austrian rodents. *Journal of Medical Virology*, 53(2): 174–81.

Breathnach AS. 2013. Nosocomial infections and infection control. *Medicine*, 41(11): 649–653.

Brenner M, Turrini T, Hoffmann IE, Millesi E. 2017. Stress load in European ground squirrels living in habitats with high and low human impact. *Journal of Wildlife and Biodiversity* 1(2): 94–109.

Brinkmann M. 1951: Über die Zieselkolonien in Oberschlesien. *Bonner Zoologische Beiträge* 3–4: 191–216.

- Brooks SP, McAllister M, Sandoz M, Kalmokoff ML. 2003. Culture-independent phylogenetic analysis of the faecal flora of the rat. *Canadian Journal of Microbiology*, 49(10): 589–601.
- Burek K. 2001. Mycotic Diseases: Candidiasis. In: Williams ES, Barker IK, ed. *Infectious Diseases of Wild Mammals*. 3. Aufl. Ames, Iowa, USA: Iowa State University Press. 524.
- Cannon RD, Chaffin WL. 1999. Oral colonization by *Candida albicans*. *Critical Reviews in Oral Biology & Medicine*, 10(3): 359–383.
- Carey HV, Walters WA, Knight R. 2013. Seasonal restructuring of the ground squirrel gut microbiota over the annual hibernation cycle. *American Journal of Physiology: Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 304(1): R33–R42.
- Carroll B, Russell P, Gurnell J, Nettleton P, Sainsbury A. 2009. Epidemics of squirrelpox virus disease in red squirrels (*Sciurus vulgaris*): Temporal and serological findings. *Epidemiology and Infection*, 137(2): 257–265.
- Cloud-Hansen KA, Villiard KM, Handelsman J, Carey HV. 2007. Thirteen-lined ground squirrels (*Spermophilus tridecemlineatus*) harbor multiantibiotic-resistant bacteria. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 46(3): 21–23.
- Corn JL, Nettles VF. 2001. Health protocol for translocation of free ranging elk. *Journal of Wildlife Diseases*, 37(3): 413–426.
- Coroiu C, Kryštufek B, Vohralík V & Zagorodnyuk I. 2008. *Spermophilus citellus*. The IUCN Red List of Threatened Species.
- Cruz AT, Cazacu AC, Allen CH. 2007. *Pantoea agglomerans*, a plant pathogen causing human disease. *Journal of Clinical Microbiology*, 45(6): 1989–1992.
- Cunningham AA. 1996. Disease risks of wildlife translocations. *Conservation Biology*, 10(2): 349–353.
- Davin-Regli A, Pagès JM. 2015. *Enterobacter aerogenes* and *Enterobacter cloacae*; versatile bacterial pathogens confronting antibiotic treatment. *Frontiers in Microbiology*, 6: 392.
- Deplazes P, Eckert J, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2013. Ordnung *Strongylida*. In: *Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin*. 3. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 245–308.

- Deplazes P, Eckert J, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2013. Labordiagnostische Methoden. In: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 3. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 508–524.
- Deter J, Berthier K, Chaval Y, Cosson JF, Morand S, Charbonnel N. 2006. Influence of geographical scale on the detection of density dependence in the host-parasite system, *Arvicola terrestris* and *Taenia taeniaeformis*. *Parasitology*, 132(Pt 4): 595–605.
- Devriese LA, Pot B, Vandamme P, Kersters K, Collins MD, Alvarez N, Haesebrouck F, Hommez J. 1997. *Streptococcus hyovaginalis* sp. nov. and *Streptococcus thoralensis* sp. nov., from the genital tract of sows. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 47(4): 1073–1077.
- Diakou A, Kapantaidakis E, Youlatos D. 2015. Endoparasites of the European ground squirrel (*Spermophilus citellus*) (*Rodentia Sciuridae*) in central Macedonia, Greece. *Journal of Natural History*, 49(5–8): 359–370.
- Dickens MJ, Delehanty DJ, Romero LM. 2019. Stress: An inevitable component of animal translocation. *Biological Conservation*, 143(6): 1329–1341.
- Dill-McFarland KA, Neil KL, Zeng A, Sprenger RJ, Kurtz CC, Suen G, Carey HV. 2014. Hibernation alters the diversity and composition of mucosa-associated bacteria while enhancing antimicrobial defence in the gut of 13-lined ground squirrels. *Molecular Ecology*, 23(18): 4658–4669.
- Drespling J, Garber V. 2019. Die Hauptkomponenten der kultivierbaren Mikroflora in entzündlich-veränderten und - unveränderten Lungen Europäischer Ziesel (*Spermophilus citellus*) [Diplomarbeit]. Wien: Veterinärmedizinische Universität.
- Drozdowski I, Mrkvicka A. 2017. Trockenrasen – Artenreiche Steppen: Perchtoldsdorfer Heide. In: Perchtoldsdorf Natur. Wien: Verlag des Naturhistorischen Museums, 251–313.
- Drozdowski I, Mrkvicka A. 2017. Trockenrasen – Artenreiche Steppen: Perchtoldsdorfer Weide-Geschichte der letzten 300 Jahre. In: Perchtoldsdorf Natur. Wien: Verlag des Naturhistorischen Museums, 218–249.

- Duszynski DW, Upton SJ. 2001. Enteric Protozoans: *Cyclospora*, *Eimeria*, *Isospora*, and *Cryptosporidium* spp. In: Samuel WM, Pybus MJ, Kocan AA, ed. Parasitic Diseases of Wild Mammals. Ames, Iowa, USA: Iowa State University Press, 416–459.
- Enzinger K. 2017. Das Ziesel in Niederösterreich. Ergebnisse der Schwerpunktkartierung 2017. Berndorf, 5.
- Enzinger K, Gross M. 2012. Habitat-Vernetzung. Aktionsplan Ziesel. Wien.
- Enzinger K, Gross M. 2015. Das Ziesel in der Raumplanung. Wien.
- Enzinger K, Gross M. 2017. Netzwerk Ziesel. Ergebnisse des Zieselmonitorings 2017. Wien.
- Enzinger K, Walder C, Gross M, Berg HM, Moser D, Herzig B. 2006. Vorkommen und Schutz des Ziesels (*Spermophilus citellus*) in Niederösterreich. Wien.
- Everts LG, Strijkstra AM, Hut RA, Hoffmann IE, Millesi E. 2004. Seasonal variation in daily activity patterns of free-ranging European ground squirrels (*Spermophilus citellus*). Chronobiology international, 21(1): 57–71.
- Ewers C, Wieler LH. 2011. Pasteurellaceae: Gattung *Actinobacillus*. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigang P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 226–234.
- Ewringmann A. 2009. Kotuntersuchung beim Kaninchen. Tierärzthelferin konkret, 5(2): 16–17.
- Fahrig L. 1997. Relative effects of habitat loss and fragmentation on population extinction. The Journal of Wildlife Management, 61(3): 603–610.
- Gage KL, Kosoy MY. 2005. Natural history of plague: perspectives from more than a century of research. Annual Review of Entomology, 50(1): 505–28.
- Gavier-Widén D, Chambers M, Rortázar C, Delahay R, Cromie R, Lindén A. 2012. *Mycobacteria* Infections: Tuberculosis, *Mycobacterium bovis* and *Mycobacterium caprae* infections. In: Gavier-Widén D, Duff JP, Meredith A, ed. Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe. Oxford: Wiley-Blackwell, 266–274.

- Glathe H, Knoll KH, Makawi AAM. 1963. Die Lebensfähigkeit von *Escherichia coli* in verschiedenen Bodenarten. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 100(2): 142–150.
- Gligic A, Dimkovic N, Xiao SY, Buckle GJ, Jovanovic D, Velimirovic D, Stojanovic R, Obradovic M, Diglisic G, Micic J, Asher DM, LeDuc JW, Yanagihara R, Gajdusek DC. 1992. Belgrade virus: a new hantavirus causing severe hemorrhagic fever with renal syndrome in Yugoslavia. *Journal of Infectious Diseases*, 166(1):113–120.
- Golemansky VG, Koshev YS. 2009. Systematic and ecological survey on coccidians (*Apicomplexa: Eucoccidida*) in European ground squirrel (*Spermophilus citellus* L.) (*Rodentia: Sciuridae*) from Bulgaria. *Acta Zoologica Bulgarica*, 61(2): 143–150.
- Griffith B, Scott JM, Carpenter JW, Reed C. 1993. Animal translocations and potential disease transmission. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 24(3): 231–236.
- Griffith B, Scott JM, Carpenter. 1989. Translocation as a species conservation tool: status and strategy. *Science*, 245(4917): 477–80.
- Herzig-Straschil B. 1976. Nahrung und Nahrungserwerb des Ziesels. *Acta theriologica*, 21(7): 131–139.
- Heyman P, Ceianu CS, Christova I, Tordo N, Beersma M, Joao Alves M. et al. 2011. A five-year perspective on the situation of haemorrhagic fever with renal syndrome and status of the hantavirus reservoirs in Europe. *Eurosurveillance*, 16(36).
- Hoffmann B, Tappe D, Höper D, Herden C, Boldt A, Mawrin C, et al. 2015. A variegated squirrel bornavirus associated with fatal human encephalitis. *New England Journal of Medicine*, 373: 154–62.
- Hoffmann IE. 2002. The case of the European ground squirrel: population dynamics and plasticity of life-history traits in a suburban environment [Dissertation]. Wien: Universität Wien.
- Hoffmann IE, Millesi E, Everts LG, Huber S, Dittami JP. 2003. Population dynamics of European ground squirrels (*Spermophilus citellus*) in a suburban area. *Journal of Mammalogy* 84(2): 615–626.

- Hoffmann IE. 2012. Wohnbau nördlich Heeresspital – Quartalsbericht Zieselvorkommen [unveröffentlicht]. Wien: Knollconsult Umweltplanung GmbH, Department für Verhaltensbiologie der Universität Wien.
- Hotchin J, Sikora E, Kinch W, Hinman A, Woodall J. 1974. Lymphocytic choriomeningitis in a hamster colony causes infection of hospital personnel. *Science*, 185(4157): 1173–1174.
- Huber S, Millesi E, Walzl M, Dittami JP, Arnold W. 1999. Reproductive effort and costs of reproduction in female European ground squirrels. *Oecologia*, 121(1): 19–24.
- Hufnagl S, Krist M, Matt J, Rotter B, Simeone X. 2005. Das europäische Ziesel (*Spermophilus citellus*) auf der Perchtoldsdorfer Heide. Abschlussbericht Ethologisches Praktikum. Projektpraktikum [Abschlussbericht]. Wien: Universität Wien.
- IUCN/SSC (2013). Guidelines for reintroductions and other conservation translocations. Version 1.0. Gland, Switzerland: IUCN Species Survival Commission.
- Jakob-Hoff RM, MacDiarmid SC, Lees C, Miller PS, Travis D, Kock R. 2014. Manual of procedures for wildlife disease risk analysis. Paris: World Organisation for Animal Health (OIE) in association with the International Union for Conservation of Nature (IUCN) and the Species Survival Commission (SSC).
- Janák M, Marhoul P, Matějů J. 2013. Action Plan for the conservation of the European ground squirrel *Spermophilus citellus* in the European Union. European Commission.
- Juan-Sallés C, Patrício R, Garrido J, Garner MM. 2009. Disseminated *Mycobacterium avium* subsp. *avium* infection in a captive Richardson's ground squirrel (*Spermophilus richardsonii*). *Journal of Exotic Pet Medicine*, 18(4): 306–310.
- Kahlen J. 2017. Body condition and effects of coccidian infections in European ground squirrels (*Spermophilus citellus*) in a large population in eastern Austria [Master Thesis]. Wien: Universität für Bodenkultur, Veterinärmedizinische Universität.
- Katouli M, Bark T, Ljungqvist O, Svenberg T, Möllby R. 1994. Composition and diversity of intestinal coliform flora influence bacterial translocation in rats after hemorrhagic stress. *Infection and Immunity*, 62(11): 4768–4774.

- Kinross JM, Darzi AW, Nicholson JK. 2011. Gut microbiome–host interactions in health and disease. *Genome medicine*, 3(3): 14.
- Klempa B, Fichet-Calvet E, Lecompte E, Auste, Auste B, Aniskin V, Meisel H, Denys C, Koivogui L, Ter Meulen JH, Krüger DH. 2006. Hantavirus in African wood mouse, Guinea. *Emerging infectious diseases* 12(5): 838–840.
- Klempa B. 2018. Reassortment events in the evolution of hantaviruses. *Virus Genes* 54 (5): 638–646.
- Kloch A, Bajer A. 2012. Natural infections with *Cryptosporidium* in the endangered spotted souslik (*Spermophilus suslicus*). *Acta Parasitologica*, 57(1):13–19.
- Koshev Y, Kachamakova M, Arangelov S, Ragyov D. 2019. Translocations of European ground squirrel (*Spermophilus citellus*) along altitudinal gradient in Bulgaria – an overview. *Nature Conservation*, 35: 63–95.
- Koshimizu, K., Saito, T., Shinozuka, Y., Tsuchiya, K., Cerda, R. O. 1993. Isolation and identification of mycoplasma strains from various species of wild rodents. *The Journal of Veterinary Medical Science*, 55(2): 323–324.
- Kosoy M, Regnery RL, Tzianabos T, Marston E, Jones DC, Green D, Maupin GO, Olson JG, Childs JE. 1997. Distribution, diversity, and host specificity of *Bartonella* in rodents from the southeastern United States. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 57(5): 578–588.
- Kosoy M, Murray M, Gilmore RD Jr, Bai Y, Gage KL. *Bartonella* strains from ground squirrels are identical to *Bartonella washoensis* isolated from a human patient. *Journal of Clinical Microbiology*, 41(2): 645–650.
- Król J, Waneckaa A, Twardoń J, Mrowiecb J, Dropińska A, Baniac J, Podkowikc M, Korzeniowska-Kowald A, Paściak M. 2016. Isolation of *Staphylococcus microti* from milk of dairy cows with mastitis. *Veterinary Microbiology*, 182: 163–169.
- Kutzenberger H, Hoffmann IE. 2013. Zieselaktionsplan Wien. Wien: Magistrat der Stadt Wien, Wiener Umweltschutzabteilung – MA 22.

- Kvičarová J. 2008. Endoparasites of European ground squirrels (*Spermophilus citellus*) in the Czech Republic and Slovakia [Poster]. Second European Ground Squirrel Meeting, Svätý Jan pod Skalou, Czech Republic.
- Langford EV. 1977. The recovery of a mycoplasma from *Citellus richardsonii richardsonii* (ground squirrel). Canadian Journal of Comparative Medicine 41(2): 224–225.
- Lapošová K, Pastoreková S, Tomášková J. 2013. Lymphocytic choriomeningitis virus: invisible but not innocent. Acta Virologica, 57(2): 160–70.
- Leighton FA. 2002. Health risk assessment of the translocation of wild animals. Revue scientifique et technique of the Office International des Epizooties, 21(1): 187–95.
- Levine ND, Ivens V. 1990. The Coccidian Parasites of Rodents. Boca Ranton: CFC Press, 10–19.
- Li X, Pereira MD, Larsen R, Xiao C, Phillips R, Striby K, McCowan B, Atwill ER. 2015. *Cryptosporidium rubeyi* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in multiple *Spermophilus* ground squirrel species. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife, 4(3): 343–50.
- Lucius R, Loos-Frank B. 2008. Allgemeine Aspekte der Biologie von Parasiten: Belastung von Wirtsindividuen und –populationen durch Parasiten. In: Biologie von Parasiten. Berlin: Springer, 29–37.
- Masters N, Sainsbury AW. 2011. Disease risk Analysis for the wild to wild translocation of the smooth snake (*Coronella austriaca*) within the UK, London: Natural England and Zoological Society of London.
- Matějů J, Říčanová S, Ambros M, Kala B, Hapl E, Matějů K. 2010. Reintroductions of the European ground squirrel (*Spermophilus citellus*) in Central Europe (Rodentia: Sciuridae). Lynx, 41: 175–192.
- Matějů J, Říčanová Š, Poláková S, Ambros M, Kala B, Hapl E, Matějů K, Kratochvíl L. 2012) Method of releasing and number of animals are determinants for the success of European ground squirrel (*Spermophilus citellus*) reintroductions. European Journal of Wildlife Research, 58(2): 473–482.

- McGill IS, Sainsbury AW, Macgregor SK, Cunningham AA, Garner TWJ, Umo IU, Aguilar Sanchez V, Agren E, Mörner T, Mattison R, Gough RE, Foster J. 2005. Disease risk analysis for the reintroduction of pool frogs to the UK, London: English Nature and Zoological Society of London.
- Mezzatesta ML, Gona F, Stefani S. 2012. *Enterobacter cloacae* complex: clinical impact and emerging antibiotic resistance. *Future Microbiology*, 7(7): 887–902.
- Michener GR, Locklear L. 1990. Differential costs of reproductive effort for male and female Richardson's ground squirrels. *Ecology*, 71(3): 855–868.
- Millesi E, Hoffmann IE. 2008. Body mass and timing of the active season in European ground squirrels (*Spermophilus citellus*) at high and low population density. *Lynx*, 39(2): 305–315.
- Millesi E, Huber S, Dittami J, Hoffmann I, Daan S. 1998. Parameters of mating effort and success in male European ground squirrels, *Spermophilus citellus*. *Ethology*, 104(4): 298–313.
- Millesi E, Strijkstra AM, Hoffmann IE, Dittami JP, Daan S. 1999b. Sex and age differences in mass, morphology and annual cycle in European ground squirrels, *Spermophilus citellus*. *Journal of Mammalogy*, 80(1): 218–231.
- Millesi, E, Huber S, Everts LG, Dittami JP. 1999a. Reproductive decisions in female European ground squirrels: factors affecting reproductive output and maternal investment. *Ethology*, 105(2): 163–175.
- Monchatre-Leroy, E., Crespin, L., Boué, F., Marianneau, P., Calavas, D. and Hénaux, V. 2017. Spatial and temporal epidemiology of nephropathia epidemica incidence and hantavirus seroprevalence in rodent hosts: Identification of the main environmental factors in Europe. *Transboundary and Emerging Diseases*, 64(4): 1210–1228.
- Müller HJ, Ruben Prange D. 2016. RT-PCR. In: PCR-Polymerase-Kettenreaktion. 2. Auflage. Berlin: Springer Spektrum, 49–54.
- Müller HJ, Ruben Prange D. 2016. Nested-PCR. In: PCR-Polymerase-Kettenreaktion. 2. Auflage. Berlin: Springer Spektrum, 85–87.

- Murie JO, Boag DA. 1984. The relationship of body weight to overwinter survival in Columbian Ground Squirrels. *Journal of Mammalogy*, 65(4): 688–690.
- Murie JO. 1985. A comparison of life history traits in two populations of *Spermophilus columbianus* in Alberta, Canada. *Acta Zoologica Fennica*, 173: 43–45.
- Najdenski H, Speck S. 2012. *Yersinia* infections. In: Gavier-Widén D, Duff JP, Meredith A, ed. *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. Oxford: Wiley-Blackwell, 293–302.
- Neimanis AS, Leighton FA. 2004. Health risk assessment for the introduction of Eastern wild turkeys (*Meleagris gallopavo silvestris*) into Nova Scotia. University of Saskatchewan.
- Nicholas R. 2012. *Mycoplasma* Infections: Introduction. In: Gavier-Widén D, Duff JP, Meredith A, ed. *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. Oxford: Wiley-Blackwell, 372–273.
- Niederösterreichische Verordnung 2016 über die Europaschutzgebiete LGBl. 5500/6-0 idF LGBl. 38/2016.
- Nováková D, Pantůček R, Hubálek Z, Falsen E, Busse HJ, Schumann P, Sedláček I. 2010. *Staphylococcus microti* sp. nov., isolated from the common vole (*Microtus arvalis*). *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 60(3): 566–73.
- Pellérdy LP. 1974. *Coccidia and coccidiosis*. Second., rev. ed. Berlin: Parey, 959.
- Podschun R, Ullmann U. 1998. *Klebsiella* spp. as nosocomial pathogens: epidemiology, taxonomy, typing methods, and pathogenicity factors. *Clinical Microbiology Reviews*, 11(4): 589–603.
- Polk BF, Kasper DL. 1977. *Bacteroides fragilis* subspecies in clinical isolates. *Annals of Internal Medicine*, 86(5): 569–571.
- Pollitzer R. 1960. A review of recent literature on plague. *Bulletin of the World Health Organization*, 23: 313–400.
- Posautz A, Suchentrunk F, Spargser J. 2016. First record of *Mycoplasma citelli*-like organisms in the European ground squirrel (*Spermophilus citellus*) [Abstract]. Berlin: 12th Conference of the European Wildlife Disease Association.

- Prieto D, Correia I, Pla J, Román E. 2016. Adaptation of *Candida albicans* to commensalism in the gut. *Future Microbiology*, 11(4): 567–583.
- Ramos-Lara N, Koprowski JL, Kryštufek B, Hoffmann IE. 2014. *Spermophilus citellus* (*Rodentia. Sciuridae*). *Mammalian Species*, 46(913): 71–87.
- Raoult D, Mouffok N, Bitam I, Piarroux R, Drancourt M. 2013. Plague: History and contemporary analysis. *Journal of Infection*, 66(1): 18–26.
- Richtlinie 2009/147/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 30. November 2009 über die Erhaltung der wildlebenden Vogelarten ABl. L 2010/20, 7.
- Richtlinie 92/43/EWG des Rates vom 21. Mai 1992 zur Erhaltung der natürlichen Lebensräume sowie der wildlebenden Tiere und Pflanzen ABl. L 1992/206, 7.
- Rišavy B. 1957. Notes on the Coccidia of free-living small mammals in Czechoslovakia. *Československa parasitologie*, 4: 331–336.
- Rose DL, Tully JG, Langford E V. 1978. *Mycoplasma citelli*, a new species from ground squirrels. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 28(4):567–572.
- Rotter B, Philippi D. 2012. Perchtoldsdorfer Heide: Projektteil Zieselmonitoring 2012 [Bericht]. Wien.
- Rotter B, Steiner M, Provin C. 2015. Perchtoldsdorfer Heide: Projektteil Zieselmonitoring 2015 [Bericht]. Perchtoldsdorf.
- Ružić A. 1978. *Citellus citellus* (Linnaeus, 1766) - der oder das Europäische Ziesel. In: J. Niethammer J und Krapp F, Hrsg. *Handbuch der Säugetiere Europas*. Bd. 1, Nagetiere I (*Sciuridae, Castoridae, Gliridae, Muridae*). Wiesbaden: Akademische Verlagsgesellschaft, 123–144.
- Sachteleben J, Riess W. 1997. Flächenanforderungen im Naturschutz, Ableitung unter Berücksichtigung von Inzuchteffekten, I. Teil: das Modell. *Naturschutz und Landschaftsplanung* 29: 336–344.
- Sachteleben J, Riess W. 1997. Flächenanforderungen im Naturschutz, Ableitung unter Berücksichtigung von Inzuchteffekten, II. Teil: Bayern als Beispiel. *Naturschutz und Landschaftsplanung* 29: 373–377.

- Sainsbury A, Vaughan-Higgins R. 2012. Analyzing disease risks associated with translocations. *Conservation Biology*, 26(3): 442–452.
- Sainsbury AW, Deaville R, Lawson B, Cooley WA, Farelly SS, Stack MJ, Duff P, McInnes CJ, Gurnell J, Russell PH, Rushton SP, Pfeiffer DU, Nettleton P, Lurz PW. 2008. Poxviral disease in red squirrels *Sciurus vulgaris* in the UK: spatial and temporal trends of an emerging threat. *Ecohealth* 5(3): 305–16.
- Sampson JR. 1969. *Eimeria yukonensis* n. sp. (Protozoa: Eimeriidae) from the Arctic ground squirrel *Spermophilus undulates*. *The Journal of Protozoology*, 16(1): 45–46.
- Schaedler RW, Dubos JR. 1962. The fecal flora of various strains of mice. Its bearing on their susceptibility to endotoxin. *Journal of Experimental Medicine*, 115(6): 1149–1160.
- Schlottau K, Jenckel M, van den Brand J, et al. 2017. Variegated Squirrel Bornavirus 1 in Squirrels, Germany and the Netherlands. *Emerging Infectious Diseases*, 23(3): 477–481.
- Shults LM, Stanton NL. 1987. Helminth parasites of the Wyoming ground squirrel, *Spermophilus elegans* Kennicott, 1863. *Great Basin Naturalist*, 47(1): 103–104.
- Simpson VR, Davison J, Borman AM, Linton CJ, Everest D. 2009. Fatal candidiasis in a wild red squirrel (*Sciurus vulgaris*). *The Veterinary record*, 164(11): 342–343.
- Simpson VR, Hargreaves J, Butler HM, Davison NJ, Everest DJ. 2013. Causes of mortality and pathological lesions observed post-mortem in red squirrels (*Sciurus vulgaris*) in Great Britain. *BMC Veterinary Research*, 9: 229.
- Speakman JR. 2008. The physiological costs of reproduction in small mammals. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences*, 363(1490): 375–398.
- Speck S. 2012. *Corynebacterium* infections. In: Gavier-Widén D, Duff JP, Meredith A, ed. *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. Oxford: Wiley-Blackwell, 438–439.
- Spitzenberger F, Bauer K. 2001. Ziesel *Spermophilus citellus* (Linnaeus, 1766). In: Spitzenberger F, ed. *Die Säugetierfauna Österreichs. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft*. Graz: austria medien Service GmbH, 356–365.

- Spitzenberger F. 2005. Rote Liste der Säugetiere Österreichs. In: Grüne Reihe des Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft, Hrsg. Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. Band 14/1. Wien, Köln, Weimar: Böhlau Verlag, 54, 61.
- Stanton NL, Shults LM, Parker M, Seville RS. 1992. Coccidian assemblages in the Wyoming ground squirrel, *Spermophilus elegans elegans*. The Journal of Parasitology, 78(2): 323–328.
- Steiner M, Drozdowski I. 2017. Perchtoldsdorfer Heide: Projektteil Intensivzählung 2017 [Kurzbericht]. Perchtoldsdorf.
- Stevenson TJ, Duddleston KJ, Buck CL. 2014. Effects of season and host physiological state on the diversity, density, and activity of the Arctic ground squirrel cecal microbiota. Applied And Environmental Microbiology, 80(18): 5611–5622.
- Suzuki TA. 2017. Links between natural variation in the microbiome and host fitness in wild mammals. Integrative and comparative biology, 57(4): 756–769.
- Taylor G, Canessa S, Clarke RH, Ingwersen D, Armstrong DP, Seddon PJ, Ewen JG. 2017. Is reintroduction biology an effective applied science? Trends in Ecology & Evolution, 32(11): 873–880.
- Todd KS, Hammond DM. 1968a. Life cycle and host specificity of *Eimeria callospermophili* Henry, 1932 From the Uinta ground squirrel *Spermophilus armatus*. The Journal of Protozoology, 15(1): 1–8.
- Todd KS, Hammond DM. 1968b. Life cycle and host specificity of *Eimeria larimerensis* Vetterling, 1964, from the Uinta Ground Squirrel *Spermophilus armatus*. The Journal of Protozoology, 15(2): 268–275.
- Todd KS, Hammond DM, Anderson LC. 1968. Observations on the life cycle of *Eimeria bilamellata* Henry, 1932 in the Uinta ground squirrel *Spermophilus armatus*. The Journal of Protozoology, 15(4): 732–740.
- Valentin-Weigand P. 2011. Actinomyzeten: Gattung *Corynebacterium*. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigand P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 301–303.

- Valentin-Weigand P. 2011. Grampositive Kokken. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigand P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb.Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 256–259.
- Vaughan-Higgins RJ, Sainsbury AW, Beckmann K, Brown MJF. 2016. Disease risk analysis for the reintroduction of the short-haired bumblebee (*Bombus subterraneus*) to the UK. Natural England Commissioned Reports 216.
- Verts BJ, Costain DB. 1988. Changes in sex ratios of *Spermophilus beldingi* in Oregon. Journal of Mammalogy, 69(1): 186–190.
- Viggers KL, Lindenmayer DB, Spratt DM. 1993. The importance of disease in reintroduction programmes. Wildlife Research, 20(5): 687–698.
- Viney M. 2018. The gut microbiota of wild rodents: Challenges and opportunities. Laboratory animals, 53(3): 252–258.
- Vukonich M, Moline H, Chaussee M, Pepito B, Huntington MK. 2015. Case report: chorioamnionitis attributed to *Streptococcus thoraltensis*. South Dakota medicine: the Journal of the South Dakota State Medical Association, 68(7): 298–299.
- Warschau M. 2015. Spezielle Untersuchungsmethoden. In: Fehr M, Ewringmann A, Warschau M. Das Frettchen als Heimtier. Stuttgart: Enke Verlag, 76.
- Wazir M, Grewal M, Jain AG, Everett G. 2019. *Streptococcus thoraltensis* bacteremia: a case of pneumonia in a postpartum patient. Cureus, 11(9): e5659. DOI 10.7759/cureus.5659
- Welsh RM, Seedhorn MO. (2008). Lymphocytic Choriomeningitis virus (LCMV): propagation, quantitation, and storage. Current Protocols in Microbiology 8(1): 15A.1.1–15A.1.
- Whithear K. 2001. Diseases due to mycoplasmas. In: Williams ES, Barker IK, ed. Infectious Diseases of Wild Mammals. 3. Aufl. Ames, Iowa, USA: Iowa State University Press. 413–422.
- Wieler LH, Ewers C. 2011. Enterobacteriaceae: Gattung *Escherichia*. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigand P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 187–197

- Wieler LH, Ewers C. 2011. Enterobacteriaceae: Gattung *Klebsiella*. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigang P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 197–198.
- Wieler LH, Ewers C. 2011. Enterobacteriaceae: Gattung *Pantoea*. In: Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigang P, ed. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag, 198.
- Wilber PG, Duszynski DW, Upton SJ, Seville RS, Corliss JO. 1998. A revision of the taxonomy and nomenclature of the *Eimeria* spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from rodents in the Tribe Marmotini (Sciuridae). *Systematic Parasitology*, 39(2): 113–135.
- Williams ES. 2001. Paratuberculosis and other mycobacterial diseases: Paratuberculosis. In: Williams ES, Barker IK, ed. *Infectious Diseases of Wild Mammals*. 3. Aufl. Ames, Iowa, USA: Iowa State University Press. 361–365.
- Wilson G, Broughan J, Chambers M, Clifton-Hadley R, Crawshaw T et al. 2009. Technical Report submitted to EFSA: Scientific review on Tuberculosis in wildlife in the EU. https://www.vri.cz/userfiles/file/Referencni_laboratore/paratuberkuloza/TB_in_wildlife.pdf. (aufgerufen am 06.03.2020)
- Winternitz JC, Yabsley MJ, Altizer SM. 2012. Parasite infection and host dynamics in a naturally fluctuating rodent population. *Canadian Journal of Zoology*, 90 (9): 1149–1160.
- Woodford MH. 1993. International disease implications for wildlife translocation. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 24(3): 265–270.
- Woodford MH. 2000. Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. Gland, Paris: the IUCN Species Survival Commission's Veterinary Specialist Group, the Office International des Epizooties and the European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians.
- Ying B, Kosoy MY, Maupin GO, Tsuchiya KR, Gage KL. 2002. Genetic and ecological characteristics of *Bartonella* communities in rodents in southern China. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 66(5): 622–627.

ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS

3.7 Abbildungsverzeichnis

ABB. 1: DIE PERCHTOLDSDORFER HEIDE IM FRÜHLING	3
ABB. 2: <i>S. CITELLUS</i> IN DER DRAHTWIPPFALLE	12
ABB. 3: BEKÖDERTE DRAHTWIPPFALLE	13
ABB. 4: FIXIERUNG VON <i>S. CITELLUS</i> ZUR SPEICHEL TUPFERENTNAHME IN DER HAND	13
ABB. 5: GEWICHTSMESSUNG DES GEFANGENEN INDIVIDUUMS IM FANGSACK	13
ABB. 6: ÜBERPRÜFUNG DES RFID-CHIPS	14
ABB. 7: FIXIERUNG DES TIERES IN DER HAND	14
ABB. 8: FRISCH ABGESETZTER KOT	16
ABB. 9: SPEICHEL TUPFER ZUR ENTNAHME VON SPEICHELPROBEN	16
ABB. 10: GEWICHT DER ZIESEL BEIM ERSTFANG	19
ABB. 11: ABSOLUTE HÄUFIGKEIT UND MENGE DER IM SPEICHEL NACHGEWIESENEN BAKTERIEN- UND PILZARTEN	22
ABB. 12: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER IM SPEICHEL NACHGEWIESENEN BAKTERIEN- UND PILZARTENARTEN IM VERGLEICH	23
ABB. 13: ABSOLUTE HÄUFIGKEIT UND MENGE DER IM KOT NACHGEWIESENEN BAKTERIEN- UND PILZARTEN	25
ABB. 14: RELATIVE HÄUFIGKEIT DER IM KOT NACHGEWIESENEN BAKTERIEN- UND PILZARTENARTEN IM VERGLEICH	25
ABB. 15: ABSOLUTE HÄUFIGKEIT DER NACHGEWIESENEN ENDOPARASITEN	27
ABB. 16: NACHWEISHÄUFIGKEIT DER ENDOPARASITEN	28

3.8 Tabellenverzeichnis

TAB. 1: TAXONOMISCHE KLASSIFIZIERUNG DER AUS DEN SPEICHEL TUPFERN KULTIVIERTEN BAKTERIEN UND PILZE	21
TAB. 2: ART UND MENGE DER IM SPEICHEL NACHGEWIESENEN ISOLATE	22
TAB. 3: TAXONOMISCHE KLASSIFIZIERUNG DER AUS DEN KOTPROBEN KULTIVIERTEN BAKTERIEN UND PILZE	24
TAB. 4: ART UND MENGE DER IM KOT NACHGEWIESENEN ISOLATE	24
TAB. 5: MENGE DER IN DEN KOTPROBEN DER ZIESEL NACHGEWIESENEN ENDOPARASITÄREN <i>APICOMPLEXA</i> UND HELMINTHEN	27