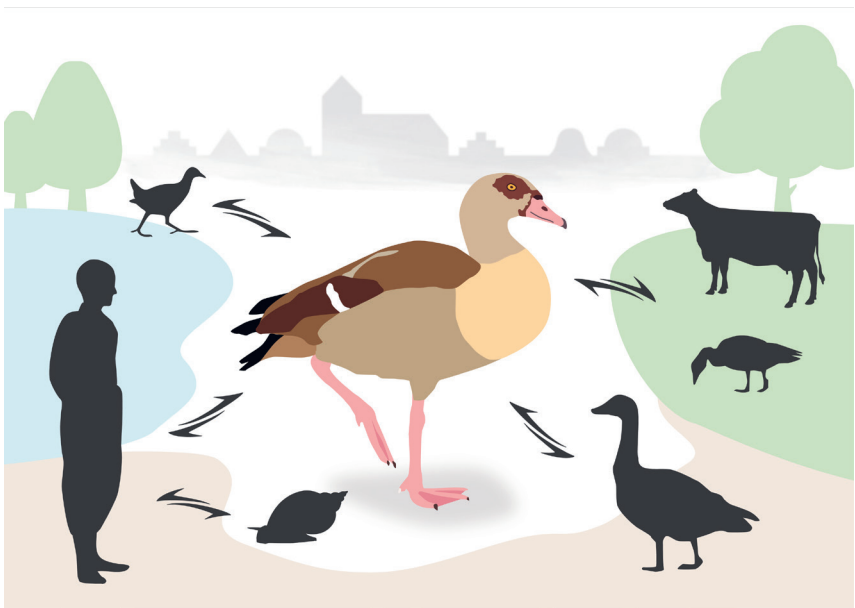


Erste parasitologische Untersuchungen bei der synanthropen Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) in Deutschland und ihre Bedeutung als Neobiont

Ella F. Fischer



Bibliografische Informationen der Deutschen Bibliothek

Die Deutsche Bibliothek verzeichnet diese Publikation in der Deutschen Nationalbibliografie;
detaillierte bibliografische Daten sind im Internet abrufbar über
<http://dnb.ddb.de>

© 2024 by Verlag:

Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft Service GmbH, Gießen
Printed in Germany

ISBN 978-3-86345-724-2

1. Auflage 2024

Verlag:

DVG Service GmbH
An der Alten Post 2
35390 Gießen
Tel.: 0641 984446-0
info@dvj.de
www.dvj.de

Aus dem Institut für Parasitologie, Fachbereich Veterinärmedizin,

Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. Carlos Hermosilla

**Erste parasitologische Untersuchungen
bei der synanthropen Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*)
in Deutschland und ihre Bedeutung als Neobiont**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines

Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)

beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Ella F. Fischer

Tierärztin aus Berlin

Gießen, 2024

Imprimatur

Mit der Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. Stefan Arnhold

1. Gutachter: Prof. Dr. Dr. Carlos Hermosilla
 2. Gutachterin: Prof. Dr. Dr. Benjamin Lamp
- Prüfer: Prof. Dr. Monika Kressin

Tag der Disputation: 12.08.2024

“Parasites can hardly be receiving more attention than they deserve.” (Toft 1991)

“Biodiversity conservation is an effective way to protect human health” (Pongsiri et al. 2009)

Originale Publikationen

Fischer, E. F.; Recht, S.; Vélez, J.; Rogge, L.; Taubert, A.; Hermosilla, C.R. Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. *Diversity* 2023, 15, 388. <https://doi.org/10.3390/d15030388>

Fischer, E. F.; Schlohsarczyk, E. K.; Gröf, M.; Gärtner, U.; Taubert, A.; Hermosilla, C. R. New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. *Pathogens* 2023, 12, 663. <https://doi.org/10.3390/pathogens12050663>

Fischer, E. F.; Müller, R.; Todte, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C. Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany. *Animals* 2023, 13, 3403. <https://doi.org/10.3390/ani13213403>

Wissenschaftliche Daten dieser Dissertation wurden bereits in den folgenden nationalen- und internationalen Tagungen vorgestellt

Fischer, E. F.; Schlohsarczyk, E.; Hirz, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2021). Vorkommen von *Hystrichis tricolor*-Infektionen bei Nilgänsen (*Alopochen aegyptiaca*) im Großraum Frankfurt am Main. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft (DVG), FG Parasitologie und parasitäre Krankheiten: 28.-30.6.2021, online. S. 277-278.

Fischer, E. F.; Müller, R.; Todte, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2022). Possible *Salmonella* spp. infections originating from synanthropic Egyptian geese *Alopochen aegyptiaca* in Germany: a One-Health perspective. European Ornithologists' Union (EOU): 15.3.2022, Giessen, Deutschland. S. 201.

Fischer, E. F.; Recht, S.; Müller, R.; Veléz, J.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2022). Anthropozoonotic pathogens in free ranging synanthropic Egyptian geese *Alopochen aegyptiaca* (Linnaeus 1766) in Germany. German Research Platform for Zoonoses: 22.-24.6.2022, Hannover, Deutschland. S. 24.

Fischer, E. F.; Recht, S.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2022). Gastrointestinal parasites of Egyptian geese *Alopochen aegyptiaca* (Linnaeus 1766) in Western Europe. NEOBIOTA 2022: 12.-16.9.2022, Tartu, Estland. S. 85.

Fischer, E. F.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2023). Neozoon Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*): Gastrointestinale Parasiten in urbanen und periurbanen Gebieten Deutschlands. Tagung der DVG-Fachgruppe ZZWRAF: 7.-9.9.2023, Giessen, Deutschland. S. 37-38.

Fischer, E. F. (2023). Parasitologische und bakteriologische Untersuchungen an neozotischen Nilgänsen (*Alopochen aegyptiaca*) in Deutschland. ZOWIAC-Konferenz Wildtierforschung Gebietsfremde Wirbeltiere. 14.-15.9.2023, Frankfurt am Main, Deutschland. S. 11.

Fischer, E. F.; Müller, R.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2023). Untersuchungen zur potenziellen Übertragung von *Salmonella* spp. durch eine neozotische Spezies (*Alopochen aegyptiaca*) in urbanen Räumen Deutschlands. Jenaer *Salmonella*-Workshop. 27.-29.9.2023, Jena, Deutschland. S. 41.

Inhaltsverzeichnis

| | | |
|----------|---|----|
| | Verzeichnis parasitologischer und ökologischer Fachtermini (in deutscher und englischer Sprache) | 9 |
| | Abkürzungsverzeichnis | 10 |
| | Abbildungsverzeichnis und Tabellenverzeichnis | 12 |
| I. | Einführung | 13 |
| II. | Literaturübersicht | 13 |
| 1. | Neobiota | 13 |
| 1.1. | Neobiota (gebietsfremde Arten) | 13 |
| 1.2. | Biologische Generalisten | 17 |
| 1.3. | Parasiten als Teil biologischer Invasionen | 18 |
| 1.4. | Rechtliche Grundlagen im Umgang mit gebietsfremden Arten | 19 |
| 1.5. | Managementstrategien und Eradikationsprogramme | 20 |
| 1.6. | Neobiota in Deutschland | 21 |
| 2. | Die Nilgans (<i>Alopochen aegyptiaca</i>, Linnaeus 1766) | 22 |
| 2.1. | Biologie der Nilgans | 22 |
| 2.2. | Die Nilgans als gebietsfremde Art | 25 |
| 2.3. | Die Nilganspopulation in Deutschland | 27 |
| 2.4. | Nilgänse als Kulturfolger | 28 |
| 2.5. | Nilgänse in den öffentlichen Medien / Medienspiegel | 30 |
| 2.6. | Auswirkungen der gebietsfremden Vogelspezies <i>Alopochen aegyptiaca</i> | 31 |
| 2.7. | Management der gebietsfremden Nilgans <i>Alopochen aegyptiaca</i> in Europa | 34 |
| 3. | Parasitosen des Wassergeflügels in Europa | 37 |
| 3.1. | Parasit-Wirts-Beziehungen bei aviären Wirten | 37 |
| 3.2. | Vorstellung ausgewählter Parasiten bei Wasservögeln | 39 |
| 3.2.1. | Ektoparasiten | 39 |
| 3.2.1.1. | Federlinge | 39 |
| 3.2.1.2. | Flöhe | 39 |
| 3.2.1.3. | Milben und Zecken | 40 |
| 3.2.2. | Endoparasiten | 40 |
| 3.2.2.1. | Protozoa | 40 |
| 3.2.2.2. | Trematoda | 41 |

| | | |
|----------|---|-----|
| 3.2.2.3. | Cestoda | 42 |
| 3.2.2.4. | Nematoda | 43 |
| 3.2.2.5. | Acantocephala | 45 |
| 4. | Ausgewählte anthroponotisch relevante bakterielle Erreger | 45 |
| 4.1. | <i>Salmonella</i> spp. | 45 |
| 4.2. | <i>Campylobacter</i> spp. | 46 |
| 4.3. | <i>Escherichia coli</i> | 47 |
| 5. | Aviäre Immuneffekte gegen Helminthen | 47 |
| 6. | Ziele der Untersuchung | 48 |
| 7. | Definition der geografischen Räume bei der Probensammlung | 50 |
| III. | Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (<i>Alopochen aegyptiaca</i>, Linnaeus 1766) in Germany | 51 |
| IV. | New insights on the neglected avian nematode <i>Hystrichis tricolor</i>: Hystrichiosis induced proventriculitis in synanthropic Egyptian geese (<i>Alopochen aegyptiaca</i>, Linnaeus 1766) in Germany | 75 |
| V. | Role of free-ranging synanthropic Egyptian Geese (<i>Alopochen aegyptiaca</i>) as natural host reservoirs for <i>Salmonella</i> spp. in Germany | 90 |
| VI. | Zusätzliche Untersuchungen/ Kooperationen und deren Ergebnisse | 105 |
| VII. | Diskussion und Ausblick | 110 |
| VIII. | Zusammenfassung | 127 |
| VIII. | Summary | 130 |
| IX. | Literaturverzeichnis | 132 |
| X. | Danksagung | 150 |
| XI. | Deklaration | 152 |

Verzeichnis parasitologischer- und ökologischer Fachtermini

Allochthon: gebietsfremdes, etabliertes Vorkommen einer Spezies in einem Gebiet

Biozönose: Lebensgemeinschaft

Euryxene Parasiten: Parasiten mit einem breiten Wirtsspektrum

Endwirt: Wirt, in welchem sich die geschlechtlichen Stadien einer Parasitenspezies entwickeln

Heteroxene Parasiten: Parasiten, deren Entwicklungszyklus mehrere Wirtsarten umfasst

Neozoon: Tierart, die durch Menschen nach 1492 innerhalb von kurzer Zeit über biogeografische Grenzen hinweg verbracht wurde

Nische: Wechselwirkungskomplex aus abiotischen und biotischen Faktoren auf eine bestimmte Spezies

Obligater Wirt: notwendiger Wirt für den Entwicklungszyklus des Parasiten

Prävalenz: mit einem spezifischen Pathogen infizierter Anteil einer Wirtspopulation

Opportunist: Kommensale, der nur bei gestörter Immunitätslage ein Krankheitsbild auslösen kann

Paratenischer Wirt: Transport- oder Sammelwirt; Wirt, der den Parasiten beherbergt, in dem keine weitere Entwicklung des Parasiten stattfindet

Patenz: Zeitintervall einer Infektion mit Ausscheidung infektiöser Zwischenstadien

Habitat: Lebensraum einer Spezies in einem Biotop

Fitness: biologische Angepasstheit/Tauglichkeit

ursprünglicher Verbreitungsdruck: Anzahl transportierter bzw. eingeführter Individuen einer gebietsfremden Spezies

Zwischenwirt: obligater Wirt für die weitere Entwicklung eines heteroxenen Parasiten

Glossary of parasitological and ecological terms

Alien: plant or animal in an area where it is naturally not native

Abundance: the number of individuals of a parasite species in/on an individual host

Definitive host (DH): the host in which an adult parasite sexually reproduces

Infrapopulation: all individuals of a parasite species in or on an individual host at a particular time

Intensity: the number of individuals of a particular parasite in/on a single infected host

Intermediate host (IH): the host in which a parasite passes developmental change but does not reach sexual maturity

Neozoon: an animal species which has been moved/transported by humans after 1492 across biogeographical boundaries within a short period of time

Nish: all biotic and abiotic environmental conditions around a certain species

Patent infection of a host: the parasite multiplies in the host and secretes infectious forms (i.e. eggs, larvae, cysts or oocysts)

Prevalence: the number of hosts infected with one or more individuals of a parasite species divided by the number of hosts examined for that parasite species

Pest: established species with negative effects on the indigenous biodiversity (synonym in German "invasiv")

Reservoir host: host in which a parasite can survive and reproduce, but is not considered the normal host

Propagule pressure: number of individuals of a species introduced by humans at a certain location

Abkürzungsverzeichnis

| | |
|-----------------------|--|
| AIV | aviäres Influenza Virus |
| µL: | Mikroliter |
| BALT: | Bronchial Associated Lymphoid Tissue |
| BfN: | Bundesamt für Naturschutz |
| BJagdG: | Bundesjagdgesetz |
| BNatSchG: | Bundesnaturschutzgesetz |
| BRH: | Biotic Resistance Hypothesis |
| CO1: | Cytochrome c oxidase I (hier Abschnitt des mitochondrialen Genoms) |
| Cytb: | Cytochrom b (hier Abschnitt des mitochondrialen Genoms) |
| DH: | Definitive host |
| D-loop: | Displacement Loop |
| DNA: | Desoxyribunokleinsäure |
| EEH: | Enemy of my Enemy Hypothesis |
| e. g.: | <i>exempli gratia</i> |
| EICA: | Evolution of Increased Competitive Ability Hypothesis |
| ELISA: | Enzyme-linked Immunosorbent Assay |
| ERH: | Enemy Release Hypothesis |
| GABLIS: | German-Austrian Black List Information System |
| GALT: | Gut Associated Lymphoid Tissue |
| HCH: | Human Commensals Hypothesis |
| HET: | Heterophil Extracellular Traps |
| HjagdG: | Hessische Jagdgesetz |
| i. e.: | id est |
| IH: | Intermediate host |
| L₁: | erstes Larvenstadium |
| L₂: | zweites Larvenstadium |
| L₃: | drittes Larvenstadium |
| LJG-NRW: | Landesjagdgesetz Nordrhein-Westphalen |
| LPS: | Lipopolysaccharide |
| MALDI-TOF: | Matrix-Assistierte Laser Desorption-Ionisierung mit Time of Flight |
| ND1: | NADH-ubiquinone oxidoreductase chain 1 (hier Abschnitt des mitochondrialen Genoms) |
| ND2: | NADH dehydrogenase 2 (hier Abschnitt des mitochondrialen Genoms) |
| PCR: | Polymerase Chain Reaction |
| SCH: | Superior Competitor Hypothesis |
| ST: | Sequencetyp |

| | |
|--------------|--|
| ThJG: | Thüringer Jagdgesetz |
| TLR: | Toll-like-Rezeptoren |
| UAK: | Unterarbeitskreis |
| VBNC: | viable but non-culturable |
| WGS: | Whole Genome Sequencing (Ganzgenomanalyse) |
| XLD: | Xylose Lysin Desoxycholat-Agar |

Abbildungsverzeichnis

| | | |
|--------|---|--------|
| Abb. 1 | Natürliches Vorkommen der Nilgans (<i>Alopochen aegyptiaca</i>) in Subsahara-Afrika | S. 26 |
| Abb. 2 | Wandmalerei (1.400-1.350 v. Chr.) in der Grabkapelle des Nebamun | S. 29 |
| III. | Graphical abstract "Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (<i>Alopochen aegyptiaca</i> , Linnaeus, 1766)" | S. 52 |
| IV | Graphical abstract "New Insights on the Neglected Avian Nematode <i>Hystrichis tricolor</i> : Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (<i>Alopochen aegyptiaca</i> , Linnaeus, 1766) in Germany" | S. 76 |
| V | Graphical abstract "Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (<i>Alopochen aegyptiaca</i>) as Natural Host Reservoirs for <i>Salmonella</i> spp. in Germany" | S. 91 |
| Abb. 3 | Eröffnete Körperhöhle einer Nilgans (<i>Alopochen aegyptiaca</i>) | S. 106 |
| Abb. 4 | Proventriculitis bei <i>Alopochen aegyptiaca</i> mit Nematodenanschnitten | S. 107 |
| Abb. 5 | Proventriculitis bei <i>Alopochen aegyptiaca</i> mit Nematodenanschnitten | S. 108 |

Tabellenverzeichnis

| | | |
|--------|---|--------|
| Tab. 1 | Gängige Hypothesen zum Prozess ökologischer Invasionen | S. 17 |
| Tab. 2 | Jagdzeiten der Nilgans (<i>Alopochen aegyptiaca</i>) in den einzelnen Bundesländern | S. 36 |
| Tab. 3 | Zweiseitiges 95%-Konfidenzintervall und Befallsintensitäten der ermittelten Endoparasitenprävalenzen bei <i>Alopochen aegyptiaca</i> in Deutschland | S. 109 |

I. Einführung

Am 20. Januar 1778 wurde Kauai als erste Hawaii-Insel von europäischen Entdeckern betreten. Die europäische Expansion sollte katastrophale Folgen für das Ökosystem der Hawaii-Inseln haben: Kaum hundert Jahre nach der Entdeckung durch James Cook war die Hälfte der einheimischen Avifauna verschwunden. Dieser Artenschwund war nicht nur auf die direkten anthropogenen Einflüsse wie etwa den massiven Eintrag von gebietsfremden Nutztieren, die Bejagung der einheimischen Arten und die Abholzung zurückzuführen. Eine noch viel größere Rolle spielte dabei die unbeabsichtigte Verbringung der Spezies *Plasmodium cathemerium*, eines einzelligen Parasiten, auf die Inselgruppe. Von den Europäern nach Hawaii verschleppte Stechmücken waren mit diesem Erreger infiziert, welcher dort auf eine naive indigene Avifauna traf und maßgeblich zur Ausrottung der meisten endemischen Vogelarten, die an Vogel malaria erkrankten, beitrug (Warner 1968; Smith und Smith 2009).

Der Parasitismus ist die am weitesten verbreitete Daseinsform von Lebewesen auf der Welt. Bislang wurde seine Rolle bei biologischen Invasionen wenig beachtet (Dunn und Perkins 2012). Angesichts der stetig wachsenden anthropogenen Einflüsse in allen Teilen der Welt kommt der Überwachung und Verhinderung von biologischen Invasionen allerdings eine immer größere Bedeutung für den Schutz der weltweiten Biodiversität zu (Blackburn et al. 2009; Cornet et al. 2016).

Mit der vorliegenden Studie werden erstmals grundlegende parasitologische Daten zu der erfolgreich verlaufenden biologischen Invasion der Ägyptischen Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) in Mitteleuropa bereitgestellt.

II. Literaturübersicht

1. Neobiota

Bis in die 1990er Jahre wurden Neobiota und ihren diversen Auswirkungen auf Ökosysteme in der Literatur kaum beachtet. Erst in den letzten Jahrzehnten wurde die Erkenntnis, dass das Verbringen von Tieren und Pflanzen mit großen und vielfältigen Risiken für indigene Ökosysteme behaftet ist, zunehmend in der Literatur thematisiert.

1.1. Neobiota (gebietsfremde Arten)

Neobiota oder gebietsfremde Arten sind sowohl Tiere (Neozoen) als auch Pflanzen (Neophyten), die nach 1492 anthropogen innerhalb kurzer Zeit über biogeografische Grenzen hinweg verbracht wurden (Nentwig 2008). Solche Verbringungen geschehen nicht nur zufällig und unbeabsichtigt. Häufige Einführungsgründe sind unter anderem die bewusste Freilassung von Nutztieren, Jagdtieren, Haustieren oder Arten zum Fischen

oder sogar zur Bekämpfung anderer eingeführter biologischer Invasoren (Avery und Feare 2020). Die Zahl der nicht heimischen Arten hat weltweit seit dem fünfzehnten Jahrhundert stetig zugenommen (Nentwig 2010). Die anthropogene Verbringung von Tieren und Pflanzen über biogeografische Grenzen hinweg ist in der heutigen Zeit ein ständig stattfindender Prozess mit einer immer höheren Geschwindigkeit (Mooney und Cleland 2001). Aber es werden nicht nur ständig immer mehr Spezies mit zunehmender Geschwindigkeit transportiert. Großräumige anthropogene abiotische und biotische Veränderungen von Ökosystemen begünstigen bzw. ermöglichen eine erfolgreiche Etablierung eingebrachter Spezies (Sayol et al. 2021). Die durch Invasoren ausgelöste Artenverarmung begünstigt wiederum den Etablierungsprozess weiterer gebietsfremder Arten (Pili et al. 2023). Diese beiden Prozesse verlaufen parallel zueinander und bedingen sich gegenseitig.

Der größte Teil der vorsätzlich oder zufällig ausgewilderten Individuen ist nicht flexibel genug, um sich auf die von ihren natürlichen Habitaten abweichenden biotischen und abiotischen Faktoren einzustellen, und kann daher nicht überleben. Nur etwa zehn Prozent der eingebrachten Arten sind in der Lage, in der neuen Umwelt nicht nur zu überleben, sondern sich auch zu vermehren (Williamson 1996). Diese kritische Phase wird als Etablierungsphase bezeichnet. Nur etwa ein Prozent der eingeführten Spezies werden invasiv. Dabei werden gebietsfremde Vogelspezies weltweit nur halb sooft invasiv wie gebietsfremde Säugetierspezies (Williamson 1996; Hart und Downs 2020a). Invasive Arten unterscheiden sich von etablierten Arten durch die nachgewiesene Bedrohung der einheimischen Biodiversität. Beispielsweise können gebietsfremde Spezies direkt als Prädatoren agieren oder mit einheimischen Arten indirekt in Konkurrenz um begrenzte Ressourcen treten (Nentwig 2010; Rogers und Kark 2020). Um die Risiken für die indigene Biodiversität abzuschätzen und gegebenenfalls Maßnahmenpläne zum Schutz derselben zu erstellen, erfasst in Deutschland das Bundesamt für Naturschutz (BfN) regelmäßig alle vorkommenden nicht einheimischen Arten. Anhand definierter Kriterien werden Invasivitätsbewertungen der Neozoen vorgenommen (Nehring et al. 2015a).

Die von der Ausbreitung invasiver Arten ausgelösten vielfältigen Auswirkungen auf indigene Biozöosen führen nicht selten zu Artverarmung durch das Aussterben lokaler einheimischer Arten (Mooney und Cleland 2001; Sayol et al. 2021; Emde et al. 2012). So wird die Ausbreitung invasiver Arten nach der anthropogenen Zerstörung von Habitaten vielfach als zweitgrößte Bedrohung für die globale Biodiversität genannt (Wilcove et al. 1998; Torchin et al. 2002).

Die durch die Ausbreitung einer gebietsfremden Art hervorgerufenen Veränderungen auf ein Ökosystem sind so vielfältig und zahlreich, dass es nur in sehr kleinen, abgegrenzten Ökosystemen wie Inseln möglich ist, diese zu identifizieren und direkt auf den Eintrag einer Spezies zurückzuführen (Blackburn et al. 2009). (Reaser et al. 2007). 86 % der insgesamt seit 1500 n. Chr. auf Inseln ausgestorbenen Spezies lassen sich auf den anthropogenen Eintrag einer invasiven Art zurückführen (Spatz et al. 2017).

Häufig wird übersehen, dass gebietsfremde Arten nicht nur die einheimische Biodiversität gefährden, sondern auch im „One Health“-Konzept eine Rolle spielen können. Dies geschieht hauptsächlich durch sozioökologische Folgen wie beispielsweise die Übertragung von anthropozoonotischen Pathogenen (i.e.

Bakterien, Viren, Fungi und Parasiten) auf die lokale Bevölkerung oder durch hervorgerufene Verluste in der lokalen (Land-) Wirtschaft (Bernauer und Jansen 2006; Thiengo et al. 2007). Durch diese und andere sozioökologischen Folgen auf die indigene Landwirtschaft und Fischerei oder durch die notwendigen Wiederherstellungsmaßnahmen veränderter Biotope entstehen nicht nur monetär erfassbare Kosten. Eradikations- und Managementprogramme sowie Aufklärungskampagnen rufen hauptsächlich monetäre Kosten hervor. Das Projekt „invaCost“ der „BioM-research group“ am Laboratoire d'Ecologie, Systématique & Evolution der Universität Saclay, Paris, Frankreich arbeitet an der weltweiten Listung der von Neobiota ausgelösten finanziellen und ökologischen Kosten und taxiert diese in US-Dollar (Cuthbert et al. 2021; Diagne et al. 2020).

Verschiedene Hypothesen liefern Erklärungsansätze, warum manche Arten sich erfolgreich fest etablieren und andere Arten nicht in der Lage sind, sich in neuen Lebensräumen zu vermehren und warum einige wenige Arten in der Lage sind, die einheimische Biodiversität zu bedrohen. Neben den gemeinsamen Merkmalen erfolgreicher tierischer und pflanzlicher Invasoren werden auch verschiedene Faktoren der neu besiedelten Umwelt diskutiert. Eine Auswahl der wichtigsten Hypothesen zu erfolgreichen ökologischen Invasionen wird folgend aufgelistet.

Bei der vergleichenden Betrachtung erfolgreicher Invasionen fällt auf, dass sich gebietsfremde Arten in bestimmten Lebensräumen häufiger etablieren als in anderen (Gaertner et al. 2017; O'Donnell et al. 2012). So hat sich beispielsweise wiederholt gezeigt, dass sich Invasoren in artenreichen Ökosystemen schwerer etablieren können als in artenarmen Gemeinschaften. Es wird angenommen, dass artenreiche Ökosysteme weniger freie ökologische Nischen bieten. Diese Hypothese wird als biotische Resistenzhypothese bezeichnet (BRH) und konnte in großräumigen Studien eindeutig bewiesen werden (Beaury et al. 2020). Dass es jedoch auch in artenreichen Ökosystemen bis zum invasionsbedingten Verschwinden von Arten kommen kann, zeigt das anfänglich erwähnte Beispiel der hawaiianischen Inseln. Obwohl es sich um artenreiche Inselökosysteme handelt, starben fast die Hälfte der einheimischen Vogelspezies durch den Eintrag einer Parasitenspezies und ihres Zwischenwirtes aus (Atkinson 2008).

Eine Etablierung von gebietsfremden Arten tritt häufiger nach menschlichen Modellierungen eines Ökosystems auf (Dobson und May 1986). Folgend wird vermutet, dass durch anthropogene Einflüsse weltweit zunehmend homogene, relativ artenarme Ökosysteme entstehen und damit bestimmte Arten begünstigen. Diese Ökosysteme entstehen nicht nur durch Urbanisierung, sondern auch beispielsweise durch intensive Landwirtschaft. Auf diese Weise werden weltweit Lebensräume für ganz bestimmte Arten geschaffen und deren Ausbreitung begünstigt (Blackburn et al. 2009; Burnett und Allen 2020). Auf ähnlichen Beobachtungen basiert die "Human Commensal Hypothesis" (HCH). HCH besagt, dass Arten, die in der unmittelbaren Umgebung des Menschen leben und sich fortpflanzen können, nicht nur leichter verbracht, sondern auch ihre Etablierungsprozesse im neuen Lebensraum begünstigt werden können (Inderjit und Colautti 2005). Da die Verstädterung und anthropogene Veränderung von Landschaften gleichzeitig funktionale Biozönosen verschwinden lässt und viele Ressourcen bietet, eröffnet sie neue Nischen (Sol et al. 2017). Zahlreiche gebietsfremde Spezies leben als menschliche Kommensalen und sind auf menschliche Abfälle, Nahrung oder Gebäude zum Nisten angewiesen (Sol et al. 2017). So zeigte beispielsweise eine

Studie von Clergeau und Vergnes (2011) in Frankreich, dass nicht einheimische Rosensittiche (*Psittacula krameri*) die Hälfte ihrer Zeit an Vogelfutterstellen von Privathaushalten verbrachten. Dies verdeutlicht die Abhängigkeit dieser gebietsfremden Rosensittich-Population von anthropogener Fütterung in europäischen Städten, insbesondere im Winter. Aber auch in ländlichen Gebieten kann die Begünstigung exotischer Arten durch anthropogene Veränderungen der Landschaft, wie zum Beispiel durch Landwirtschaft, beobachtet werden. Eine Studie in Neuseeland zeigte einen Gradienten nicht einheimischer Vögel von Plantagen zu einheimischen unmodifizierten Wäldern. Gebietsfremde Spezies dominierten auf Plantagen, kamen in Mischgebieten vor und waren kaum in einheimischen Wäldern zu finden. Dort dominieren einheimische Arten (Barnagaud et al. 2014). Auch eine Studie in Kalifornien zeigte einen vergleichbaren Gradienten an gebietsfremden Arten wie bei Barnagaud et al. (2014) zwischen urbanen Räumen zu einheimischen Eichenwäldern. (Blair 1996).

Nicht nur Modellierungen des Ökosystems spielen eine Rolle, auch die potenzielle Übertragung von Pathogenen zwischen einheimischen und gebietsfremden Organismen wird beleuchtet. Beispielsweise hebt die „Enemy-of-my-Enemy-Hypothese“ (EEH) die Möglichkeit hervor, dass Neobiota Antagonisten (e. g. Viren, Bakterien, Parasiten, Pilze) aus ihrem Lebensraum mitbringen, an denen sie sich evolutiv bereits angepasst haben. Diese Organismen haben zwar Einfluss auf die Entwicklung ihrer Wirtspopulationen, aber eine stabile Parasit-Wirts-Beziehung zwischen den beiden Populationen ist vorhanden. Im eroberten Lebensraum greifen diese Organismen auf neue immunologisch naive Wirte über, schwächen so die einheimischen Populationen und verschaffen dem Invasor einen Vorteil (Inderjit und Colautti 2005). Die „Enemy-Release-Hypothese (ERH)“ stellt ebenfalls Pathogene als Invasoren in den Vordergrund. Im Gegensatz zur EEH hebt die ERH das Fehlen natürlicher Antagonisten des Eroberers im neuen Lebensraum hervor. Da meist nur wenige Individuen einer Spezies transportiert werden, ist auch die absolute Anzahl an Parasiten oder transportierten Krankheitserregern begrenzt (Drake 2003). Angepasste Prädatoren fehlen in neuen Lebensräumen, und viele Parasiten benötigen für einen vollständigen Entwicklungszyklus spezifische Zwischenwirte, die in dem neuen Lebensraum eventuell nicht vorhanden sind (Torchin und Mitchell 2004; Clark et al. 2015). Aufbauend auf dieser Hypothese entstand die „Evolution of Increased Competitive Ability“- Hypothese (EICA) von Blossey und Notzold 1995. Die EICA postuliert, dass die gebietsfremden Individuen mehr Ressourcen in ihren Körperwachstum und in ihre Fruchtbarkeit investieren können, da sie weniger Ressourcen für die Bekämpfung von Parasiten und Pathogenen aufwenden müssen. In der Folge wurde diese Hypothese mit immunologischen Daten erweitert und bestätigt (Cornet et al. 2016). Weitere ausgewählte gängige Hypothesen sind in Tabelle 1 aufgeführt.

Tab. 1 Gängige Hypothesen zum Prozess ökologischer Invasionen, modifiziert nach Inderjit und Colautti (2005)

| Name | Abkürzung | Erklärung |
|---|-----------|---|
| Biotic Resistance Hypothesis | BRH | artenreiche Biozöosen geben Invasoren keine Nische um sich zu etablieren |
| Superior Competitor Hypothesis | SCH | der Invasor ist konkurrenzfähiger im Hinblick auf eine bestimmte Ressource als einheimische Spezies |
| Enemy Release Hypothesis | ERH | Invasoren lassen Feinde (Pathogene, Prädatoren usw.) in beheimateten Gebieten zurück |
| Enemy of my Enemy Hypothesis | EEH | Invasoren bringen generalistische Pathogene in die eroberten Gebiete, diese Pathogene infizieren einheimische Spezies |
| Evolution of Increased Competitive Ability hypothesis | EICA | Invasoren lassen Feinde in ihren beheimateten Gebieten zurück und können die gesparten Ressourcen in eine bessere Konkurrenzfähigkeit investieren (Körpergröße, Immunsystem usw.) |
| Human Commensals Hypothesis | HCH | Kulturfolger sind erfolgreichere Invasoren |

Während wie oben gezeigt verschiedenste Einflussfaktoren auf eine erfolgreiche Etablierung und folgende Invasivität diskutiert werden, nimmt die Früherkennung potenziell invasiver Spezies immer mehr an Bedeutung zu. Der Fokus derzeitiger Untersuchungen liegt in der Früherkennung potenziell invasiver Arten noch während sich diese im Etablierungsprozess befinden (Lee und Klasing 2004; Parker et al. 2013).

1.2. Biologische Generalisten

Eine vereinfachte Methode zur Beschreibung der Ansprüche verschiedener Arten an spezifische Ressourcen in ihrer Umwelt sind die Begriffe „Generalist“ und „Spezialist“. Ein Generalist ist in der Lage, ein breiteres Spektrum an Umweltfaktoren (e. g. Brutplätze, Nahrungsspektrum, Habitatangebote) zu akzeptieren, wird aber verdrängt, wenn der Spezialist eines Lebensraums die benötigte Ressource in ausreichender Qualität angeboten bekommt (Leggett et al. 2013; Nordberg und Schwarzkopf 2019). Auch unter parasitisch lebenden Organismen existieren sogenannte Generalisten. Diese Parasitenarten zeichnen sich beispielsweise durch ein breiteres Wirtsspektrum aus. Eine breitere Toleranz verschiedener Umweltfaktoren oder eine breitere Akzeptanz von Nischen sowie Verhaltensflexibilität werden als wichtige intrinsische Eigenschaften genannt, die die erfolgreiche Invasion eines neuen Lebensraumes begünstigen können (Blackburn et al. 2009). Nentwig (2010) unterstreicht, dass der anthropogene Klimawandel Generalisten begünstigt, da diese eher in der Lage sind, in einer sich verhältnismäßig schnell verändernden Umwelt zu überleben. Ebenso zeigen Untersuchungen an 477 verschiedenen Vogelspezies und den von ihnen besiedelten Habitaten, dass

generalistische Spezies eher in der Lage sind, Nischen in urbanen Räumen zu besetzen (Callaghan et al. 2019).

1.3. Parasiten als Teil biologischer Invasionen

Parasitismus kann bei Invasionen unterschiedliche Rollen spielen. So können sich parasitische Arten erfolgreich als Neozoen etablieren. Parasiten können aber auch gebietsfremde Arten in deren neu eroberten Lebensräumen infizieren. Exotische Arten können aber auch einen Vorteil in ihren neuen Lebensräumen erhalten, weil sie ihre spezifischen Parasiten auf Grund eines geringen Verbreitungsdrucks (Anzahl verbrachter Individuen, siehe Glossar Fachtermini) zurückgelassen haben. Werden Parasiten durch Neozoen mittransportiert, können einheimische konkurrierende Arten befallen werden (Torchin et al. 2005; Torchin et al. 2001; Lymbery et al. 2014). Des Weiteren spielen sie eine wichtige Rolle bei Interaktionen des Neozoon mit nahe verwandten einheimischen Arten im eroberten Gebiet. Parasiten können ihre Wirte bei einer erfolgreichen Invasion unterstützen oder eine erfolgreiche Etablierung behindern (Dunn et al. 2012).

Ein Beispiel für die anthropogene Ausbreitung eines Parasiten ist *Diphyllobothrium latum*, der durch den Volkstamm der Finno-Ugrier von der Wolga und dem Ural ins Baltikum und nach Finnland transportiert und dort etabliert wurde (Combes und Le Brun 1990). Bei dieser Cestodenart ist der Mensch gleichzeitig einer der Endwirte und die Ursache der Ausbreitung. Zudem wird eine Etablierung von homoxenen Parasiten als wahrscheinlicher angesehen als eine Etablierung von heteroxenen Parasiten. Es sei denn, sie haben ein sehr breites Wirtsspektrum, siehe *D. latum*, und können so für sie neue naive Wirte infizieren (Combes und Le Brun 1990). In einigen wenigen Fällen wurde der Parasit mit seinem obligaten Zwischenwirt durch den Menschen transportiert. Ein Beispiel hierfür ist der Eintrag der Vogel malaria (*Plasmodium relictum*) auf Hawaii nach der Entdeckung der Inseln durch James Cook im Jahr 1778 (Warner 1968). Diese Krankheit wird durch 40 verschiedene Arten der Gattung *Plasmodium* verursacht, die sich in ihrer Speziespezifität und Pathogenität sehr unterscheiden. Das pathogene Stadium sind Merozoiten, die in zirkulierende aviäre Erythrozyten eindringen können und so bei infizierten Vogelwirten eine Anämie verursachen. Je nach *Plasmodium*-Spezies sind unterschiedliche Stechmückespezies obligate Zwischenwirte (Atkinson et al. 2008). Da dieser Parasit weltweit vorkommt, ist es anzunehmen, dass Arten der Gattung *Plasmodium* bereits vor James Cook durch überwinternde Vögel auf die hawaiianischen Inseln eingebracht wurden. Allerdings fehlten Stechmücken als Zwischenwirte für eine erfolgreiche Übertragung auf die indigene Avifauna. Mit der Entdeckung durch die Europäer wurde nicht nur *Plasmodium relictum* in Hausgeflügel wieder auf die Inseln eingeschleppt, sondern auch der Zwischenwirt *Culex pipiens fatigans*. Diese Kombination aus bestehender *P. relictum*-Präsenz auf der Insel und die Einschleppung der Mücken (obligate Zwischenwirte) führten zum Aussterben zahlreicher Spezies (Warner 1968).

Es wird aber auch darauf hingewiesen, dass es sich bei einer Adaption an einen potenziellen neuen Wirt bei den meisten Parasitenspezies um ein sehr langen evolutionären Prozess handelt, dessen Entwicklung selten auf andere Parasit-Wirt-Beziehungen übertragen werden kann (Taraschewski 2006).

Parasiten können jedoch nicht nur als Neozoen bestehende Lebensgemeinschaften beeinflussen, sondern auch den Etablierungsprozess ihrer Wirtspopulationen in eroberten Gebieten. Creed et al. (2022b) ordnen den neuen Assoziationen zwischen dem Eindringling und dem einheimischen Parasit eine entscheidende Rolle für den Erfolg einer Invasion und der Ausbreitungsgeschwindigkeit derselben ein. Da Pathogene, die nicht mit einem Wirt ko-evolviert haben, häufig zum Rückgang und manchmal sogar zur Ausrottung der Wirtspopulationen führen, haben sie einen entscheidenden Einfluss auf den Etablierungserfolg einer Spezies (Creed et al. 2022b; Drake 2003).

Interessanterweise konnten Torchin et al. (2003) an 26 verschiedenen Neozoen (Weichtiere, Krebstiere, Fische, Amphibien, Reptilien, Vögel und Säugetiere) und unter anderem auch an der gemeinen Strandkrabbe (*Carcinus maenas*) zeigen, dass die Individuen in nicht heimischen Gebieten eine geringere Parasitenlast aufweisen als ihre Artgenossen in ihren heimischen Gebieten. Möglicherweise dadurch erreichten die Individuen in den von ihnen neu eroberten Gebieten ein höheres Körpergewicht und eine größere Körperspannweite (Torchin et al. 2001). Andere Autoren sprechen den Parasiten selbst diesen pauschalen Einfluss auf den Ausbreitungs- und Etablierungserfolg ab, gestehen ihnen aber Einflüsse auf den Etablierungsprozess zu (Drake 2003; Zetlmeisl et al. 2011). Untersuchungen an Ochsenfröschen (*Rana catesbeiana/Lithobates catesbeianus*) in endemischen und eroberten Gebieten zeigten im Gegensatz zu den Beobachtungen von Torchin et al. zwar deutliche Unterschiede in der Prävalenz vorkommender Parasitenspezies, jedoch keine generell geringere parasitäre Belastung der gebietsfremden Individuen (Dare und Forbes 2013).

Drake (2003) rückt die Pathogenität des Parasiten im Verhältnis zu der Anzahl infizierter eingeführter Wirte in den Vordergrund und schreibt diesem Index einen großen Einfluss auf die folgende Entwicklung der Wirtspopulation zu.

1.4. Rechtliche Grundlagen im Umgang mit gebietsfremden Arten

Auf internationaler Ebene haben sich die Vereinten Nationen (UNCED) 1992 in Rio de Janeiro, Brasilien, auf das Übereinkommen über die biologische Vielfalt (kurz Biodiversitätskonvention) geeinigt. Die Vertragsparteien verpflichten sich darin zu präventiven Maßnahmen, zur Kontrolle und zur Bekämpfung invasiver Arten um diese Biodiversität zu sichern.

Die Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22. Oktober 2014 über die Prävention und das Management der Einbringung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten sah vor, dass die Europäische Kommission eine Liste invasiver gebietsfremder Arten von unionsweiter Bedeutung („Unionsliste“) erstellen muss. Mit der Durchführungsverordnung (EU) 2016/1141 der Kommission vom 13. Juli 2016 wurde diese Unionsliste angenommen. Im Gegensatz zu Richtlinien gelten Verordnungen unmittelbar in jedem Mitgliedstaat. Mit diesem Durchführungsrechtsakt der Kommission werden einheitliche Bedingungen für die Durchführung der Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 in allen Mitgliedstaaten gewährleistet. Eine Aktualisierung des geltenden EU-Rechts erfolgte durch die

Durchführungsverordnung (EU) 2017/1263 der Kommission vom 12. Juli 2017 sowie die Durchführungsverordnung (EU) 2019/1262 der Kommission vom 25. Juli 2019.

Gemäß der Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 werden in die Unionsliste nur invasive gebietsfremde Arten aufgenommen, welche bestimmte Kriterien erfüllen, unter anderem, dass in einer Risikobewertung nachgewiesen wurde, dass zur Verhütung ihrer Einbringung, Etablierung oder Ausbreitung konzertierte Maßnahmen auf Unionsebene erforderlich sind. Die Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 verpflichtet die Mitgliedstaaten, innerhalb von drei Jahren nach der Annahme der Unionsliste Aktionspläne zu implementieren, mit denen die nicht vorsätzliche Einschleppung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten in die bzw. innerhalb der Union verhindert werden sollen. Ferner verpflichtet die Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 die Mitgliedstaaten, innerhalb von 18 Monaten nach der Annahme der Unionsliste ein System zur Früherkennung, Überwachung und sofortigen Beseitigung von invasiven gebietsfremden Arten von unionsweiter Bedeutung zu errichten. Invasive gebietsfremde Arten von unionsweiter Bedeutung unterliegen einer Reihe von Beschränkungen: unter anderem dürfen sie nicht vorsätzlich in das Gebiet der Union verbracht werden, gehalten werden, gezüchtet werden, in Verkehr gebracht werden oder in die Umwelt freigesetzt werden. Die Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 verpflichtet die Mitgliedstaaten zu auf einer Kosten-Nutzen-Analyse basierenden Managementmaßnahmen für diejenigen invasiven gebietsfremden Arten von unionsweiter Bedeutung, die in ihrem Hoheitsgebiet weit verbreitet sind, aber nicht zu deren Eradikation.

Die Durchführung der Verordnung auf nationaler Ebene erfolgte in Deutschland unter anderem durch das Bundesnaturschutzgesetz §§ 40a-f, welches die Durchführung der Aktions- und Managementmaßnahmen (§ 40 Absatz 3 Satz 2 BNatSchG), sofern diese im Rahmen des Jagdschutzes durchführbar sind, auf die zuständige Jagdbehörde auf Landesebene überträgt (§ 40a Absatz 1 Satz 2 BNatSchG). Die Regelungen des § 40 BNatSchG gelten bundesunmittelbar, sie bedürfen daher nicht mehr einer Umsetzung durch das Landesrecht. Das Bundesjagdgesetz überträgt die Pflicht der Maßnahmendurchführung auf den jeweiligen Jagd ausübungsberechtigten (§ 28a Absatz 1 Satz 1 BJagdG) und sofern dieser nicht dazu in der Lage ist, auf die zuständige Jagdbehörde (§ 28a Absatz 2 Satz 1 BJagdG). Die konkrete Ausarbeitung der jeweiligen Aktionspläne obliegt einer Arbeitsgruppe der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Naturschutz, Landschaftspflege und Erholung (LANA) unter Leitung des BfN (Holljesiefken 2007).

Durch die Invasivitätseinschätzungen des BfN werden Neobiota in Deutschland anhand ihrer potenziellen Bedrohung für die einheimische biologische Vielfalt in drei Listenkategorien unterteilt. In Orientierung an der Begriffsdefinition des Bundesnaturschutzgesetzes in § 7 Abs. 2 Satz 9 muss für die Bezeichnung „invasive Art“ ein erhebliches Gefährdungspotenzial für die biologische Vielfalt vorliegen. Die Listenkategorie „invasive Arten“ umfasst eben diese Spezies und ist in drei Teillisten (Warnliste, Aktionsliste und Managementliste) unterteilt. Folgende Listenkategorien sind „potenziell invasive Arten“ mit den Teillisten Handlungsliste und Beobachtungsliste und die Listenkategorie „bisher nicht invasive Arten“ (Nehring et al. 2015a; Nehring et al. 2015b).

1.5. Managementstrategien und Eradikationsprogramme gebietsfremder Arten

Bei der Bekämpfung invasiver Arten werden vier Phasen unterschieden: Prävention, Ausrottung, Eindämmung und langfristiges Management (Rogers und Kark 2020). Eine vollkommene Eradikation einer Spezies aus einem Gebiet ist nur innerhalb einer kurzen Zeitspanne zu Beginn des Etablierungsprozesses möglich. Eine erfolgreiche Eradikation kann nur stattfinden, wenn die gebietsfremde Art noch auf bestimmte Standorte beschränkt ist, die Reproduktionsrate nicht zu hoch, die Zahl der Individuen relativ gering ist und die Individuen relativ leicht zu finden sind (Bomford und O'Brien 1995).

Ist dies aus einem der genannten Gründe nicht mehr möglich, bleibt nur noch die Möglichkeit, die Ausbreitung auf bestimmte Gebiete zu beschränken (Harvey und Mazzotti 2014). Ist auch dies aufgrund der Biologie der Art oder der geografischen Gegebenheiten des Gebiets nicht möglich, bleibt nur die langfristige Bewirtschaftung der gebietsfremden Art zum Schutz der einheimischen biologischen Vielfalt, Wirtschaft und Bevölkerung. Für ein solches langfristiges Management werden mechanische, chemische oder biologische Bekämpfungsmethoden genutzt (Rogers und Kark 2020).

Erfolgreiche Programme zur Ausrottung von gebietsfremden Arten beruhen bisher auf einer individuellen Kombination aus Fallen, der Entfernung von Nestern und deren Inhalt, Bürgerforschung (Citizen Science) und Abschuss (Avery und Feare 2020; Huysentruyt et al. 2022).

1.6. Neobiota in Deutschland

Es wird davon ausgegangen, dass sich seit 1492 in Deutschland 884 gebietsfremde Arten fest etabliert haben. Mehr als 70% dieser Spezies wurden absichtlich nach Deutschland eingeführt und ausgewildert (Nehring et al. 2015a). Es handelt sich bei etwa 4% des gesamten deutschen Artenbestandes um gebietsfremde Arten (Schmiedel et al. 2015). Der Großteil dieser Spezies sind Pflanzen. Da es sich bei den meisten Spezies nicht um invasive Arten handelt, werden diese etablierten Arten in Deutschland durch das BfN als weniger gefährlich für die heimische Artenvielfalt betrachtet als viele direkte Auswirkungen menschlicher Aktivitäten (Nehring et al. 2015b). Allerdings wird die Invasivität einer Spezies nach unterschiedlichen Bewertungssystemen unterschiedlich beurteilt. So geht beispielsweise die „Global Invasive Species Database 2023“ von 196 invasiven Spezies in Deutschland aus (Kleespies 2023). Das BfN geht von 104 invasiven Spezies in Deutschland aus und von der EU werden 88 Arten als invasiv gelistet (Nehring et al. 2015b).

Als Beispiel für einen in Deutschland etablierten aviären Neozoen konzentriert sich vorliegende Forschungsarbeit auf die Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) und ihre parasitäre gastrointestinale Fauna in Mitteleuropa. Zudem wurden in der vorliegenden Doktorarbeit erste Untersuchungen zur Rolle der synanthropen Nilgänse als Reservoirwirt von *Salmonella* spp., durchgeführt.

2. Die gebietsfremde Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766)

2.1. Biologie der Nilgans

Nilgänse gehören phylogenetisch zum Tribus der Tadornini (Halbgänse; Ordnung Anseriformes) (Donne-Goussé et al. 2002). Die Ordnung der Anseriformes (Entenverwandte) umfassen nach traditionellen morphologischen Beobachtungen sowie nach molekularen phylogenetischen Untersuchungen die Unterfamilien Anserinae (Schwäne und Gänse) und Anatinae (Halbgänse, Enten, Säger) (Donne-Goussé et al. 2002; Bauer et al. 2012). Der Tribus Tadornini, der nach Sequenzierung des D-Loop der mitochondrialen Kontrollregion und Auswertungen mittels Maximum Likelihood-Analyse, Maximum Parsimony-Analyse und Neighbour-joining-Methode sowie Hybridisierungsuntersuchungen zur Unterfamilie der Anatinae zu zuordnen ist, beinhaltet fünf Gattungen: *Chloephaga*, *Cyanochen*, *Neochen*, *Alopochen* und *Tadorna* (Madsen et al. 1988; Donne-Goussé et al. 2002; Sraml et al. 1996). *Alopochen aegyptiaca* ist die heute einzig rezente Spezies der Gattung *Alopochen*. Andere bekannte Vertreter dieser Gattung lebten in Madagaskar (*Alopochen sirbensis*) und auf den Maskarenen (*Alopochen mauritiana*) (Andrews 1897; Kear 2005). Die ersten europäische Entdecker der Inseln berichteten noch von ihrem zahlreichen Vorkommen und jagten diese Vogelspezies (Hume und Winters 2016). Beide Spezies sind zwischen 1687 und 1705 aus unbekanntem Gründen ausgestorben (Cheke 2010). Obwohl Nilgänse in der Lage sind, sich erfolgreich mit zahlreichen einheimischen Entenarten sowie Halbgänsen und Gänsen zu paaren, sind die daraus entstehenden Individuen meist unfruchtbar (Huysentruyt et al. 2020).

Nilgänse sind ursprünglich in Afrika südlich der Sahara (Südafrika und Ostafrika), aber auch im oberen Niltal beheimatet (Brown et al. 1982). Es existieren vereinzelte Berichte über ein natürliches europäisches Vorkommen dieser Spezies in Ungarn und Rumänien bis ins späte 17. Jahrhundert (Hagemeijer und Blair 1997). Unter anderem berichtete der Tierforscher Alfred Brehm 1893 noch von einem regelmäßigen Vorkommen der Tiere in Südeuropa und Syrien (Brehm 1893).

Heute ist *A. aegyptiaca* eine der häufigsten vorkommenden und am weitesten verbreiteten Entenarten an Flüssen und Seen auf dem afrikanischen Kontinent und als gebietsfremde Art auch in Florida, der Arabischen Halbinsel und weiten Teilen Europas fest etabliert (Huysentruyt et al. 2022; Bauer et al. 2012; Brown et al. 1982). Nur dicht bewaldete Gebiete und Wüstenregionen sind von ihrem Verbreitungsgebiet ausgenommen (Long 1981). Die afrikanischen Populationen sind in ihrer Tierzahl und ihren Verbreitungsgebieten relativ stabil (Huysentruyt et al. 2020). In manchen Regionen Südafrikas wird von einer starken Ausbreitung der Spezies in den letzten 50 Jahren berichtet (Ndlovu et al. 2014). Obwohl die Vögel in manchen Gebieten saisonal der Regenzeit folgen und so Zugbewegungen von bis zu 1000 km aufweisen, gab und gibt es keine natürliche Wanderbewegung von Afrika nach Europa (Lensink 1999; Brown et al. 1982). Untersuchungen mittels Telemetry in Südafrika und Simbabwe und Feldbeobachtungen zeigten, dass die Tiere sich hauptsächlich in den frühen Morgenstunden bewegen und dabei durchschnittlich Strecken von rund 10 km zurücklegen (Ndlovu et al. 2014; Halse 1984). Ebenso konnte mittels Telemetry gezeigt werden, dass manche beobachteten Individuen weit über 500 km zu Mauerplätzen zurücklegten, unabhängig vom Futterangebot und Klimaeinflüssen (Cumming et al. 2012). Veröffentlichte telemetrische Daten über das

Bewegungsverhalten von allochthonen Nilgänsen in Mitteleuropa fehlen. Jedoch wird hier von geringeren Bewegungsdistanzen ausgegangen (Huysentruyt et al. 2020).

Der Tierforscher Alfred Brehm beschrieb 1855 die Tiere in seinen Reiseskizzen über Nordostafrika (Brehm 1855). Ihm fiel vor allem eine hohe Flexibilität der Tiere bei der Auswahl der Lebensräume auf, aber auch ein außergewöhnlich ausgeprägtes intra- und interspezifisches Konkurrenzverhalten (Brehm 1893).

Nilgänse sind zwischen 71-73 cm hoch und die Flügelspannweite liegt zwischen 134 und 154 cm (Bauer et al. 2012). Männliche Exemplare sind geringgradig größer als weibliche (Madge und Burn 1988). Angaben über das Gewicht der Tiere unterscheiden sich in verschiedenen Quellen. Das durchschnittliche Gewicht von männlichen Tieren wird zwischen 1,9 kg und 2,5 kg und bei weiblichen Tieren zwischen 1,5 kg und 2,0 kg angegeben (Bauer et al. 2012; Long 1981; Brown et al. 1982; Madge und Burn 1988). Das Gefieder der Tiere ist überwiegend hellgrau, hellbraun und kastanienfarben (Long 1981). Auffällige Merkmale sind der dunkelbraune Augenring und die weißen Flügeldecken, die im Flug besonders gut erkennbar sind (Brown et al. 1982). Viele Individuen besitzen einen rotbraunen, klar abgesetzten Halsring (Brehm 1893). Mit der ersten Mauser entsteht ein dunkelbrauner, prominenter Brustfleck (Brown et al. 1982). Die vergleichsweise langen, rosafarbenen Beine und die eher aufrechte Haltung lassen die Tiere in ihrer Silhouette und in ihren Bewegungen eher wie Gänse erscheinen (Heinzel et al. 1977). Die Tiere vokalisieren häufig in sozialem Kontakt, vermehrt in der Morgendämmerung und die Stimme wird als heiser zischend und fauchend beschrieben (Bauer et al. 2012).

In Westeuropa sind Tiere die meiste Zeit des Jahres paarweise anzutreffen und bilden in der Mauserzeit und in den kälteren Monaten größere Gruppen mit bis zu 100 Tieren (Gyimesi und Lensink 2010). Die Bildung von größeren Gruppen in Zeiten mit einem geringeren Nahrungsangebot ist ein verbreitetes Phänomen bei vielen Vogelspezies. Durch den Zusammenschluss kann das Individuum mehr Zeit für die Nahrungsaufnahme aufwenden und die Gefahr der Prädation nimmt ab (Dhondt 2012).

Die europäischen Beobachtungen decken sich mit Beschreibungen des Gruppenverhaltens der Nilgans in ihren Heimatgebieten in Afrika (Brown et al. 1982). Brütende Paare beanspruchen relativ große Territorien für sich und verteidigen sie nicht nur gegenüber Artgenossen (Rehfish et al. 2010; Huysentruyt et al. 2020). Das meist beobachtete territoriale Verhalten ist jedoch als intraspezifische Aggression beschrieben worden (Huysentruyt et al. 2020). Kleine Gruppen bestehen in der Regel aus Familienmitgliedern. Aber auch hier beanspruchen Paare einen bestimmten Raum für sich (Brown et al. 1982).

Nilgänse zeichnen sich durch eine hohe Flexibilität bei der Wahl geeigneter Nistplätze aus. Nicht nur hohe Bäume werden für den Nestbau genutzt, sondern auch Hausdächer, bis zu 60 m hohe Kirchen, Höhlen, Horste von Störchen, Greifvögeln oder Eulen und Freiflächen auf Inseln (Mooij 1998; Long 1981). Auch bei der Auswahl der Nistmaterialien zeichnen sich die Tiere durch eine hohe Flexibilität aus (Brown et al. 1982). In ihren ursprünglichen Verbreitungsgebieten auf dem afrikanischen Kontinent brüten Nilgänse einmal im Jahr. Die Brutsaison ist jedoch stark vom Klima der jeweiligen Region abhängig (Brown et al. 1982). In Westeuropa brüten die Vögel hauptsächlich von April bis Juni, in urbanen Gebieten brüten sie jedoch vergleichsweise früher im Jahr. Das Brutverhalten ist aber auch außerhalb der ursprünglichen

Verbreitungsgebiete stark vom lokalen Klima abhängig. So beginnen die Vögel in der Tschechischen Republik Mitte April zu brüten (Jaška und Řepa 2017), während Huysentruyt et al. (2020) im ganzen Jahr erfolgreiche Freilandbruten in den Niederlanden und Florida beschreiben und in Hessen nach eigenen Beobachtungen Freilandbruten bereits Anfang Januar stattfinden. Es werden auch Mehrfachbruten in einem Jahr in Europa angenommen. Diese sind jedoch sehr schwer in Feldstudien zu beweisen (Konter 2022a). Ein durch wärmeres Klima begünstigtes Brutverhalten könnte die Annahme von Nehring et al. (2015a) unterstreichen, dass der Klimawandel die Ausbreitung der Nilgans positiv beeinflusst. Mathematische Modellierungen der Nilganspopulation in England zeigen, dass starke Niederschläge sich negativ auf die Bestandentwicklung auswirken (O'Connor 2016). Beobachtungen der niederländischen Nilganspopulation, die sogar erhöhte Mortalitäten nach kälteren Wintern in den Jahren 1978/79, 1986/87 und 1984/85 zeigten, unterstützen ebenfalls die Annahme von Nehring et al. (2015a) (Lensink 1998).

Im Alter von zwei Jahren sind die Tiere geschlechtsreif und brüten zum ersten Mal (Bauer et al. 2012). Ausschließlich die Weibchen sind für die Vorbereitung des Nestes und die Brut zuständig (Brown et al. 1982). Das Partnertier hält sich in der Nähe auf und verteidigt das Territorium (Mooij 1998). Das vergleichsweise einfache Nest wird entweder mit Daunenfedern ausgekleidet oder bleibt eine einfache Einmündung im Boden (Mooij 1998). Die Gelegegröße wird in unterschiedlichen Quellen in Mitteleuropa zwischen 5 und 12 Eiern angegeben (Bauer et al. 2012; Mooij 1998). Untersuchungen in den Niederlanden ergaben eine höhere Gelegegröße als in den natürlichen Heimatregionen der Vögel (Gyimesi und Lensink 2010). Die Brutzeit dauert 28-30 Tage. Die Küken verlassen innerhalb von 24 Stunden nach dem Schlupf das Nest (Brown et al. 1982). Sie werden etwa 70-75 Tage lang von beiden Eltern geführt (Bauer et al. 2012). Aber auch danach verbleiben die Jungvögel meist im Familienverband (Mooij 1998). Gelegte Eier wiegen unbrüht durchschnittlich 110 g und sind cremefarben (Bauer et al. 2012).

Ein hohes Maß an Flexibilität ist auch bei der Wahl der Lebensräume zu beobachten. Jede Art von Süßwassergewässer mit offenen Wiesen wird angenommen. Obwohl diese Vögel gut schwimmen können, verbringen sie mehr Zeit grasend an Land als einheimische Wasservogelarten (Gyimesi und Lensink 2010; Huysentruyt et al. 2020; Mooij 1998).

Nilgänse ernähren sich hauptsächlich herbivor, vornehmlich an Land (Gräser, Kräuter, Samen, Wasserplankton, Algen) (Callaghan und Brooks 2016). Gelegentlich nehmen sie auch Tiere wie Insekten und Fadenwürmer zu sich (Brown et al. 1982). Als herbivore Wasservögel sind sie abhängig von eiweißreichem, hochwertigem Grünfutter und besitzen eine deutliche anatomische Trennung von Drüsen- und Muskelmagen (Liebich 2010; Sedinger 1997). Je höher die Qualität der angebotenen Nahrung ist, desto weniger Zeit verbringen sie grasend und desto mehr Zeit verbringen sie mit energiesparendem Ruhen (Halse 1984; Gyimesi und Lensink 2010). Callaghan und Brooks (2016) beobachteten in Texas, dass 12 % der Tiere ihre Rationen mit Backwaren, Samen (wie Vogelfutter oder Getreidekörner), Katzenfutter oder anderen anthropogenen Nahrungsmitteln ergänzten. Ähnliche Beobachtungen gibt es auch in Deutschland (Andris et al. 2011).

Natürliche Fressfeinde adulter Nilgänse oder ihrer Nachkommen werden in zahlreichen anekdotischen Berichten erwähnt, aber selbst in Studien zur Kükensterblichkeit von Nilgänsen in Uganda wurden keine Kükensterblichkeit durch Prädatorenangriffe beobachtet (Eltringham 1974). Eltringham (1974) nennt verschiedene mögliche Fressfeinde in Afrika wie den Milan (*Milvus spp.*), Eidechsen und Schlangen. Durch Rückschlüsse von Studien zur Nestprädation von Graugänsen (*Anser anser*) in Europa wird neben dem Hauptprädatoren Fuchs (*Vulpes vulpes*) vor allem die Nestprädation durch Krähen *Corvus spp.* und kleine Säugetiere angenommen (Havekes et al. 2014; Lensink und van den Berk 1996).

2.2. Die Nilgans als gebietsfremde Art

In der Literatur wird die Spezies als gebietsfremde Art häufiger thematisiert. Dennoch handelt es sich bei den meisten Publikationen um Berichte nationaler Umweltministerien.

Wild gefangene Nilgänse und deren Nachkommen wurden im 17. Jahrhundert als Ziervögel in Parks wie dem St. James Park in Norfolk (Großbritannien) gehalten (Kear 2010). Aus Parkflüchtlingen bildete sich nach und nach eine Wildpopulation (Sutherland und Allport 1991), die bis 1980 in ihrer Tierzahl stabil war und sich auch geografisch kaum ausbreitete (Bauer et al. 2012). Diese erste Population hielt sich Berichten zufolge hauptsächlich in ländlichen Gebieten auf, obwohl die Tiere ursprünglich in städtischen Parks angesiedelt wurden (Hagemeijer und Blair 1997). Auch in den Niederlanden und Frankreich wurden die Tiere aus ästhetischen Gründen gehalten. Aber nicht alle Parkflüchtlinge waren in der Lage, wild lebend zu überdauern oder sich zu vermehren (Long 1981). So gibt es Berichte über Versuche, den Vogel im 19. Jahrhundert in Frankreich, Australien, den USA und Neuseeland anzusiedeln. Diese scheiterten (Long 1981; Hagemeijer und Blair 1997). Die Gründe sind nicht bekannt.

Parkflüchtlinge werden auch in den Niederlanden, Belgien, Portugal und Deutschland beschrieben (Freitas 2019; Lensink 1999). Heute geht man davon aus, dass die heutige Nilganspopulation in Deutschland nicht auf Parkflüchtlinge aus historischen Gartenanlagen in den deutschen Ländern, sondern auf eine Ausbreitung der Nilganspopulation in den Niederlanden zurückzuführen ist. Analog geht die Nilganspopulation in Luxemburg, wo diese seit 1984 als etabliert gilt, auf eine Ausbreitung der Nilganspopulation in den angrenzenden Bundesländern Saarland und Rheinland-Pfalz zurück (Sousa 2020). Heute werden in allen Teilen Luxemburgs Freilandbruten festgestellt (Anders 2017). In Belgien wird seit 1982 eine wachsende Population gemeldet (Bauer und Woog 2008; Anselin und Devons 2007).

In Deutschland etablierte sich der Wasservogel erstmals 1967 im Nordwesten des Landes, hauptsächlich entlang des Rheins. Obwohl die Populationsdichte im Westen Deutschlands immer noch viel höher ist als im Südosten, Nordosten und entlang der östlichen Grenzen des Landes, ist die Nilgans inzwischen in fast allen Teilen Deutschlands gut etabliert (Dachverband deutscher Avifaunisten Datenbank 2021; NABU Vogelzählungen 2006-2021; Kampe-Persson 2010).

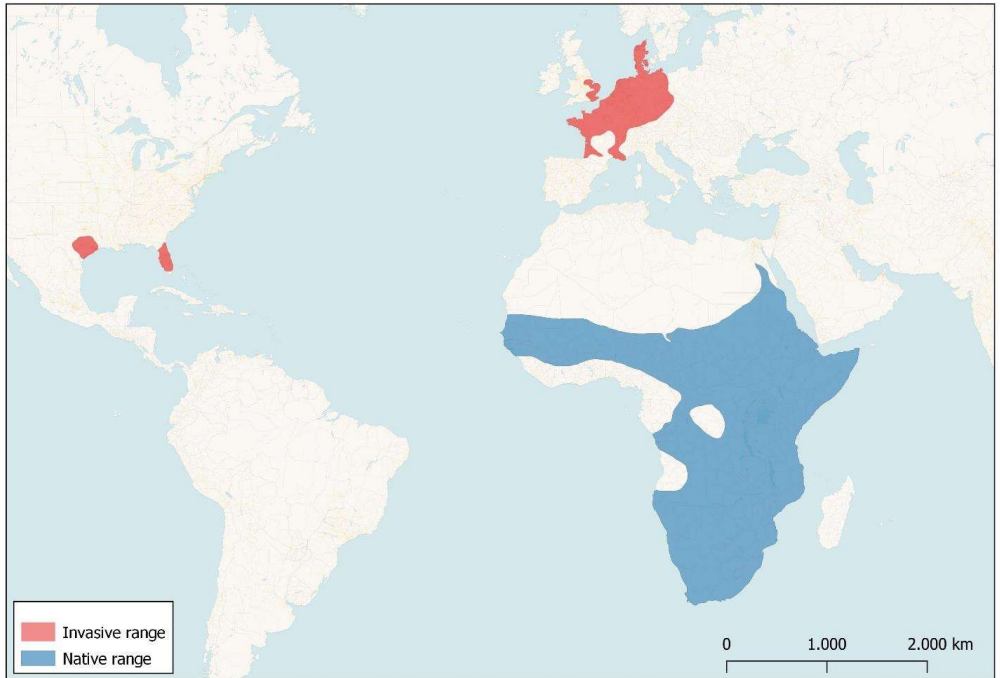


Abb.1.: Natürliches Vorkommen der Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) in Subsahara-Afrika (blau markiert) und gebietsfremdes Vorkommen in Mitteleuropa und Nordamerika (Karte anhand von Daten aus Huysentruyt et al. (2020) erstellt)

In den verschiedenen Regionen Europas sind unterschiedliche Populationstrends zu beobachten. Während die Populationen in Norfolk als relativ stabil oder leicht ansteigend beschrieben werden, werden in Luxemburg und den Niederlanden vor allem in den letzten Jahren steigende Tierzahlen gemeldet (Anders 2017; Gyimesi und Lensink 2010). So konnte beispielsweise gezeigt werden, dass die Reproduktionsrate der niederländischen Nilgänse höher ist als die der englischen Nilgänse (Gyimesi und Lensink 2010). Andere Autoren postulieren eine Begrenzung des Populationswachstums durch intraspezifische Konkurrenz und Territorialität, insbesondere während der Brutzeit, sowie eine starke Abhängigkeit der Tiere von frisch wachsender, proteinreicher Vegetation (Sutherland und Allport 1991; Weirich et al. 2021).

Diese unterschiedlichen Beobachtungen der Populationsentwicklung werden durch Studien zum Bruterfolg untermauert. Während 1988-1994 in den niederländischen Rheinauen durchschnittlich 2,0 flügge Jungtiere pro Brutpaar gemeldet wurden, waren es in den niederländischen Dünengebieten nur 1,6 flügge Jungtiere (Bauer et al. 2012).

Die Spezies gilt nicht nur in Europa als gebietsfremde etablierte Art. Auch in Nordamerika, insbesondere in Texas, Florida und Kalifornien, gibt es wild lebende Populationen (Callaghan und Brooks 2016). Auch in den Vereinigten Staaten wurden Nilgänse als Ziervögel gehalten. Seit 1928 gibt es Berichte über den Abschuss verwilderter Tiere (Long 1981).

Die Europäische Datenbank für gebietsfremde Arten (DAISIE) berichtet auch über Beobachtungen im letzten Jahrzehnt von wild lebenden einzelnen Nilgänsen im östlichen Südamerika, auf Mauritius und in den Vereinigten Arabischen Emiraten (DAISIE Database 2022). Auch hier wird von einer positiven Bestandsentwicklung berichtet, auch wenn die Bestände sich noch auf wenige Brutpaare beschränken (Banks et al. 2008).

Mit der Durchführungsverordnung (EU) 2017/1263 der Kommission wurde die Nilgans („*Alopochen aegyptiacus* Linnaeus, 1766“) in die Liste invasiver gebietsfremder Arten von unionsweiter Bedeutung („Unionsliste“) aufgenommen, so dass die Mitgliedstaaten verpflichtet sind, Managementstrategien für diese Vogelart zu entwickeln (Huysentruyt et al. 2022; Sousa 2020).

2.3. Die Nilganspopulation in Deutschland

Es existieren bisher nur wenig Publikationen über die deutsche Nilganspopulation. Die ersten Freilandbeobachtungen von Nilgänsen in Deutschland wurden 1866 dokumentiert. Es handelte sich bei den Tieren um Parkflüchtlinge aus dem Park Rheinhardtbrunn in Thüringen, die geschossen wurden (Knorre et al. 1986). Erst rund 120 Jahre später, 1981, wurde die erste Freilandbrut eines Nilganspaares in Rheinland-Pfalz sowie einige Jahre später in Niedersachsen und Hessen beobachtet (Bauer et al. 2012). Dabei handelte es sich um eine räumliche Ausbreitung der niederländischen Populationen (Bauer und Woog 2008). Bauer und Woog (2008) stufen die Nilgans seit 2009 als „etabliert“ in Deutschland ein. Bei den Winterzählungen 2015-2016 wurde der deutsche Bestand auf 16.000-26.000 Individuen geschätzt (Dachverband Deutscher Avifaunisten, Datenbank 2021).

Wie weiter oben bereits erörtert, bewertet das BfN den Invasivitätsstatus aller gebietsfremden Arten in Deutschland und stuft damit die potenzielle Bedrohung für die heimische Artenvielfalt ein. Zu diesem Zweck werden alle gebietsfremden Arten in drei Listenkategorien eingeteilt: „invasive Arten“, „potenziell invasive Arten“ und „bisher nicht invasive Arten“ (Nehring et al. 2015a). Die Nilgans wurde bei der letzten Kategorisierung 2015 als eine der 28 "potenziell invasiven Art" eingestuft und auf die „Beobachtungsliste“ gesetzt, da kein Kriterium für eine Gefährdung der einheimischen Artenvielfalt durch die Ausbreitung der Nilgans erfüllt ist (Nehring et al. 2015b). Diese Kriterien umfassen neben interspezifischer Konkurrenz oder Hybridisierung mit einheimischen Arten auch die Übertragung von Krankheiten und Organismen auf einheimische Arten. Auch negative ökonomische Auswirkungen der Ausbreitung der Spezies oder die Übertragung von anthroozoonotischen Krankheiten werden berücksichtigt (Nehring et al. 2015a). Nicht nur über die deutsche Nilganspopulation ist hierzu wenig bekannt (Prüter et al. 2018a). Nehring et al. (2015a)

weisen ebenfalls auf Wissenslücken in Bezug auf potenzielle Pathogenübertragung durch Nilgänse und den dadurch gegebenen weiteren Forschungsbedarf hin (Nehring et al. 2015a).

2.4. Nilgänse als Kulturfolger

Kulturfolger sind Tiere, die auch oder ausschließlich in anthropogen geformten Habitaten oder in direkter Nähe zu Menschen leben, wobei sie auch von menschlichen Abfällen profitieren (Pollack 2009). In Ägypten wurden Nilgänse schon im Alten Reich ab der 6. Dynastie (2.347 v. Chr.-2.216 v. Chr.), auf Grabwänden abgebildet. Im Neuen Reich ab der 18. Dynastie (1550 v. Chr.-1292 v. Chr.) wurden diese Tiere nicht nur in mythologischen Szenerien, sondern auch häufiger in unmittelbarer Umgebung zu Menschen dargestellt. Beispielsweise zeigt eine Wandmalerei in der Grabkapelle des Nebamun (1.400-1.350 v. Chr.) eine Vogeljagdszenerie, bei der sich eine Katze und eine Nilgans zusammen mit den Familienmitgliedern auf einem Papyrusboot befinden. Diese und weitere Darstellungen werden als Hinweise für eine Domestikation der Spezies gedeutet. Es wird vom Konsum des Fleisches der Tiere im Neuen Reich ausgegangen (Houlihan und Goodman 1986). Mit der Herrschaft der Perser über Ägypten ab 525 v. Chr. wurde die Domestikation der Tiere aufgegeben (Campbell und Lack 1985). Als Grund hierfür wird der verhältnismäßig große Platzanspruch der Tiere aufgrund ihres territorialen Verhaltens vermutet (Houlihan und Goodman 1986).

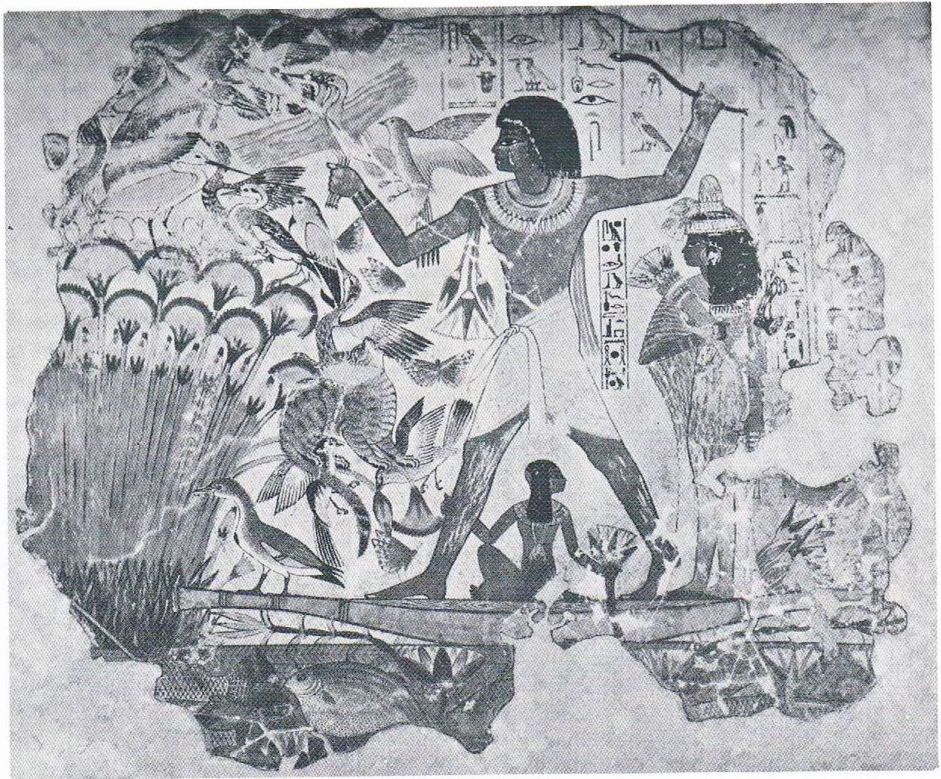


Abb. 2.: Die Wandmalerei (1.400-1.350 v. Chr.) in der Grabkapelle des Nebamun aus der 18. Dynastie zeigt den Wesir Nebamun mit seiner Familie auf einem Boot bei der Vogeljagd. Auf dem Boot selbst befinden sich auch eine Katze und eine Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) erkennbar am typischen Brustfleck und Augenring sowie an der Farbgebung. Abbildung aus Houlihan und Goodman (1986).

Dennoch wird die anfangs noch regional begrenzte Population in Großbritannien und den Niederlanden bis in die 2000er Jahre ebenfalls als semi-domestiziert bezeichnet (Hagemeijer und Blair 1997).

Sol et al. (2017) führen in ihren Untersuchungen zu gemeinsamen Eigenschaften neozoischer Vogelspezies in urbanen Räumen an, dass Vogelarten, die sich in der Nähe von Menschen aufhalten, eher über biogeografische Grenzen hinweg transportiert werden. Sie haben in neuen Gebieten höhere Etablierungschancen, hier vor allem in artenärmeren urbanen Räumen. Immer wieder werden Nilgänse in Golfresorts, städtischen Parks und Freibädern beschrieben (Callaghan und Brooks 2016; Gyimesi und Lensink 2010). Ein großer Teil der deutschen Nilganspopulation lebt synanthrop (eigene Beobachtungen). Kurzgeschnittene Rasenflächen, insbesondere in Golfresorts, liefern frisch aufwachsendes, besonders

cellulosearmes Gras, welches leichter verdaulich ist (Kear 1966). Wie weiter oben bereits erörtert, sind Wasservögel auf hochwertige Nahrung angewiesen, vor allem wenn sie wie Nilgänse weitestgehend auf cellulosearme Wasserpflanzen verzichten (Sedinger 1997; Halse 1984). Ein Vorteil städtischer Lebensräume ist auch das zusätzliche Nahrungsangebot durch anthropogene Fütterung selbst im Sommer. Diese Kombination aus Nahrung, kleinen Teichen und gut geschützten Nistplätzen auf Dächern oder hohen Bäumen bieten Nilgänsen in städtischen Gebieten optimale Lebensräume. Sie teilen sich diese im Allgemeinen mit einheimischen synanthrop lebenden Wasservögeln (Callaghan und Brooks 2016). Die Vögel zeigen sich außerdem sehr stressresistent gegenüber menschlichen Aktivitäten, obwohl eine Verhaltensstudie aus dem Jahr 2021 urban lebenden Nilgänsen eine mehr als doppelt so hohe Empfindlichkeit gegenüber menschlichen Aktivitäten bescheinigt als urban lebenden Graugänsen (Hohmann und Woog 2021). In städtischen Parks liefern die Tiere auch Beiträge zur kulturellen Ökosystemleistung urbaner Wasservogelgemeinschaften (Green und Elmberg 2014).

Bei urban lebenden Nilgänsen wurde in eigener Feldarbeit eine größere Ortstreue festgestellt als bei Tieren in ländlichen Gebieten. Direkter und indirekter Kontakt zwischen Spaziergängern, spielenden Kindern, Haustieren und ägyptischen Nilgänsen oder deren Kot ist häufig.

Eine ausgewachsene Nilgans produziert etwa 0,7 kg Kot pro Tag (Kowarik und Boye 2003). Die Tiere verbringen die meiste Zeit außerhalb des Wassers auf der Weide, daher wird ihr Kot auch in einem weiten Radius auf Gehwegen und Parkwiesen abgesetzt. Die Verschmutzung öffentlicher Schwimmbäder, Parks und Golfplätze erregt öffentliches Ärgernis und nährt zahlreiche emotionale öffentliche Debatten über die Anwesenheit dieser gebietsfremden Vogelspezies. Aber nicht nur urban lebende Tiere kommen mit dem Menschen in Kontakt. Populationen, die sich vor allem in ländlichen Gebieten aufhalten, wurden in eigenen Feldstudien häufig auf Getreidefeldern oder auf Wiesen beobachtet, auf denen sie zusammen mit Rindern grasen. Getreidefelder dienen diesen Populationen als Proteinquelle (Kear 1966). Eine potenzielle anthroponotische Pathogenübertragung ist daher nicht nur durch direkten Kontakt von Tieren und Menschen in städtischen Parks möglich, sondern auch indirekt durch den Kontakt der Vögel zur Nahrungsmittelproduktion.

2.5. Nilgänse in öffentlichen Medien / Medienspiegel

Ein uns aus dem Neuen Reich des alten Ägyptens überlieferter Text eines Lehrers an einen Schüler (ca. 1.200 v. Chr.) ist wohl die älteste bekannte Beschwerde über das Verhalten dieser Vogelspezies. Die Faulheit des Schülers wird mit jener der Nilgans verglichen, welche ihre Tage an den Uferbänken verbringt und sich im Winter von den Getreidefeldern der Bauern ernährt (Houlihan und Goodman 1986).

Heute wird die Diskussion über den Umgang mit gebietsfremden Arten in Europa sehr emotional geführt. Oftmals wird dieses äußerst komplexe Thema stark vereinfacht dargestellt, sehr einseitig beleuchtet bzw. die diesbezügliche menschliche Verantwortung negiert (Klingenstein und Otto 2008). In Artikeln der Frankfurter Allgemeinen Zeitung wird der Kot städtisch lebender Tiere als „ein erhebliches Gesundheitsrisiko durch deren

massive Keimbesiedlung“ bezeichnet (Meuren 2022). Ferner wird auch über die Lärmbelästigung durch diese Tiere und ihrem destruktiven Verhalten gegenüber Plastikgartendekorationen nicht sehr sachlich berichtet (Haupt 2018).

Es wird zwar wiederholt auf anthroozoonotische Risiken hingewiesen, ohne sich aber auf einschlägige wissenschaftliche Untersuchungen stützen zu können. Es fehlt an wissenschaftlich fundierten Daten. Studien in London zeigten eine erhöhte Prävalenz von Salmonellosen in städtischen Parks, in denen hauptsächlich eine andere gebietsfremde Vogelart (Kanadagänse *Branta canadensis*) vorkommt (Elmberg et al. 2017). Dies zeigt die Notwendigkeit von Studien über urban lebende Nilgänse in Deutschland.

Wiederholt wird in Tageszeitungen auch von dem territorialen Verhalten der Nilgänse gegenüber Spaziergängern und Kindern berichtet (Weißbrod 2021; Ward 2016). Dieses Verhalten entspricht jedoch dem territorialen Verhalten einheimischer Gänsearten, und es gibt keine Berichte über Verletzungen.

2.6. Auswirkungen der gebietsfremden Vogelspezies *Alopochen aegyptiaca*

Die am häufigsten diskutierte Auswirkung ist sicherlich das auch für anderes Wassergeflügel wie etwa Hausgänse oder Schwäne typische ausgeprägte territoriale Verhalten von Nilgänsen und dessen Folgen auf einheimische Vogelarten. Um diese ökologischen Auswirkungen der gebietsfremden Art näher zu beleuchten, muss zwischen einheimischen Wasservögeln, Greifvögeln und Reiher sowie Kiebitzen unterschieden werden.

Nilgänse werden häufig zusammen mit einheimischen Wasservögeln beobachtet (Callaghan und Brooks 2016). Obwohl sie sich mit zahlreichen einheimischen und fremden Enten- und Gänsearten paaren, sind die Nachkommen unfruchtbar (Ward 2016). Daher stellt die Hybridisierung keine Bedrohung für die einheimischen Arten dar.

Obwohl die Tiere während der Brutzeit ein ausgeprägtes territoriales Verhalten an den Tag legen, richten sich Aggressionen hauptsächlich gegen Artgenossen (Huysentruyt et al. 2020). Geberth (2011) beobachtete das Verhalten brütender Nilgänse gegenüber einheimischen und nicht einheimischen Vögeln in ausgewählten Teichen entlang des Rheins in den Jahren 2008 und 2009. Gegenüber den meisten Arten, wie Blässhühnern (*Fulica atra*), Graugänsen (*Anser anser*), Haubentauchern (*Podiceps cristaceps*) und Höckerschwänen (*Cygnus olor*), wurde nur bedrohendes oder neutrales Verhalten beobachtet. In einigen Fällen fanden erfolgreiche Bruten dieser Wasservogelarten sogar in unmittelbarer Nähe von Nilgansbruten statt. Am häufigsten wurde Aggressionsverhalten gegen Stockenten (*Anas platyrhynchos*) beobachtet. Im Gegensatz dazu wurde in den Niederlanden bei Feldbeobachtungen aggressives Verhalten der Tiere gegenüber 18 verschiedenen Vogelarten, einschließlich Nestkonkurrenz mit Weißstörchen (*Ciconia ciconia*), beobachtet. Dabei handelte es sich jedoch um 36 einzelne gemeldete Feldbeobachtungen zwischen 1982 und 2000 (Pieterse und Tamis 2005). Gyimesi und Lensink (2010) beobachteten, dass große Gruppen von Nilgänsen während der Mauserzeit im Herbst auf einheimische Wasservögel als Stressor wirken oder diese von geschützteren oder ergiebigeren Mauserplätzen verdrängen können. Messbare negative Effekte auf

Populationen einheimischer Wasservögel durch die Anwesenheit von Nilgänsen konnten in Europa bisher nicht nachgewiesen werden (Konter 2022b).

Eine Studie in Südafrika zeigt jedoch, dass die Anwesenheit von Nilganspaaren den Bruterfolg von Dominohabichtspaaren (*Accipiter melanoleucus*) unabhängig von den klimatischen Einflüssen des Nistplatzes halbieren kann (Curtis et al. 2007). Nach Curtis et al. (2007) resultieren diese Beeinträchtigungen hauptsächlich aus der Übernahme von bereits von Dominohabichten gebauten Nestern durch Nilganspaare. Dominohabichte sind ausschließlich auf dem afrikanischen Kontinent beheimatet, ihr Verbreitungsgebiet ist mit dem indigenen der Nilgans nahezu identisch (Brown et al. 1982).

In Europa wäre eine Konkurrenz um Nistplätze und damit eine Beeinträchtigung des Bruterfolgs von Schleiereulen (*Tyto alba*) oder Mäusebussarden (*Buteo buteo*) denkbar (Rehfish et al. 2010; Huysentruyt et al. 2020). Obwohl es Berichte über Nestkonkurrenz zwischen Nilgänsen und verschiedenen Greifvogelarten in den Niederlanden gibt, liegen keine aussagekräftigen Daten über eine negative Populationsentwicklung von Greifvögeln in Anwesenheit von Nilgänsen vor (van Dijk 2000). Studien in den Niederlanden zeigten im Gegensatz zu den erwähnten Feldbeobachtungen parallel positive Entwicklungen sowohl bei den einheimischen Wasservogelpopulationen als auch bei den einheimischen Greifvogelpopulationen. Beobachtet wurde die Entwicklung der Populationen von Nilgänsen in Anwesenheit von Haubentauchern, Graugänsen, Brandgänsen (*Tadorna tadorna*, Linnaeus 1758), Schnatterenten (*Mareca strepera*) und Mäusebussarden (Lensink und van den Berk 1996).

Wie weiter oben bereits erörtert, legen manche Wasservogelarten ein ausgeprägtes territoriales Verhalten an den Tag und verteidigen ihre Nester erfolgreich gegen Prädation. Allard und Gilchrist (2002) beobachteten eine uneigennützig verteidigte Eiderentennester (*Somateria mollissima*) durch Kanadagänse gegen Nestprädation durch Heringsmöwen (*Larus fuscus*). Dieses Verhalten wirkt sich sogar auf den Artenreichtum auf schwedischen Inseln aus. Inseln mit Kanadaganspaaren sind von mehr Vogelarten bewohnt als Inseln ohne diese Art (Green und Elmberg 2014). Zwar fehlen entsprechende nähere Untersuchungen, aber es existieren Hinweise auf ähnliche Phänomene in der Umgebung von Nilgansbruten in Mitteleuropa. Bei Untersuchungen zum Bruterfolg von Kiebitzen (Stübing 2020) konnte dreimal beobachtet werden, wie Nilganspaare bei der Verteidigung ihrer Gelege gegen Prädatoren auch vermeintliche Räuber von unmittelbar benachbarten Kiebitznestern erfolgreich vertrieben (Stübing, persönliche Mitteilung). Da Nilgänse größtenteils herbivor sind und den größten Teil des Jahres in kleinen Familienverbänden verbringen, ist von einer Konkurrenz um Nahrungsressourcen mit einheimischen Wasservögeln auszugehen.

Neben der oben erwähnten öffentlichen Diskussion über die Verunreinigung von Parkanlagen und Schwimmbädern kann ein erhöhter Besatz an Wasservögeln in verhältnismäßig kleinen Teichen zur Eutrophierung derselben beitragen (Scherer et al. 1995). Limnologische Untersuchungen an urbanen Teichen mit und ohne Wasservogelbesatz zeigten bei starkem Vogelbesatz eine Erhöhung von Nitrat-Nitrogen, Phosphaten und Verringerung der Wasserklarheit (Secchi-Scheibe) (Harris et al. 1981). Dies begünstigt eine Algenblüte, die niedrige Konzentrationen an gelöstem Sauerstoff im Wasser und damit Fischsterben und das Wachstum toxinbildender Bakterien zur Folge hat (Sellner et al. 2003). Andere

Untersuchungen konnten eine Zunahme coliformer Keime in städtischen Teichen beobachten (Mallin et al. 2016). Scherer et al. (1995) rechnen mit einem wasservogelbedingten Eintrag von Phosphaten von 25 %-34 % des jährlichen Gesamtphosphoreintrags. Die von Wasservögeln eingebrachten Phosphate stammen zu 87 % aus anthropogenen Quellen wie Abfällen oder Fütterung (Scherer et al. 1995). So kann auch ein hoher Besatz an Nilgänsen im Zusammenhang mit anthropogener Fütterung bzw. Müll zur Eutrophierung von Stadtgewässern beitragen, was aber primär nicht Nilgänsen in urbanen Räumen anzulasten ist.

Bei der Betrachtung der Auswirkungen der Ausbreitung eines Neozoons müssen jedoch auch wirtschaftliche Faktoren berücksichtigt werden. Wie weiter oben bereits erörtert, leben die Tiere in den Wintermonaten in größeren Gruppen zusammen. Diese Gruppen sind in ländlichen Räumen nicht selten auf überwinternden Feldern anzutreffen und werden als landwirtschaftliche Schädlinge beschrieben (Gyimesi und Lensink 2010). Kear (1970) zeigte jedoch in Experimenten, dass pflanzenfressende Wasservögel nur dann Auswirkungen auf den Ernteertrag haben, wenn die Tiere die Felder im Frühjahr stark beweiden. Zu dieser Zeit halten sich Nilgänse aber wieder in kleinen Gruppen oder paarweise auf. Einige Beobachtungen erwähnen sogar positive Einflüsse auf den Ertrag durch mäßige Beweidung (Kear 1970) und den Kot der Tiere (Kear 1963).

Kosten entstehen auch durch Maßnahmen zum Schutz von Flugzeugen vor aviären Unfällen. Als verhältnismäßig große Vögel, die wie Grau- und Kanadagänse große Freiflächen zum Grasensuchen wie Start- und Landeflächen von Flughäfen aufsuchen, stellen Nilgänse eine Gefahr für Flugzeuge dar. Daher sind Flughäfen verpflichtet, Personal zur Vergrämung beziehungsweise zum Abschuss der Tiere zu beschäftigen (Richtlinien zur Verhütung von Vogelschlägen im Luftverkehr vom 13.2.1974 herausgegeben vom Bundesminister für Verkehr, Verordnung (EG) Nr. 1108/2009 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 21. Oktober 2009).

Neben wirtschaftlichen Aspekten dieses Verhaltens spielt hier allerdings die öffentliche Gesundheit eine Rolle. Kear (1970) weist auf die Möglichkeit der Pathogenübertragung von auf Viehweiden grasenden Wasservögeln auf Nutztiere und Menschen hin. ElMBERG et al. (2017) untersuchten retrospektiv anhand des One-Health-Ansatzes die Prävalenzen verschiedener anthroozoonotischer viraler, bakterieller und parasitärer Pathogene, die von Wassergeflügelarten (vor allem *Anser anser* und *Branta canadensis*) auf Nutztiere oder Menschen übertragen werden könnten. Die Autoren dieser Arbeit heben die mögliche Übertragung von Krankheitserregern durch Wasservögel im Falle von *Salmonella* spp. und antibiotikaresistenten Bakterienstämmen hervor und unterstreichen damit die potenziellen Risiken für Mensch und Nutztiere. Der Bericht weist auch auf Forschungsbedarf in Bezug auf einzellige Parasiten wie *Cryptosporidium* spp. und *Giardia* spp. hin. Metazoische Parasiten wie Nematoden, Akantocephalen oder Zestoden wurden in dieser Untersuchung nicht berücksichtigt und Nilgänse werden nicht erwähnt.

Für Aussagen über potenzielle Pathogenübertragungen durch europäische Nilganspopulationen auf die Bevölkerung fehlen weiterhin Prävalenzen zu zoonotisch-relevanten Erregern in der europäischen Population. Lediglich eine Studie von Prüter et al. (2018) untersuchte serologisch und mittels PCR die Prävalenzen ausgewählter Viruserkrankungen (aviäre Influenza (AIV), aviäres Avulavirus, aviäres Adenovirus und West-Nil-Virus) sowie von *Mycoplasma* spp. und *Riemerella anatipestifer* in der

Nilganspopulation zwischen Rhein und Mosel. Einige Subtypen von Influenza A haben ein anthroponotisches Potenzial (Mostafa et al. 2018). Obwohl serologische Hinweise auf frühere Infektionen mit AIV bei 6,1 % der Tiere gefunden wurden ($n = 164$), war der Prozentsatz positiver Tiere sogar deutlich niedriger als bei einer ähnlichen Studie an einer einheimischen Gänseart in Deutschland. Dabei ermittelten Kruckenberg et al. (2011) bei Studien an Blässgänsen (*Anser albifrons*) in Deutschland 2003 Seroprävalenzen von 10,6 %. Elmberg et al. (2017) fasste retrospektiv sieben Studien zur Seroprävalenz von AIV bei vier mitteleuropäischen Wassergeflügelarten zusammen mit ermittelten Prävalenzen zwischen 16 % und 95 %. Jedoch werden diese Prävalenzen sehr stark von saisonalen Faktoren, dem Alter der beprobten Tiere und den jeweiligen Jahren, in denen die Tiere beprobt wurden, beeinflusst (Lambrecht et al. 2016).

Wie weiter oben bereits erörtert, sind Informationen über die Übertragung von Krankheitserregern (Bakterien, Viren oder Parasiten) auf einheimische Arten und auf den Menschen wichtige Kriterien für die Bewertung der Invasivität einer Art (Nehring et al. 2015a).

Neben gesundheitlichen Risiken liefern urbane Wasservogelgemeinschaften jedoch auch kulturelle Ökosystemleistungen (Green und Elmberg 2014). Die vorherrschenden Wasservogelarten in städtischen Parkanlagen sind zum Teil verwilderte domestizierte Tiere, gebietsfremde Arten und nur zu einem kleinen Teil einheimische Arten (Hart und Downs 2020b; Guillemain et al. 2020; Adrians et al. 2020). Trotzdem geben öffentliche Parkanlagen der urbanen Bevölkerung die Möglichkeit zur Regeneration, Ruhe und Naturerfahrung, die durch größere Vögel wie Wassergeflügel intensiviert wird (Chapman und Jones 2009; Breuste et al. 2013). Ein Parkbesuch mit der Beobachtung von Wassergeflügel wird teilweise sogar als europäisches kulturelles Erbe betrachtet (Harris et al. 1981). Damit liefern auch Nilgänse einen Beitrag zu der immateriellen, kulturellen Ökosystemleistung eines städtischen Parks.

2.7. Management der gebietsfremden Nilgans (*A. aegyptiaca*) in Europa

In Deutschland gibt es seit Juni 2019 ein sogenanntes „Nilgans Management- und Maßnahmenblatt“ [Management- und Maßnahmenblatt zur Verordnung (EU) Nr. 1143/2014], das von der „Expertengruppe für den Vollzug der Regelungen zu IAS“ innerhalb des UAK „Vollzugsempfehlungen“ des Ständigen Ausschusses „Arten- und Biotopschutz“ der LANA (Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Naturschutz, Landschaftspflege und Erholung) erarbeitet wurde. Dieses Dokument soll vorhandene Erkenntnisse zusammenführen und so die Umsetzung von Managementmaßnahmen nach Artikel 19 der Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 vereinfachen. Die weitere Festlegung und Umsetzung konkreter Maßnahmen obliegen dem jeweiligen Bundesland.

Da die Nilgans schon seit langem in Mitteleuropa fest etabliert ist, zielt das Langzeitmanagement dieser Art auf eine Reduzierung der negativen Auswirkungen auf die einheimische Biodiversität ab. Zu den Maßnahmen zählen: Öffentlichkeitsarbeit mit Aufklärung zur Vermeidung von Fütterung, Haltung und Verbringung von Individuen; Populationskontrolle durch Entnahme der Tiere, sofern diese dem Jagdrecht des jeweiligen

Bundeslandes unterliegt; Gelegemanagement durch Nestsuche und Anstechen oder Austauschen der Eier. Im städtischen Bereich wird versucht, die Lebensraumkapazitäten durch Fütterungsverbote, geschlossene Mülleimer, seltenere Mahd oder die Aufstellung von Sichtbarrieren zwischen Gewässern und Fressplätzen einzuschränken (Arbeitsgruppe Arten- und Biotopschutz der LANa 2019).

Nilgänse sind nicht im § 2 Absatz 1 des Bundesjagdgesetzes als jagdbare Tierarten aufgeführt. § 2 Absatz 2 Satz 1 BJagdG erlaubt den Bundesländern eine länderspezifische Festsetzung von Jagdzeiten für weitere Tierarten (Tabelle 2). Immer mehr Bundesländer legen Jagdzeiten für die Nilgans fest, setzen so die festgelegten Maßnahmenpläne um und begründen dies mit der Notwendigkeit, die Populationsgröße dieses gebietsfremden Vogels zu kontrollieren (z.B. ThJG, HJagdG, LJG-NRW). Obwohl die Nilgans 2006 als jagdbare Tierart ins Landesjagdgesetz Nordrhein-Westfalens aufgenommen wurde, hält dort die positive Bestandsentwicklung an (Huysentruyt et al. 2020). Aufgrund des teilweise sehr zähen Fleisches werden diese Vögel in Deutschland eher ungern verzehrt und sind daher für Jagdpächter als jagdbare Tierart nicht sehr attraktiv (eigene Gespräche mit Jägern in ganz Deutschland).

Um Aussagen über das Ausbreitungsverhalten oder potenzielle Saturierungseffekte anderer allochthoner Spezies in Deutschland wie des Waschbären (*Procyon lotor*) machen zu können, werden Daten des Bundesforschungsinstitutes für ländliche Räume, Wald und Fischerei über Jagdstrecken auf Kreisebene berücksichtigt. Eine solche Datenerfassung steht für die Spezies Nilgans derzeit noch nicht zur Verfügung (Thünen Atlas 2023).

Tab 2. Jagdzeiten der Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) in den einzelnen Bundesländern

| Bundesland | Jagdzeit nach jeweiligem Landesjagdrecht |
|------------------------|---|
| Niedersachsen | 16.07–15.01 |
| Schleswig-Holstein | 01.08-31.01 |
| Mecklenburg-Vorpommern | 01.08-15.01 |
| Nordrhein-Westfalen | 16.07-31.01, juvenile Tiere haben keine Schonzeit |
| Sachsen-Anhalt | 16.07-28.02 |
| Sachsen | 01.08-31-01 |
| Hessen | 01.09-15.01 |
| Baden-Württemberg | 01.09-15.01 |
| Bayern | 01.08.-15.01 |
| Berlin | keine festgelegten Jagdzeiten |
| Brandenburg | 01.09-31.01 |
| Bremen | keine festgelegten Jagdzeiten |
| Reinland-Pfalz | 01.11-15.01, juvenile Tiere haben keine Schonzeit |
| Saarland | 01.11-15.01 |
| Thüringen | keine festgelegten Jagdzeiten |
| Hamburg | keine festgelegten Jagdzeiten |

Nilgänse werden aber nicht nur während der regulären Jagdzeiten in den jeweiligen Bundesländern bejagt. Ausnahmeregelungen durch zuständige Behörden nach pflichtgemäßem Ermessen im Einzelfall sind möglich, um die Einhaltung der Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 zu gewährleisten (§ 40a Absatz 1 Satz 1-2 BNatSchG). Dies ist zum Beispiel bei der ganzjährigen innerstädtischen Jagd auf Nilgänse in Darmstadt, Stuttgart oder Bad Homburg der Fall. Eine weitere Ausnahme ist das Management der Avifauna auf Flughäfen (Richtlinien zur Verhütung von Vogelschlägen im Luftverkehr vom 13.2.1974). Sowohl die Internationale Zivilluftfahrt-Organisation (ICAO) als auch die vom Bundesminister für Verkehr herausgegebenen Richtlinien zur Verhütung von Vogelschlag im Luftverkehr vom 13. Februar 1974 schreiben Schutzmaßnahmen für den Luftraum über Flughäfen vor, insbesondere im Hinblick auf Großvögel wie Enten, Gänse und Schwäne. Dies ermöglicht den ganzjährigen Abschuss dieser Vögel (rechtliche Grundlagen, DAVVL 2022).

Auch wenn die Jagd auf Nilgänse aus verschiedenen Gründen unattraktiv ist, wurden in den Niederlanden positive Erfahrungen mit der anhaltend intensiven Bejagung in Kombination mit anderen Langzeit-Managementmethoden gemacht (Huysentruyt et al. 2022). Erfahrungen in Flandern mit Kanadagänsen und Graugänsen zeigen, dass eine Kombination aus Jagd, Fallenstellung und Sammeln oder Austausch von Gelegen die Populationsgröße dieser Wasservögel am wirksamsten zu regulieren scheint. In Flandern zeigen

jedoch Erfahrungen mit Nilgänsen, dass die Bejagung der Tiere nur sehr begrenzten Erfolg hat, da Nilgänse sehr wachsam sind, teilweise an schwer zu erreichenden Orten brüten und große Reviere haben (Huysentruyt et al. 2022).

In Luxemburg wurde zur Durchführung der Verordnung (EU) Nr. 1143/2014 ein „Plan d'action pour espèces exotiques envahissantes au Grand-duché de Luxembourg“ aufgelegt. Im Rahmen dieses nationalen Aktionsplans wurden im September 2020 Maßnahmen zum Management der Nilganspopulation erlassen, die darauf abzielen, die weitere Ausbreitung dieser Population einzudämmen, wobei davon ausgegangen wird, dass diese Population in Luxemburg selbst und in den Grenzregionen bereits zu groß geworden ist, um noch eine Eradikation realistisch erscheinen zu lassen. Zu den einschlägigen Maßnahmen zählen unter anderem: die Ausweisung von sogenannten „vorrangigen Bewirtschaftungszonen“ („zones de gestion prioritaires“) für die Nilgans; die aktive Suche nach den bisweilen gut versteckten Nistplätzen – im ganzen Land, aber ganz besonders in den ausgewiesenen „vorrangigen Bewirtschaftungszonen“ – zwecks Sterilisierung der Eier durch Perforieren, Ölen oder Schütteln (damit die Brutpaare die sterilisierten Eier weiter ausbrüten und keine neuen Gelege anlegen wollen); Sensibilisierungsmaßnahmen (z. B. Anbringen von Hinweisschildern „Bitte nicht füttern!“); die Einrichtung eines Überwachungssystems zur Früherkennung jeder weiteren Ausbreitung der Nilgans in bisher noch nicht von ihr besiedelte Zonen (Administration de la nature et des forêts 2020).

3. Parasitosen des Wassergeflügels in Europa

3.1. Parasit-Wirt-Beziehungen bei aviären Wirten

Die Interaktionen parasitär lebender Spezies und ihrer Wirtsspezies sind speziesabhängig und äußerst komplex. Trotzdem wird hier ein Literaturüberblick über die entstehenden Wechselwirkungen gegeben, um die potenziellen Auswirkungen einer parasitären Infektion auf eine aviäre Wirtspopulation aufzuzeigen.

Parasiten sind nachweislich in der Lage, bei infizierten Individuen das Körperwachstum, die Morphologie und das Verhalten gegenüber Artgenossen und Prädatoren zu beeinflussen. Damit sind Parasiten nicht nur in der Lage, das unmittelbare Wirtsindividuum, sondern auch die Dynamik von Wirtspopulationsentwicklungen zu beeinflussen (Dunn et al. 2012). Den Parasiten wird dabei eine mindestens genauso große Rolle wie den Prädatoren zugeschrieben (Gethings et al. 2016). Wie weiter oben bereits erörtert, können Parasiten über ihre Fähigkeit, die weitere Entwicklung ihrer Wirtspopulation zu beeinflussen, auch Einfluss auf den Etablierungsprozess einer gebietsfremden Art nehmen (Torchin et al. 2003; Dunn et al. 2012). Parasit-Wirt-Beziehungen sind meist eng und kompliziert (Poulin 2007; Wobeser 1997). Gleichwohl werden hier einige wichtige bekannte Phänomene der Parasit-Wirt-Interaktionen beschrieben, um die möglichen Beziehungen zwischen einheimischen Parasiten und einem „naiven“ gebietsfremden Wirt zu erfassen.

Wildvögel haben nur eine begrenzte Menge an Energie zur Verfügung, welche für die erhaltenden Körperfunktionen sowie für Wachstum und Reproduktion genutzt wird. Die meisten endo- oder ektoparasitischen Spezies profitieren von der Energie ihres Wirtsorganismus, welche nicht für die Aufrechterhaltung der normalen physiologischen Funktionen, sondern für die Fortpflanzung und das

Körperwachstum benötigt wird (Wobeser 1997). Damit sind Parasiten in der Lage, die Reproduktionsrate ihrer Wirte und somit auch der Wirtspopulation zu beeinflussen (Poulin 2007). Da beide Partner der Beziehung von der gleichen begrenzten Energiequelle profitieren, sind die Nachkommen des Parasiten und die Nachkommen des Wirts negativ korreliert (Jaenike 1996). Auf diese Weise beeinflussen Parasiten ihre Wirtspopulationen nicht nur direkt durch die Überlebensrate eines einzelnen infizierten Individuums, sondern auch durch dessen Fortpflanzungserfolg, zum Beispiel über die erreichte Körpermasse bzw. -größe oder das Aussehen des Individuums (Anderson und May 1978; Gethings et al. 2016). Viele Vogelarten bevorzugen bei der Partnerwahl ein glänzendes Gefieder oder kräftigere Tiere (Dunn et al. 2015; Dhondt 2012). Møller et al. (1999) konnten signifikante negative Korrelationen zwischen Endo- und Ektoparasitenbefall und der Reproduktionsrate bei männlichen Vögeln nachweisen (Møller et al. 1999). Auch über Auswirkungen auf die Küchengesundheit (Nestlingsmorbidity, Gelegeabbruch) kann der Reproduktionserfolg des Wirts beeinflusst werden (Delannoy und Cruz 1991).

Parasiten und ihre Wirte befinden sich in einer ständig stattfindenden Koevolution. Dabei spielt die Wirtssterblichkeit nur eine begrenzte Rolle für die Fitnessmaximierung der Parasitenspezies. Ein einzelnes Wirtsindividuum ist für den Parasiten nur eine Ressource, die er zur Maximierung seiner Nachkommenschaft nutzt (Lively und Dybdahl 2000; Poulin 2007). Der Einfluss der Wirtssterblichkeit auf die Entwicklung der Parasitenpopulation ist hauptsächlich aufgrund der Tatsache, dass nicht der gesamte Lebenszyklus des Parasiten im Endwirt stattfindet, begrenzt. Die Fitness des Parasiten wird nicht dadurch bestimmt, dass er im Wirt überlebt. Vielmehr begünstigt die Selektion die meisten abgelegten Eier, die meisten Nachkommen und die meisten Neuinfektionen, was auch bedeuten kann, dass das Wirtsindividuum stirbt (Hudson und Dobson 1991; Rossin et al. 2005). Dieser Faktor unterscheidet eine Parasit-Wirt-Beziehung von einem Räuber-Beute-Verhältnis (Toft 1991). Daher sind Parasiten mit einer höheren Pathogenität in weniger Wirtsindividuen nachweisbar als Parasiten, die ihren Wirt kaum in seiner Fitness einschränken (Hudson 1968). Auch wenn nur wenige Individuen einer Wirtspopulation befallen sind, ist es möglich, dass die langfristige Entwicklung der Wirtspopulation beeinflusst wird, denn die befallenen Tiere erzeugen weniger Nachkommen, da sie eine geringere Lebenserwartung in freier Wildbahn haben (Tompkins et al. 2001).

Euryxene Parasiten sind in der Lage, unterschiedliche Wirtsspeziespopulationen stark zu beeinflussen, da sie bei verschiedenen Wirtsarten einen unterschiedlichen Verlust an Fitness verursachen (Thomas et al. 1995; Jaenike 1996). Dieser Faktor spielt eine besonders große Rolle bei der Etablierung gebietsfremder Arten. Dadurch, dass euryxene Parasiten die Fitness verschiedener Spezies unterschiedlich stark beeinflussen, können sie mitunter auch positive Effekte auf Wirtspopulationen haben. Dies geschieht beispielsweise, wenn sie einen stärkeren negativen Einfluss auf die Spezies A haben und damit der konkurrierenden Spezies B einen Vorteil verschaffen (Dunn et al. 2012; Hatcher et al. 2012). Wird eine gebietsfremde Spezies von einem einheimischen Parasiten patent befallen, so besteht die Möglichkeit, dass sich der erhöhte Pathogendruck negativ auf einheimische konkurrierende Arten auswirkt. Dieses Phänomen wird als „spillback“ bezeichnet (Loxton et al. 2017).

Die nachweislich unterschiedlichen Auswirkungen ein und derselben Parasitenspezies auf verschiedene Wirtsspezies zeigen, dass sich die Virulenz nicht allein aus den Eigenschaften des Parasiten ergibt, sondern

vielmehr aus dem Zusammenspiel zwischen den Virulenzfaktoren des Parasiten einerseits und der Reaktion des Immunsystems des Wirts andererseits (Jacobs et al. 2016; Leggett et al. 2013; Toft 1991). Aber auch umgekehrt sind unterschiedliche Wirte für eine Parasitenspezies unterschiedlich ergiebig. Beispielsweise unterscheiden sich die Mengen produzierter Eier in einem Wirt oder die absolute Anzahl an potenziellen Wirtsindividuen einer Spezies (Poulin 2007). Auch dieser Faktor kann im Rahmen eines parasitären „spillbacks“ eine Rolle spielen.

3.2. Vorstellung ausgewählter Wasservogelparasitenspezies

Der Untersuchung der Parasiten der Nilgans ging eine intensive Literaturrecherche über die in Mitteleuropa vorkommenden Ekto- und Endoparasiten von Wasservögeln voraus. Hierbei standen die Graugans als in einer ähnlichen ökologischen Nische lebende einheimische Art sowie die Stockente als phylogenetisch nächster Verwandter in urbanen Habitaten in Mitteleuropa im Fokus.

3.2.1. Ektoparasiten

3.2.1.1. Federlinge

Insekten der Ordnung Mallophaga (Haar- und Federlinge) sind flügellose, stationäre Ektoparasiten mit einer sehr hohen Wirtsspezifität (i. e. monoxene Parasiten) und einem dorsoventral abgeflachten Körper. Der Kopf der Insekten ist breiter als das Brustsegment. Sie werden in zwei Unterordnungen untergliedert, nämlich die Unterordnung „Ischnocera“, die sich hauptsächlich von Federpartikeln ernähren, und die Unterordnung „Amblycera“, die sich von Epidermis ernähren (Schöne und Schmäschke 2015; Deplazes et al. 2021). Beim Wassergeflügel werden vor allem die Genera *Anaticola*, *Anatoceus* und *Ornithobius* beschrieben (Grossi et al. 2014; Price und Beer 1965). Die Unterordnung der Amblycera ernährt sich hauptsächlich von Hautschuppen und Federteilchen. Allerdings nehmen einige Arten auch Blut auf (Schöne und Schmäschke 2015). Beim Wassergeflügel werden unter anderem die Genera *Ciconiphilus*, *Holomenopon* und *Trinoton* erwähnt. *Trinoton anserinum* wird als Überträger des Herzwurms beim Höckerschwan (*Sarconema erycera*) beschrieben (Cohen et al. 1991).

3.2.1.2. Flöhe

Flöhe der Ordnung Siphonaptera sind latero-lateral abgeflachte, flügellose Insekten, die obligat hämatophag leben. Die meisten Floh-Arten sind euryxen mit einem sehr breiten Wirtsspektrum. Vogelflöhe der Gattung *Ceratophyllus* sind in der Regel Nestflöhe, sodass der Wirt selten mehr als ein bis zwei Exemplare zeitgleich trägt (Brinck-Lindroth und Smit 2007). *Ceratophyllus* spp. sind hauptsächlich Flöhe von Passeriformes, werden aber auch bei Entenarten erwähnt (Trolle und Jensen 2001; Schöne und Schmäschke 2015; Buscher 1965b).

3.2.1.3. Milben und Zecken

Die meisten Milben der Familie Analgesidae (Federmilben) sind permanente Ektosymbionten, die streng an bestimmte Federareale gebunden sind. Diese Acari ernähren sich von den Sekreten der Bürzeldrüse (Shorthouse et al. 2010). Bei Wassergeflügel werden Genera wie *Freyana* und *Vingrassia* beschrieben (Radford 1953; Buscher 1965b). Federspulmilben wie *Chenophila* hingegen werden aufgrund ihrer Schädigung auf die Federn zu den Parasiten gezählt (Tymcio et al. 2013).

Aus der Ordnung Metastigmata werden bei Wasservögeln die Gattungen *Haemophysalis* und *Ixodes* erwähnt (Schöne und Schmäschke 2015).

3.2.2. Endoparasiten

3.2.2.1. Protozoa

Die Spezies *Trichomonas gallinarum* der Familie Trichomonadidae (Stamm Parabasala) parasitiert den vorderen Digestionstrakt vor allem bei Tauben und führt bei dieser Art zu ausgeprägten Krankheitsbildern. Bei Enten wurden verschiedene Gattungen dieser Familie zwar in verschiedenen Darmabschnitten nachgewiesen, aber ob sie als Opportunisten betrachtet werden können oder eine Rolle bei verschiedenen Enteritiden spielen, ist ungeklärt (Knispel 2005). Bei Nilgänsen ($n = 65$) wurde in den Niederlanden bei 11 Tieren *T. gallinarum* und bei 3 Tieren die nahverwandte Gattung *Simplicimonas* spp. in Kloakentupfern mittels einer „nested-PCR“, nachgewiesen (Landman et al. 2021).

Die Gattungen *Eimeria*, *Tyzzeria* und *Wenyonella* der Familie Eimeriidae (Stamm Alveolata, Unterstamm Apicomplexa) werden sowohl bei gehaltenen als auch bei wild lebenden Enten und Gänsen als protozoäre Parasiten beschrieben. Sowohl bei Enten als auch bei Gänsen werden Darm- und Nierencoccidiosen beschrieben (Yabsley 2008). Oocysten der Gattung *Tyzzeria* enthalten acht Sporozoiten, aber keine Sporozysten. Bei Enten kommen unter anderem *Tyzzeria pellerdyi* und *Tyzzeria perniciososa* vor (Berto et al. 2022). *Tyzzeria parvula* wird bei Hausgänsen (*Anser anser domesticus*), Kanadagänsen (*Branta canadensis*) und Höckerschwänen (*Cygnus olor*) beschrieben (Gajadhar et al. 1983). Oocysten der Gattung *Wenyonella* enthalten vier Sporozysten mit jeweils vier Sporozoiten. Bei Enten parasitiert die minder pathogene Gattung *Wenyonella anatis* und die pathogenere Spezies *Wenyonella philiplevinei* (Leibovitz 1968).

Die meisten Spezies der Gattung *Eimeria* zeichnen sich durch eine hohe Wirtsspezifität aus. In der Ordnung Anseriformes werden weltweit rund 30 *Eimeria*-Arten beschrieben (Yabsley 2008). Die ausgeschiedenen Oozysten enthalten jeweils vier Sporozysten mit jeweils zwei Sporozoiten. *Eimeria danailovi* wird sowohl bei Hausenten (*Anas platyrhynchos domesticus*), Hausgänsen und Stockenten beschrieben. Die Spezies *Eimeria nyroca*, *Eimeria aythya* und *Eimeria mulardi* kommen bei Wild- und Hausenten vor. *Eimeria anseris*, *Eimeria nocens* und *Eimeria stigmosa* befallen Dünndarmabschnitte der Hausgans, wohingegen *Eimeria kotlani* eine Dickdarmcoccidiose hervorruft. Sporozoiten der seltenen, hochpathogenen Spezies *Eimeria truncata* befallen die Epithelzellen der Nierentubuli von Hausgänsen, Kanadagänsen (*B. canadensis*) und Zwergschneegänsen (*Anser rossii*) und induzieren makroskopisch sichtbare Nierenschwellungen und

typische gelb-weiße, hirsekerngroße Herde (Rommel et al. 2000; Gajadhar et al. 1983; Cole und Friend 1999).

Die Gattungen der Familie Sarcocystidae (Stamm Alveolata, Unterstamm Apicomplexa) sind in der Regel obligat heteroxen. Bei den Gattungen *Toxoplasma* und *Sarcocystis* fungieren Spezies der Anseriformes als Zwischenwirte. *Toxoplasma gondii* ist fakultativ heteroxen und weltweit bei Haus- und Wildtieren verbreitet und verursacht eine wichtige Anthroozoonose, die man als Toxoplasmose, bezeichnet (Thompson et al. 2009; Dubey et al. 2021). Es existieren zahlreiche serologische Nachweise, sowie Nachweise von Gewebezysten mit infektiösen *T. gondii*-Bradyzoiten bei Haus- und Wildwassergeflügel, jedoch keine Berichte über eine klinische aviäre Toxoplasmose (Uterak et al. 1992; Dubey et al. 2021). Die nachgewiesenen *T. gondii*-Gewebeyysten befanden sich im Gehirn der untersuchten Tiere (Dubey et al. 2004; Dubey et al. 2007). Im Gegensatz dazu befinden sich die Gewebeyysten von *Sarcocystis* spp. in der quergestreiften Muskulatur der aviären Zwischenwirte (Kutkiene et al. 2010). Bei verschiedenen Enten- und Gänsearten in Europa wurde *Sarcocystis rileyi* bisher beschrieben (Greiner 2008). Die mit Cystozysten gefüllten *S. rileyi*-Cysten in der Brustmuskulatur werden bei dieser Spezies als reiskorngroß, hell und makroskopisch sichtbar beschrieben (Dubey et al. 2010).

Weitere bei Wassergeflügel erwähnte parasitische Protozoa gehören zur Gattung *Cryptosporidium* (Stamm Alveolata). Die systematische Einordnung dieser Gattung in der Familie Cryptosporidiidae wird immer noch diskutiert (Feng et al. 2007). Es handelt sich um einzellige intrazelluläre Organismen, die sich im Mikrovillisaum von Darmepithelzellen, Respirationsepithelzellen und Epithelzellen des *Tubulus contortus proximalis* in den harnableitenden Wegen entwickeln (Lindsay und Blagburn 2008). Bei Kanadagänsen wurden sowohl speziesspezifische Infektionen mit je zwei *Cryptosporidium*-Genotypen (i. e. „goose genotype I and II“) aber ohne Beteiligung von *Cryptosporidium parvum*, nachgewiesen. Bei *C. parvum* handelt es sich um eine Spezies mit einem hohen anthroozoonotischen Potenzial und zudem mit einer sehr geringen Wirtsspezifität (Graczyk et al. 1998; Lindsay und Blagburn 2008); dagegen haben die *Cryptosporidium*-Gansgenotypen I und II aber keine anthroozoonotische Relevanz. Inokulationsversuche von *C. parvum* bei Kanadagänsen führten zu keinen patenten Infektionen der Tiere, also keiner Ausscheidung von infektiösen Oozysten (Elmberg et al. 2017).

3.2.2.2. Trematoda

Bei der Gattung *Echinostoma* handelt es sich um Saugwürmer (Stamm Trematoda) der Familie Echinostomatidae. Die Gattung *Echinostoma* ist weltweit verbreitet und zeichnet sich durch ein breites Wirtsspektrum und einen heteroxenen Entwicklungszyklus aus (Morgan und Blair 1998). Zwischenwirte sind Süßwasserschneckenarten der Familien Planorbidae, Lymnaeidae und Bulinidae, in denen das *Echinostoma*-Mirazidium aktiv eindringt und anschließend über Sporozysten und Redien, Zerkarien freisetzt. Diese beweglichen Zerkarien infizieren wiederum andere Wasserschnecken oder eine Vielzahl von Amphibien, wo sich die Metazerkarien entwickeln. Endwirte (Menschen, Säugetiere und Vögel) infizieren sich durch die Aufnahme metazerkarienhaltiger Zwischenwirte (i. e. Amphibien, Schnecken) (Graczyk und Fried

1998). Echinostomiasis ist daher eine anerkannte Anthroozoonose und wird auch vom Center of Diseases Control and Prevention (CDC) des US-amerikanischen Department of Health and Human Services gelistet (CDC - DPDx - Echinostomiasis 2023). Die adulten Parasiten befallen meist Wassergeflügel, bei denen sich die bis zu 3 cm langen *Echinostoma*-Exemplare im Dünndarm entwickeln (Rommel et al. 2000). Die ausgeschiedenen Eier sind zwischen 80 µm und 120 µm lang und zwischen 50 µm und 80 µm breit, dünnchalig, mit granuliertem Inhalt und einem Operculum (Schmäschke 2014). Da sich viele Arten dieser Gattung morphologisch nicht unterscheiden lassen, ist eine Differenzierung mittels der Sequenzierung des NAD-1-Gens bei allen Exemplaren mit 37 Halshaken notwendig. In der Literatur widersprechen sich die verschiedenen Speziesdefinitionen innerhalb der Familie Echinostomatidae stark. Daher existiert eine sehr große Anzahl an Gattungen innerhalb dieser Familie wie z. B. *Echinoparyphium*, *Acanthoparyphium*, *Himasthla*, *Artyfechinostomum* und *Hypoderaeum* (Georgieva et al. 2014; Toledo und Fried 2014; Kostadinova et al. 2003).

Ebenfalls in der Ordnung Echinostomida wird die Trematodenfamilie Echinochsmidae klassifiziert. Spezies der Gattung *Typhlocoelum* parasitieren vor allem Enten in Trachea, Lunge und kranialen Luftsäcken. Sie sind ca. 8 x 3 mm groß, haben ebenfalls einen Bauch- und einen Mundsaugnapf und entwickeln sich nur in einem aquatischen Mollusken-Zwischenwirt (Gattung *Biomphalaria*) und vor allem die Art *T. cucumerinum* parasitiert weltweit Enten (Scott et al. 1982; Li et al. 2019).

Wasservögel werden auch von kleinen intestinalen Trematoden der Familie Notocotylidae (Ordnung Echinostomida) parasitiert. Dazu gehören vor allem die Arten *Catatropis verrucosa* und *Notocotylus attenuatus*. *C. verrucosa* parasitiert im Caecum von Wasservögeln und ist nur 2-6 mm x 1-2 mm groß. Die ausgeschiedenen Eier sind oval, glatt, 27 x 13 µm groß und tragen 100-150 µm langen Polfäden. Diese Eier werden von obligaten Zwischenwirten (*Bythinia* spp.) aufgenommen. Die Cercarien enzystieren sich direkt nach dem Verlassen der Wasserschnecken zu infektiösen Metacecarien (Kanev et al. 1994). Obligate Zwischenwirte von *N. attenuatus* sind ebenfalls Süßwasserschnecken, aber der Entwicklungszyklus beinhaltet keine freien Mirazidien und ebenfalls keinen zweiten Zwischenwirt (Graczyk und Schiff 1993). Die adulten Exemplare befinden sich im Ceacum von Wasservögeln und auch Säugetieren. Die Eier der Gattung *Notocotylus* sind ebenfalls rundoval, klein, glatt, besitzen einen Operculum und zwei lange Polfäden (Schmäschke 2014). Im Gegensatz zu anderen Trematoden, besitzen beide Arten nur einen Mundsaugnapf und zahlreiche ventrale Drüsen (McDonald 1981).

Die Spezies *Prosthogonimus cuneatus* und *Prosthogonimus macrorchis* gehören zur Ordnung der Plagiorchiida. Die Redien dieser Trematoden entwickeln sich zunächst an Süßwasserschnecken. Vögel und zwar vor allem Wasservögel sowie Säugetiere infizieren sich durch die Aufnahme des zweiten Zwischenwirtes (Libellen). Die birnenförmigen 3,7 mm x 2,5 mm großen Trematoden mit einem Mund und einem Bauchsaugnapf parasitieren bei der *Bursa fabricii* den Legedarm und die Kloake von Wasservögeln. Die ausgeschiedenen Eier sind 25 x 15 µm groß, glatt mit einem Operculum am spitzen Pol und einem Fortsatz am breiteren Pol (Heneberg et al. 2015; Macy 1965).

3.2.2.3. Cestoda

In Wassergeflügel vorkommende Zestodenarten gehören der Familie Hymenolepididae (Ordnung Cyclophyllida) an. Die häufigsten Zestodengattungen sind *Hymenolepis* und *Gastrotaenia*. *Gastrotaenia*-Arten parasitieren unter der Keratinoide Schicht des Muskelmagens von Gänsen und Enten. *Gastrotaenia dogieli* ist ein etwa 5-13 mm langer Zestoden mit einem rundlichen Skolex ohne Saugnäpfe aber mit einem Rostellum und einer Strobila ohne äußere Segmentierung. Die Pathogenität von *G. dogieli* wird als gering eingeschätzt aber es fehlen weiterhin detaillierte Untersuchungen zur Pathogenese. *Hymenolepis (Drepanidotaenia) lanceolata* ist bis 25 cm lang und besitzt einen kleinen Skolex mit hakenbesetztem Rostellum. Zwischenwirte von *Gastrotaenia*- und *Hymenolepis*-Arten bilden Süßwasserkrebse wie *Cyclops* spp. und *Euclips* spp.. Die Adultstadien parasitieren im Magen und Dünndarm von Wasservögeln und anderen Vogelarten., wo runde Eier 42 µm x 37 µm mit einer Oncosphäre mit einem lateralen und medialen Embryonalhäkchen (Hughes 1941; Rommel et al. 2000).

Ebenfalls in der Familie der Hymenolepididae befindet sich die Spezies *Fimbriaria fasciolaris*. Die Adultstadien parasitieren ebenfalls wie *Hymenolepis* im Dünndarm von Anseriformes und zahlreichen anderen Vogelarten (McLaughlin 2008). Die bis zu 40 cm lange Strobila ist vorne gegliedert aber nach hinten zunehmend ungliedert. Der *F. fasciolaris*-Skolex trägt vier Saugnäpfe. Als Zwischenwirte sind Süßwasserkrebse wie *Cyclops*, *Euclips* und *Diaptomus* bekannt (Muniz-Pereira und Amato 1998). Die Eier dieser Spezies sind sehr groß (115 – 120 µm), besitzen eine Oncosphäre sowie einer Onkosphärenhülle und Embryonalhäkchen (Schmäschke 2014). Auch *Cloacotaenia megalops* gehört zur Familie Hymenolepididae, jedoch ist der Skolex bei dieser Spezies fast trapezförmig. Die vier Saugnäpfe sind nach frontal ausgerichtet und die Adultstadien parasitieren in der Kloake von Wasservögeln (Muniz-Pereira und Amato 1998).

3.2.2.4. Nematoda

Syngamus trachea und *Cyathostoma bronchialis* werden beide der Familie Syngamidae in der Ordnung Strongylida zugeordnet. Obwohl *Syngamus trachea* bei einer Vielzahl von Vogelspezies vorkommt, wird dieser Nematode bei Wasservögeln eher selten beschrieben (Cole und Friend 1999). Die Adultstadien befinden sich in der Trachea, den Luftsäcken und den Infraorbitalhöhlen der Wirtstiere. Adultstadien der Spezies *S. trachea* befinden sich in dauerhafter Kopulation und sind an die Wand der Trachea angeheftet. Die größeren Weibchen sind rot und 5-40 mm lang (Meister et al. 2022; Fernando und Barta 2008). Die über den Magen-Darm-Trakt ausgeschiedenen Eier sind 87 µm lang und 50 µm breit, elliptisch und beide Eipole sind verdickt (Schmäschke 2014). Zwischenwirte sind für den Entwicklungszyklus des Parasiten nicht notwendig, jedoch sind zahlreiche paratenische Wirte bekannt. Hingegen sind die Adultstadien von *C. bronchialis* nur 16-30 mm lang und nicht in dauerhafter Kopulation (Fernando und Barta 2008). Die Eier sind 77 µm lang und 56 µm breit und haben nur an einer Seite eine Polkappe (Schmäschke 2014). Für eine *C. bronchialis*-Übertragung auf andere aviäre Wirte sind aber Erdwürmer (Lumbricidae) als obligate Zwischenwirte notwendig (Fernando et al. 1973). *C. bronchialis* wurde bereits bei verschiedenen Gänsen (*Anser* spp.) und Stockenten (*Anas platyrhynchos*) beschrieben (Guerrini et al. 2021; Fernando et al. 1973).

Ebenfalls der Ordnung Strongylida wird die Überfamilie Strongyloidea mit der Gattung *Amidostomum* zugeordnet. Diese Nematoden parasitieren unter der Keratinoide Schicht des Muskelmagens bei Haus- und Wildgänsen, seltener bei Entenarten (Fedynich und Thomas 2008). Die Adulti sind 1-2 cm lang und rötlich-gelb und scheiden mittelgroße Eier mit gefurchtem Inhalt und deutlichem Perivittelinraum aus (Schmäschke 2014). Die Endwirte infizieren sich über die direkte Aufnahme der infektiösen bescheideten L3 oder das perkutane Eindringen derselben im Wasser (Enigk und Dey-Hazra 1968).

Ascaridia galli (Ordnung Ascaridida) ist hauptsächlich ein Dünndarmparasit von Hühnervögeln, aber auch Haus- und Wildwassergeflügelarten werden als Endwirte beschrieben (Gower 1939). Die Adultstadien sind bis zu 12 cm lang und scheiden mittelgroße (80 x 50 µm), dickschalige, ovale Eier aus, in denen sich die infektiöse L-3 ohne obligate Zwischenwirte entwickelt (Sharma et al. 2019; Schmäschke 2014). Derselben Ordnung, aber der Unterfamilie Anisakidae wird die Gattung *Porroceacum* zugeordnet. Diese umfasst 30 Spezies, die weltweit diverse Vogelarten befallen. Die Adultstadien von *Porroceacum crassum* sind 1,2 cm bis 7,9 cm lang und parasitieren im Dünndarm zahlreicher Anseriformes (Fagerholm und Overstreet 2008). Ausgeschiedene Eier sind dickschalig mit einer gefelderten Oberfläche und 100 x 75 µm groß (Schmäschke 2014). Obligate Zwischenwirte sind bei dieser Spezies Erdwurmart der Familie Lumbricidae (Avery 1966; Schmäschke 2014).

Echinuria uncinata ist eine Gattung der Familie Acuarioidea (Unterordnung: Spirurina) in der Ordnung Spirurida. Eine indirekte Entwicklung in verschiedenen Krebstieren als Zwischenwirten wie z. B. *Daphnia* spp., *Ceriodaphnia* spp. oder *Gammarus* spp. konnte für *E. uncinata* gezeigt werden (Madumarov et al. 2021; Ballweber 2004). Die Adultstadien befinden sich bei verschiedenen Entenarten in der *Tunica muscularis* der Drüsenmagenwand (Work et al. 2004). Die Eier dieser Spezies sind glatt, dickschalig, rund und etwa 35 x 17 µm groß (Schmäschke 2014).

Ebenfalls der Unterordnung Spirurina zugeordnet werden die Spezies *Sarconema eurycera* und *Oxyspirura mansoni*. *Sarconema eurycera* weist als Filarioidea auch einen zweiwirtigen Entwicklungszyklus auf. Die Adulti sind zwischen 2-4 cm lang und parasitieren das Herz von Wasservögeln (Cole und Friend 1999). Übertragen werden diese Nematoden über die Aufnahme der Mikrofilarien von Ektoparasiten wie der Federlingsgattung *Trinoton* spp. (Djordjević et al. 2022). In diesen Federlingen entwickeln sich die *S. eurycera*-Mikrofilarien zu einer L2 und weiterhin zur infektiösen L3 (Djordjević et al. 2022). Bei den verursachten Epidermis-Läsionen durch die *Trinoton* spp.-Ernährungsweise gelangen die infektiösen L3 in die Blutbahn der Wasservögel.

O. mansoni parasitiert im Konjunktivalsack des Auges von verschiedenen Vogelarten. Wie andere Gattungen der Überfamilie Thelazioidea hat auch dieser Nematode einen zweiwirtigen Entwicklungszyklus. Die Adultstadien sind rund 7 mm groß und weiß (Pence 1972).

Hystrichis tricolor ist ein Nematode aus der Ordnung Enoplida der bisher sehr wenig untersucht wurde. Die Adultstadien von *H. tricolor* parasitieren in der Drüsenmagenwand verschiedener Entenarten, Rallen und Säger (Kinsella et al. 1973). Obligate Zwischenwirte sind sowohl Erdnematoden als auch Kiemeneigel. Über

diese Kiemeneigel fungieren Fische als paratenische Wirte (Schmidt-Rhaesa 2014). Die vom Endwirt ausgeschiedenen Eier haben eine raue, dicke Schale und sind etwa 90 x 40 µm groß (Rommel et al. 2000).

Eine weitere Familie in der Ordnung Enoplida ist Trichinelloidea. Sie beinhaltet die Gattung *Capillaria*. Spezies dieser Gattungen (*Capillaria contorta*, *Capillaria caudinflata*, *Capillaria anatis*) parasitieren neben anderen Vogelspezies auch Wassergeflügelsspezies in Kropf, Oesophagus und Ceacum (Mettrick 1959). Erdwürmer wie *Allobophora* spp. oder *Dendrobaena* nehmen als paratenische Wirte die dickschaligen Eier mit zwei prominenten Polpfröpfen auf und stellen so die Infektionsquelle für weitere aviäre Wirte dar. Adultstadien von *C. anatis* sind zwischen 6 mm und 16 mm lang, haarförmig, durchsichtig und haben ein peitschenstilartig verdicktes Hinterende (Tamaru et al. 2015).

3.2.2.5. Acantocephala

Polymorphus minutus aus der Ordnung Polymorphida ist wie alle Akantocephalen bei Wassergeflügelsspezies ein Dünndarmparasit (Crompton und Whitfield 1968). Der Entwicklungszyklus des Parasiten benötigt Amphipoden wie *Gammarus* spp. als obligate Zwischenwirte. Durch eine Infektion mit *P. minutus* kommt es zu einem Fehlverhalten der befallenen Amphipoden. Diese Amphipode halten sich vermehrt an der Wasseroberfläche auf und somit ist die Aufnahme durch aviäre Endwirte damit wahrscheinlicher (Médoc et al. 2006). Die Adultstadien von *P. minutus* werden 2-13 mm lang und haben eine charakteristische ovale Proboscis mit einer Vielzahl von Haken. Die Eier sind spindelförmig, ca. 100 x 20 µm groß, dickschalig und aus mehreren Schichten bestehend (McDonald 1988; Schmäscke 2014).

4. Ausgewählte anthroozoonotisch-relevante bakterielle Erreger

4.1. *Salmonella* spp.

Salmonellosen sind bei Menschen und Reptilien, Vögeln und Säugetieren weltweit verbreitet (Daoust und Prescott 2008). Sowohl zum Erreger als auch zur Pathogenese existiert eine sehr umfangreiche Literatur, die hier nur kurz umrissen wird.

Ausgelöst werden die anthroozoonotisch relevanten Enteritiden von Serovaren des gramnegativen Bakteriums *Salmonella enterica* subsp. *enterica*. Es handelt sich um Stäbchenbakterien aus der Familie der Enterobacteriaceae, die fakultativ anaerob wachsen (Domagella 2015). Innerhalb der Subspezies *S. enterica* subsp. *enterica* werden anhand ihrer Zellwand-(O) und Geißel-(H) Antigene nach dem Kauffmann-White-Le Minor-Schema rund 2500 bekannte Serovare unterschieden, welche meist nur eine begrenzte Wirtsspezifität aufweisen (Elmberg et al. 2017; Kayser et al. 2014; Le Minor und Popoff 1987). Bis auf wenige Ausnahmen sind fast alle Serovare durch peritriche Begeißelung mit vier bis sechs Geißeln beweglich. Humanpathogene Serovare von *S. enterica* subsp. *enterica* werden in der Humanmedizin als „enteritische Salmonellosen“ bezeichnet, da sie einen meist selbstlimitierenden, akuten Brechdurchfall auslösen (Selbitz et al. 2023). Über die Überwindung der Darmbarriere durch Pinozytose, über die Zellzwischenräume oder über dendritische

Zellen kann es aber auch zu einer extraintestinalen Manifestation mit schwerem Verlauf kommen (Suerbaum et al. 2020).

Die Infektionsdosis unterscheidet sich je nach Serovar, kann aber vor allem bei immunsupprimierten Menschen oder Kleinkindern weit unter 10^6 Keimen liegen (Kayser et al. 2014). Im Jahr 2021 wurden bei an enteritischer Salmonellose erkrankten Menschen in Deutschland am häufigsten die Serovare *S. Enteritidis*, *S. Typhimurium* und danach mit weitem Abstand *S. Infantis*, *S. Muenchen* und *S. Derby* nachgewiesen (Robert-Koch-Institut 2021). Eine *Salmonella*-Infektion erfolgt fäko-oral oder über kontaminierte Lebensmittel meist tierischen Ursprungs (Simon et al. 27.09.23; Suerbaum et al. 2020).

Wildvögel und andere Wildtiere sind als Träger von zahlreichen Serovaren beschrieben, erkranken selbst aber nicht zwingend (Daoust und Prescott 2008; Benskin et al. 2009). Uelze et al. (2021) konnten mittels Whole Genome Sequencing (WGS) von Wildtierisolaten zeigen, dass vornehmlich Wildtiere infiziert sind, die indirekten Kontakt zu Menschen haben und sich über den Konsum von anthropogenem Abfall infizieren (Uelze et al. 2021). Als Überträger werden vor allem Passeriformes (i. e. Sperlingsvögel) und Larinae (Möwen) genannt, obwohl auch von erhöhten Prävalenzen in städtischen Parkanlagen in London bei Wassergeflügel berichtet wird (Refsum et al. 2005; Feare et al. 1999; Konicek et al. 2016). Feare et al. (1999) zeigten auch, dass Salmonellen über einen Monat lang im Kot von Wassergeflügel im Außenbereich infektiös bleiben können. Smith et al. (2020) weisen im Speziellen auf Forschungsbedarf im Hinblick auf potentielle Übertragungswege von Salmonellen bei Vögeln in unmittelbarer menschlicher Umgebung hin.

Nilganskot aus dem städtischen Freibad „Brentanobad“ in Frankfurt/Main (Hessen, Deutschland) wurde 2017 durch das Institut für Hygiene und Umwelt, Lollar, auf das Vorkommen von Salmonellen untersucht. Zwar wurden Salmonellen in einer Probe nachgewiesen, jedoch wurde auf eine Serovarbestimmung verzichtet (Weirich et al. 2020). Damit bleibt das anthroprozoonotische Potential der nachgewiesenen Stämme ungeklärt.

4.2. *Campylobacter* spp.

Bei dieser Gattung handelt es sich um gramnegative, mikroaerophil wachsende Stäbchenbakterien. Die Spezies *Campylobacter jejuni* und *Campylobacter coli* gehören zur gastrointestinalen Mikrobiota bei Vögeln und Säugern, können aber auch als humanpathogen Bakterien fungieren und somit Durchfallserkrankungen auslösen (Selbitz et al. 2011). *Campylobacter* spp. gilt weltweit als die häufigsten Ursache für bakteriell ausgelöste gastrointestinale Erkrankungen bei Menschen (Fhogartaigh und Edgeworth 2009). *C. jejuni* wird im Vergleich häufiger bei humanen Gastroenteritiden nachwiesen und kann auch Septikämien, Meningitiden und Aborte auslösen (Gürtler et al. 2005; Colles et al. 2011). Von *C. coli* ausgelöste Septikämien sind selten (Selbitz et al. 2011). Untersuchungen von wild lebenden Stockenten in England zeigten geringere Prävalenzen (9,2 % bis 52,2 %) von *Campylobacter* spp.-Infektionen als bei gehaltenen Hausenten (93,3 % bis 100 %) und zudem wesentlich geringere Prävalenzen von *C. jejuni*-Infektionen bei wild lebenden Tieren (Colles et al. 2011). Zwar besteht hier ein Risiko der fäko-oralen Übertragung von Wassergeflügelkot auf

Menschen in Parkanlagen und Schwimmbädern, welches allerdings aufgrund der sehr raschen Inaktivierung des Bakteriums in der Umwelt und seines Unvermögens, sich in Gänsekot zu vermehren, als sehr gering eingestuft wird (Elmberg et al. 2017; Moriarty et al. 2012).

4.3. *Escherichia coli*

Escherichia coli ist eine der sechs Spezies in der Gattung *Escherichia*. Es handelt sich um ein gramnegatives gerades Stäbchen mit zahlreichen Sero- und Pathovaren (Ewers und Wieler 2023). Die Spezies kommt natürlich im Darmtrakt von Menschen und Tieren vor, gilt aber auch als Infektionserreger durch pathogene und fakultativ pathogene Stämme (Kayser et al. 2014). Bei einer Studien an Stockenten (*A. platyrhynchos*) in urbanen Räumen Deutschlands, konnten die humanpathogene *E. coli*-Sequenztypen ST95 und ST73, die extraintestinale Infektionen auslösen sowie antimikrobielle Resistenzen nachweisen ($n = 175$) (Ewers et al. 2009).

5. Aviäre Immuneffekte gegen Helminthen

Bis heute existieren nur wenig Publikationen zu den aviären Immunabwehrmechanismen gegen intestinale Helminthen (Smith et al. 2021). Da ein erfolgreicher Etablierungsprozess auch für einen aviären Neobiota eine immunologische Auseinandersetzung mit diversen neuen Pathogenen (i. e. Parasiten) erfordert, werden hier die wichtigsten Fakten dargelegt.

In der Klasse der Vögel ist das Immunsystem des Haushuhns (*Gallus gallus domesticus*) aufgrund seiner wirtschaftlichen Bedeutung die am meisten untersuchte Spezies. Das aviäre Immunsystem unterscheidet sich hinsichtlich einiger Merkmale von dem der Säugetiere. Vögel haben keine Lymphknoten. Jedoch besitzen sie mit der *Bursa fabricii* ein primäres lymphoides Organ, in welchem die B-Zellen geprägt werden (Kaiser 2010). Des Weiteren haben Hühner/Vögel periphere beziehungsweise lymphoide Gewebe wie beispielsweise die Hardsersche Drüse, das BALT (bronchial associated lymphoid tissue) oder das GALT (gut associated lymphoid tissue). Das GALT umfasst neben Ösophagealtonsillen, die Pylorustonsillen, die Peyerschen Platten, die Cecaltonsillen und das Meckel-Divertikel (Nagy et al. 2021). Auch die aviären Granulozyten unterscheiden sich von denen der Säuger. Vögel besitzen keine neutrophile Granulozyten und keine funktionellen eosinophile- oder basophile Granulozyten (Kogut 2021). Die Haupteffektorzellen repräsentieren heterophile Granulozyten (Heterophile). Diese aviären Heterophilen sind wie neutrophile Granulozyten bei Säugetieren durch die Abgabe von DNA, Elastase und Proteasen in der Lage, sogenannte, heterophile extracellular traps' (HETs) auszubilden und Pathogene (i. e. Fungi, Bakterien, Viren und Metazoa) ohne Phagozytose zu inaktivieren (Chuammitri et al. 2009; Pieper et al. 2017). Ebenfalls haben Vögel ein anderes Repertoire an Toll-like-Rezeptoren (TLRs), Defensinen und Cytokinen als Säugetiere (Kaiser 2010).

Beim Säugetier werden Abwehrreaktionen gegen intestinale Helminthen oder deren Larvenstadien im Gewebe hauptsächlich durch eine Th_2 -dominierte Immunreaktion bestimmt (Dold 2012; Bean und Lowenthal 2021). Ein jenem des Säugetiers ähnliches Cytokinmuster ließ sich bei Versuchen am Haushuhn durch eine

Infektion mit *Ascaridia galli* 14 Tage *post infectionem* induzieren (Degen et al. 2005). Beim Säuger bewirkt diese Th₂-Immunantwort eine IgE-Produktion und eine Aktivierung der eosinophilen Granulozyten. Vögel haben keine IgE-Antikörper und keine funktionellen eosinophilen Granulozyten. Ein Teil der Funktionen der IgE-Antikörper werden zwar von aviären IgY-Antikörpern übernommen (Härtle et al. 2021), ihre Funktion hinsichtlich der Abwehr mehrzelliger Parasiten ist jedoch noch unbekannt. IgY-Antikörper haben aber größere Ähnlichkeiten zur Klasse der IgG-Antikörper beim Säugetier und kommen sowohl im Blut als auch im Eidotter vor (Pacheco et al. 2023). Daher ist die genaue Effektorfunktion der Th₂-Immunantwort beim Vogel bis heute ungeklärt (Bean und Lowenthal 2021).

Pleidrup et al. (2014) konnten in Infektionsversuchen des Haushuhns mit *A. galli* zeigen, dass es zu einer lokalen T-Zell-Infiltration der intestinalen Mukosa kommt. Der Einfluss von Antikörpern auf intestinale Nematoden wird in der Literatur bezweifelt (Dold 2012). Beim Haushuhn sind Antikörpertiter gegen *A. galli* nachweisbar, jedoch hat die Höhe dieser Titer keinen Einfluss auf die Menge der ausgeschiedenen Parasiteneier (Pleidrup et al. 2014). Jedoch ist die Wirksamkeit der Immunreaktion des aviären Wirts bei der Bekämpfung von Darmparasiten durch die Beseitigung von Erstinfektionen bei zuvor exponierten oder immunisierten Tieren bewiesen (Smith et al. 2021; Malviya et al. 1988).

6. Ziele der Untersuchung

Da bis heute über die Endoparasitenfauna von neozoischen Nilgänsen weltweit sehr wenig bekannt ist, zielen die hier vorgestellten Untersuchungen in erster Linie darauf ab, diese Lücken zu schließen. Je mehr unterschiedliche Aspekte des entstehenden Wechselwirkungskomplexes einer erfolgreichen Invasion dieser Art beleuchtet werden, desto besser lassen sich die vielfältigen Auswirkungen dieser Invasion auf das eroberte Ökosystem erfassen. Wie weiter oben bereits erörtert, können Neozoen wie die Nilgans Pathogene mitführen und diese in ihren erfolgreich eroberten Lebensraum entlassen (EEH) (Colautti et al. 2004). Je höher die Zahl der primär anthropogen ausgesetzten Individuen ist (diese wird als Verbreitungsdruck bezeichnet), desto wahrscheinlicher ist es, dass diese Individuen auch Krankheitserreger in die eroberte Umwelt transportieren (Blackburn et al. 2009; Drake 2003). Die Korrelation zwischen dem Verbreitungsdruck und der Anzahl der eingeführten infizierten Wirte wird als exponentiell beschrieben (Drake 2003). Für neozoische Wasservogelarten wird der ursprüngliche Verbreitungsdruck aber als eher gering angenommen, weshalb davon auszugehen ist, dass durch sie nur wenige Pathogene in eroberte Gebiete eingebracht werden (Blackburn et al. 2009). Auch der Einfluss transportierter oder zurückgelassener Pathogene auf Invasoren wird in der Literatur diskutiert. Beispielsweise unterteilt Drake (2003) den Grad des Einflusses auf die transportierten Krankheitserreger und ihre regulierenden Einflüsse auf die Wirtspopulation in drei Phasen. So ist Drake (2003) der Meinung, dass z. B. freigesetzte Parasiten einen begrenzten Einfluss auf den Etablierungserfolg einer gebietsfremden Spezies haben, unabhängig von ihrer Pathogenität. Nichtsdestotrotz werden Parasiten ein Einfluss auf die mögliche Invasivität ihres Wirtsorganismus zugeschrieben. Lassen diese invasiven Arten zum Beispiel Parasiten zurück, erreichen sie höhere Körpergewichte (Torchin et al. 2003). Andererseits konnte anhand mathematischer Modelle der große Einfluss von Parasiten auf ihre

Wirtspopulationen gezeigt werden (Tompkins et al. 2001). Der Einfluss von eingeschleppten Parasiten auf die indigene Fauna im eroberten Lebensraum wird diskutiert (Torchin und Mitchell 2004; Torchin et al. 2003).

Der ursprüngliche Verbreitungsdruck der Nilgans kann heute nicht mehr bestimmt werden. Es lässt sich nicht mehr rekonstruieren, wie oft Nilgänse als Parkflüchtlinge in England, den Niederlanden und Deutschland entkamen, ob es sich um viele kleine Populationen handelte oder ob sich nur ein oder zwei erfolgreich etablierte Populationen in Europa verbreiteten (Bauer und Woog 2008; Gyimesi und Lensink 2010; Lensink 1998). Es ist durchaus möglich, dass in Mitteleuropa eingebrachte Nilgänse auch exotische Endoparasiten so verbreiten könnten. Ob die damals importierten Nilgänse mit Parasiten wie *Epomidiostomum querquedulae*, der vornehmlich auf dem afrikanischen Kontinent vorkommt, infiziert waren, ist unbekannt. Ein weiterer heute unbekannter Aspekt ist der Umgang der nach Europa verbrachten Nilganspopulation mit den europäischen indigenen Parasitenspezies. Da in der Vergangenheit gezeigt werden konnte, dass sich Kommensalen und Parasiten schnell an neue Wirte adaptieren können und Nilgänse seit über 200 Jahren in Europa vorkommen, kann von einer Adaptierung der einheimischen euryxene Parasitenfauna der einheimischen Gänse/Enten an die Nilgans ausgegangen werden (Mooney und Cleland 2001). Trotzdem ist unbekannt, welche indigenen parasitischen Arten sich an den exotischen Wirt anpassten und wie dieser lokal auf die einzelnen Infektionen reagierte.

Zuletzt ist eine wichtige Frage im Hinblick auf den Schutz der einheimischen Biodiversität, welche Endoparasitenspezies in der Lage sind, sich in Nilgänsen zu vermehren, um Risiken eines parasitären Spill-back für indigene Wasservogelpopulationen vorhersagen zu können und diese eventuell zu schützen (Kelly et al. 2009). Neben der potenziellen Übertragung von Parasiten auf einheimische Arten werden auch ausgewählte anthroozoonotische Erreger hier untersucht. Wie weiter oben bereits erörtert, sind die Nilgänse in Mitteleuropa auch in den urbanen Räumen präsent und es entwickelt sich hier zunehmend eine öffentliche Debatte über die damit verbundenen anthroozoonotischen Risiken, ohne dass dafür eine geeignete wissenschaftliche Basis gegeben wäre (siehe Unterkapitel 2.5.), sodass die wissenschaftliche Einordnung dieser Risiken einen wichtigen Punkt der unten beschriebenen Untersuchungen darstellt. Um dieser Diskussion gerecht zu werden, werden in öffentlichen urbanen Räumen die Prävalenzen von *Salmonella* spp. untersucht. Auch wenn Vögel eine beachtliche Gruppe der Neobiota darstellen, wurden bisher potenzielle Übertragungen von anthroozoonotischen Pathogenen durch diese Art wenig beachtet (Mori et al. 2018). Die gewonnenen Ergebnisse liefern einen Beitrag zur Invasivitätsbewertung der Spezies Nilgans durch das BfN in Deutschland.

Neben diesen parasitologischen Fragestellungen wird der Gesundheitszustand der deutschen Nilganspopulation anhand einer postmortalen Untersuchung einer repräsentativen, großräumigen Stichprobe erfasst. Pathologische Veränderungen werden histologisch und bakteriologisch in der vorliegenden Dissertation untersucht.

Nur mit einer konsequenten Datenerfassung möglichst vieler ökologischer Details von invasiven Pflanzen- und Tierarten können endemische Ökosysteme besser verstanden und geschützt werden (Friend 1999). Menschliche Einflüsse und der zunehmende globale Verkehr schaffen nicht nur ständig neue Lebensräume

mit unvorhersehbaren Folgen, sondern verbringen auch immer mehr Pathogene wie z.B. allochthone Parasiten in naive Ökosysteme (Nentwig 2010).

7. Definition der geografischen Räume bei der Probensammlung

Als „in urbanen Räumen geschossene Nilgänse“ wurden solche Vögel definiert, die in städtischen Parkanlagen und Freibädern von Orten mit über 50 000 Einwohnern erlegt wurden. Diese Städte waren Darmstadt, Frankfurt am Main und Bad Homburg.

Bei der Sammlung von Kotproben wurden solche Räume als „urban“ definiert, bei denen sich Nilgänse in direkter menschlicher Umgebung aufhielten. Meistens handelte es sich hier um städtische Parkanlagen oder städtische Grünflächen. Allerdings wurden auch gesammelte Kotproben aus Orten mit unter 2 000 Einwohnern als urban gewertet, wenn sich die Tiere in einem Radius von 50 m von bewohnten Gebäuden aufhielten und die Fläche, auf der sie sich aufhielten, auch von Menschen zur Erholung genutzt wurde (z. B. der zentrale Dorfteich in Gnetsch, Sachsen-Anhalt, Deutschland).

Kotproben oder geschossene Tiere, auf die diese Anforderungen nicht zutrafen, wurden in der statistischen Auswertung als „periurban“ gezählt.

III. Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany

Dieses Kapitel basiert auf folgender veröffentlichter Publikation:

Fischer, E.F.; Recht, S.; Vélez, J.; Rogge, L.; Taubert, A.; Hermosilla, C.R. Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. *Diversity* **2023**, *15*, 388. <https://doi.org/10.3390/d15030388>

Eigener Anteil in der Publikation:

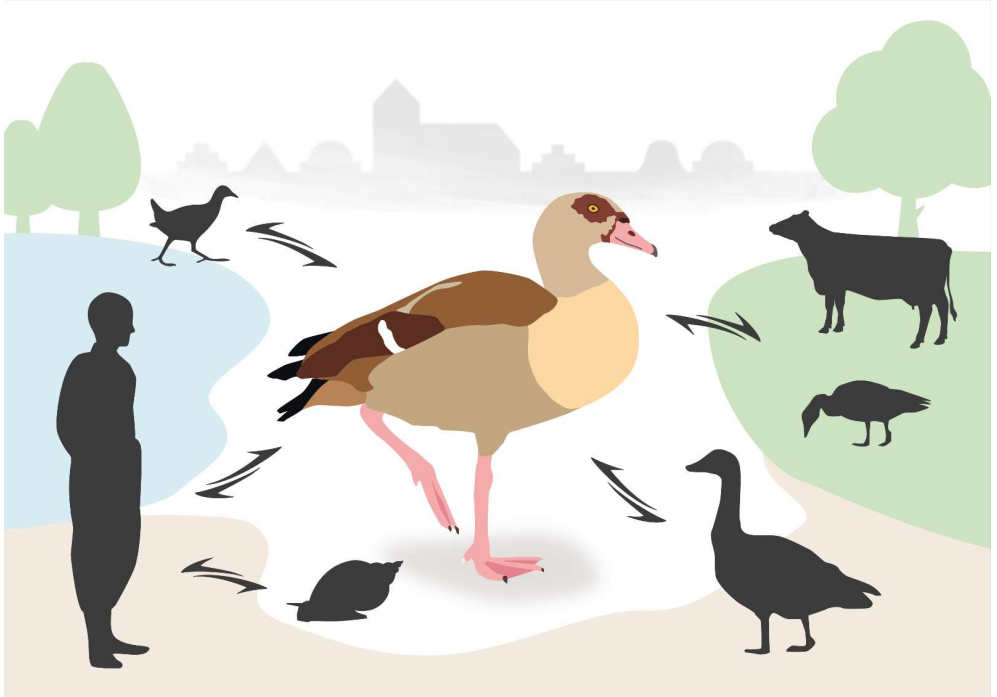
Initiative: weitestgehend eigenständig

Projektplanung: weitestgehend eigenständig

Durchführung des Versuches: weitestgehend eigenständig

Auswertung der Experimente: weitestgehend eigenständig

Erstellung der Publikation: weitestgehend eigenständig



Graphical abstract of Fischer, E.F.; Recht, S.; Vélez, J.; Rogge, L.; Taubert, A.; Hermosilla, C.R. Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. *Diversity* 2023, 15, 388. <https://doi.org/10.3390/d15030388>

Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany

Ella F. Fischer ^{1,2,*}, Sabine Recht ², Juan Vélez ², Linda Rogge ³, Anja Taubert ¹ and Carlos R. Hermosilla ¹



Correspondence: ella.fischer@bienen-berlin.de

Citation: Fischer, E.F.; Recht, S.; Vélez, J.; Rogge, L.; Taubert, A.; Hermosilla, C.R. Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. *Diversity* **2023**, *15*, 388. <https://doi.org/10.3390/d15030388>

Academic Editors: Tiiu Kull, Jonne Kotta and Simon Blanchet

Received: 11 January 2023

Revised: 26 February 2023

Accepted: 6 March 2023

Published: 8 March 2023



Copyright: © 2023 by the authors. Licensee MDPI, Basel, Switzerland. This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons

Abstract: Various studies have shown that the transmission and passage of alien and native pathogens play a critical role in the establishment process of an invasive species and its further spread. Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) are neozotic birds on various continents. They live not only in the countryside near fresh water bodies but also in urban habitats in Central Europe with close contact to humans and their pets. Although their rapid distribution in Europe is widely debated, scientific studies on the anthrozoönotic risks of the population and studies on the present endoparasites in Egyptian geese are rare worldwide. In the present study, 114 shot Egyptian geese and 148 noninvasively collected faecal samples of wild Egyptian geese from 11 different Federal States in Germany were examined. A total of 13 metazoan endoparasite species in 12 different genera were identified. The main endoparasites found were *Hystrichis tricolor*, *Polymorphus minutus*, and, in lesser abundance, *Cloacotaenia* sp. and *Echinuria uncinata*. Adult stages of *Echinostoma revolutum*, an anthrozoönotic heteroxenic trematode, were found in 7.9% of the animals examined postmortem. This species was additionally identified by molecular analysis. Although Egyptian geese live in communities with native waterfowl, it appears that they have a lower parasitic load in general. The acquisition of generalistic parasites in an alien species and the associated increased risk of infection for native species is known as “spill-back” and raises the question of impacts on native waterfowl. Differences between animals from rural populations and urban populations were observed. The present study represents the first large-scale survey on gastrointestinal parasites of free-ranging Egyptian geese.

Keywords: *Alopochen aegyptiaca*; synanthropic avian invasion; *Echinostoma revolutum*; anthrozoönotic risk; pathogens

1. Introduction

1.1. Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) in Europe

Many exotic species (syn. alien) benefit in a variety of ways from the human transformation and homogenisation of diverse habitats through urbanisation, large-scale monocultures in intensive agriculture, and, not least, global climate change [1,2]. There has been much research on the impact of alien species, even if the pathogens they introduce have not been studied very widely [3].

One of these beneficiaries is the Egyptian goose *A. aegyptiaca* (Linnaeus 1766). It is an alien bird not only in Europe but also in North America and the Arabian Peninsula, where these animals formed established self-sustaining populations [4]. However, the spread of this invasive bird is still ongoing. The European population is considered to present the most rapid expanding invasive waterfowl species in the Centre of Europe [4,5]. This sheldgoose (Tadorninae) is originally native to Sub-Saharan Africa and along the Nile Valley [6,7]. Originally, they were introduced as ornamental birds to parks in England and the Netherlands in the seventeenth century, but different refugees from different parks in Europe have since formed what was at first a slow, and since 1970 until the present, is now a rapidly spreading non-native population in Central Europe [1,8].

As is the case with many alien species, it is a very flexible generalist species that becomes firmly established in different habitats as well as urban and peri-urban areas [2,9]. Direct impact of this growing population on native waterfowl seem inter alia limited by high intraspecies competition [10]. However, we know very little about pathogen transmission by this alien species. Disease and organism transmission by invaders have a greater impact on native species than direct competition for resources [11]. Pathogens (i.e., parasites) play an important role in the successful establishment of an alien in an invaded area [12]. It is not uncommon for these species to carry fewer pathogens than native species in a similar niche [13]. They leave behind pathogens in their native regions or bring along specialised parasites (enemy-release/spillover) [14]. Some aliens are known to increase the infection pressure of native generalistic pathogens in the invaded areas on the native species comparatively unharmed by these pathogens (spill-back) [15,16]. The question of whether alien species decrease the fitness of direct native competitors for resources in this way in discussed here, and, through this, whether they gain an advantage in establishing themselves.

Although Egyptian geese are very flexible in adopting habitats, they prefer urban habitats in their invaded areas with open lawns, high trees for breeding, and fresh water bodies [10]. These habitats are often provided by urban parks and public swimming pools [17]. They live in synanthropic communities with mallards (*Anas platyrhynchos*), mute swans (*Cygnus olor*), and Canada geese (*Branta canadensis*), and they have frequent contact with humans and their pets. This preference for urban habitats by alien species is not uncommon [18]. Anthropogenic influences create similar urban spaces worldwide, giving generalist species an advantage [2,19].

However, unlike European native water fowl, Egyptian geese spend more time out of the water and are more often found grazing on lawns [20,21]. As a result, defecation occurs much more frequently on pavements and park meadows than with native waterfowl (Figure 1(2)). In their rural habitats, the animals prefer to graze on freshly sprouting fields. The contamination by geese droppings on fields also poses a risk for the introduction of possible anthrozoonotic pathogens into food production.

As predominantly herbivorous waterfowl, Egyptian geese feed mainly on grass, seeds, and leaves. They are dependent on protein-rich plants [10,22] and are described as engaging in anthropogenetic feeding with bread, maize, and cat food in urban areas [20]. Deformations of the wings, called angel wings or hanging wings, originating from uptake of huge amounts of energy and protein-rich food [23,24], was noticed by the authors in nearby field studies in urban populations of Egyptian geese in Frankfurt (Hesse) and Offenbach (Hesse).

Contamination with droppings in parks and swimming pools by these animals is increasingly being recognised as a widespread problem [25]. To date, only limited research has been conducted to determine whether anthrozoonotic risks emanate from the animals or their faeces. Prüter et al. examined the prevalence of some selected viral and bacterial pathogens [26]. However, the anthrozoonotic risk has not yet been investigated parasitologically. Studies on detailed composition of the endoparasitic fauna in Egyptian geese are not only missing in their invaded areas but also in their native regions in SubSaharan Africa. Listed in Table 1 are all the mentions/descriptions of parasite species in Egyptian geese.



Figure 1. Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) in urban habitats: (1) both parental birds guiding ducklings in an urban park; (2) Egyptian geese together with Canada geese (*Branta canadensis*) and Mallards (*Anas platyrhynchos*) in an urban public pool; and (3) group of subadult Egyptian geese in a urban resting site contaminated with droppings.

Table 1. References to parasites found in Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) in the literature.

| Parasite Species | Family | Described by | Country Where Detected |
|----------------------------------|-------------------|---------------------|------------------------|
| <i>Plasmodium</i> spp. | Plasmodiidae | Cumming et al. [27] | South Africa, Zimbabwe |
| <i>Haemoproteus</i> spp. | Plasmodiidae | Cumming et al. [27] | South Africa |
| <i>Trichobilharzia spinulata</i> | Schistosomatidae | Fain [28] | Ruanda |
| <i>Hymenolepsis biaculeata</i> | Hymenolepididae | McDonald [29] | Sudan/South Africa |
| <i>Hystrichis tricolor</i> | Dioctophymatoidea | Avery [30] | Great Britain |
| <i>Echinuria uncinata</i> | Acuariidae | Wood [31] | Great Britain |

Although Lapage [32] and McDonald [29] mentioned some ectoparasites, two tapeworm species in addition to *Fimbricia fasciolaris* and *Polymorphus minutus* were found on and in Egyptian geese. Detailed descriptions are unfortunately missing.

1.2. Antropozoonotic Investigations

The Federal Ministry for Nature Conservation in Germany assesses the invasiveness of all alien species and thus classifies its potential threat to native biodiversity and to public health concerns (i.e., antropozoonotic risks originating from the alien). These assessments provide the basis for further action plans and long-term management. Parasitological investigations on antropozoonotic risks originating from Egyptian geese are missing in the literature. For these reasons, we also test for potential unicellular endoparasites with an antropozoonotic risk in Egyptian geese. Cryptosporidiosis is a globally occurring disease, caused by parasitic protozoa. Some of the subspecies pose an antropozoonotic risk. The gastrointestinal disease is particularly dangerous for

immunosuppressed persons and small children [33]. The oocysts are characterised by high tenacity in the environment [34]. Proof of *Cryptosporidium* spp. (*incertae sedis*) in geese and ducks is described, but species identification is rare. There are species of specific *Cryptosporidium* spp. that are not zoonotically relevant in waterfowl [35,36]. The unharmed passage of infectious zoonotic oocysts through the intestine of Canada geese has been demonstrated experimentally. This raises questions of the risk of spreading infectious oocysts through the intestinal passage of waterfowl by itself as mechanical vectors [35,37].

2. Materials and Methods

2.1. Sample Collection and Habitat Research

In total, 148 scat samples of *A. aegyptiaca* were collected by non-invasive techniques from February to October 2020. The sampling period therefore includes the breeding period in Germany. This is described as highly variable and was observed as such in our own field work. The main breeding season in Germany is from April to June [9]. Preferred habitats of waterfowl, which include open grasslands with high trees and freshwater bodies in urban and rural regions all over Germany, were surveyed for Egyptian geese. This survey comprised a total of 41 trips by foot and resulted in 241 h of sampling effort. Overall, 179 animals were observed in their natural habitat at eight different German Federal states and two cantons of Luxembourg (Figure 2).

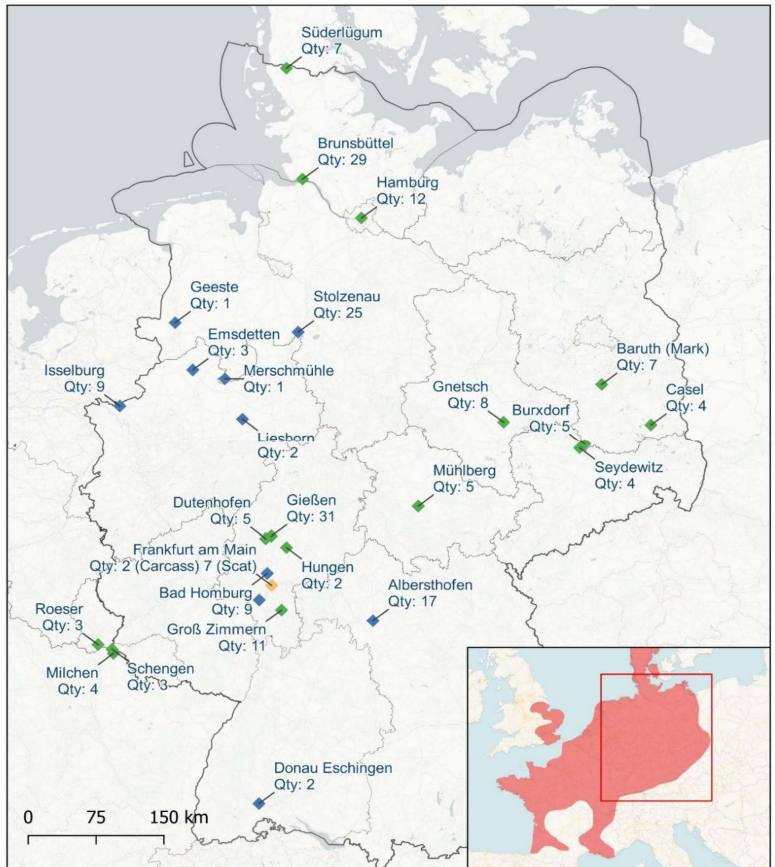


Figure 2. The map shows the origin of sampled Egyptian geese *Alopochen aegyptiaca* and the number of examined samples (scat samples marked in green, origin of carcasses marked in blue, places that offered both are marked in yellow) in Germany and Luxembourg. Both countries are within the non-native distribution area (marked red) of the non-native bird in Europe.

Especially in autumn, Egyptian geese form larger flocks with up to 70 animals. These and other groups (i.e., parents with ducklings or associations of sub-adults) with more individuals were regarded as a cluster. In these clusters, not every individual was sampled but a representative number of samples were taken. To determine the representative number of samples in the specific flock, the sample size was determined following the infinite populations correction [38]. This formula determines the number of samples needed to detect a specific pathogen in a flock.

All faecal samples were picked up immediately, whenever defecation was observed, to make sure that the sample could be allocated to an individual animal. After collection, the samples were fixed in 70% ethanol and stored until further investigation.

Furthermore, in the current study, 114 Egyptian geese carcasses, obtained from five different Federal states of Germany, were examined by necropsy. These animals were shot by hunters during the authorised hunting seasons of the respective Federal state. This was to control the *A. aegyptiaca* population or to prevent bird strikes on planes, as requested by the airport authorities, and not for research purposes or for this study. In cities, the animals were mainly shot in public swimming pools, health resorts, public lakes, and ponds. Forty-nine geese were shot in various urban habitats (parks, public pools, and airport) in Darmstadt (Hesse), Frankfurt (Main, Hesse), and Bad Homburg (Hesse) (49/114; 43.0%). One bird was found dead, killed by a car accident in Frankfurt (Main). All other examined carcasses were obtained from rural habitats. They were mainly shot in the winter months during the hunting season on crop fields in Bavaria, Lower Saxony, and North Rhine-Westphalia (Figure 2).

The samples were sent either frozen to the Institute of Parasitology, Justus Liebig University, Giessen, or else picked up fresh from the hunters.

Using the combination of invasive and non-invasive sampling, Egyptian geese in eleven Federal states of Germany and two Cantons of Luxembourg were sampled.

2.2. Macroscopic Analyses

Pathological Analyses

Carcasses (97/114; 82.9%) and digestive tracts (17/114; 14.9%) of *A. aegyptiaca*, provided by hunters, were pathologically examined. The examination was based on the *Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds* [39]. Firstly, the bodyweights of the animals were measured. The necropsy began with an inspection of the plumage for the infestation of ectoparasites. The eyes were examined with the help of tweezers to look behind the nictitating membrane to search for *Philophthalmus* spp. (Plagiiorchiida) or *Oxyuris* spp. (Spirurida). The beaks of the birds were sawn open at a line between the nostrils to detect any inflammation on the basis of an infection with *Trichobilharzia* spp. (Strigeatida). The pectoral muscles were sliced into 0.5 cm thick disks to detect the cyst stages of *Sarcocystis* spp. (Eimeriida) described in waterfowl by Wobeser [40]. The trachea was cut open lengthwise to detect the potential occurrence of *Cyathostoma bronchialis* (Strongylida).

The complete digestive tract was extracted and cut open lengthwise. The inner keratinoid layer of the gizzard was removed to detect *Amidostomum anseris* (Strongylida) infection. The ingesta was sieved by 150 µm and examined with a binocular microscope. If the intestinal mucosa showed petechial bleedings or redness, intestinal scrapings were taken and examined for Eimeriidae. The species of the adult parasites were determined with the three different keys to parasites in waterfowl from Malcom E. McDonald [41–43], the host-parasite catalogue of the helminths of ducks [44], the identification key to *Porrocaecum* spp. [45], and an identification key for cestodes [46].

Liver, spleen, kidneys, lungs, and reproductive organs were extracted and cut longitudinally.

Macroscopic modifications passed a histological examination, in particular modifications of the kidneys to detect renal coccidiosis caused by *Eimeria truncata* (Eimeriida), described in waterfowl by Ballweber [47].

2.3. Microscopic Analyses

The 148 scat samples were prepared by the standard sodium acetate acetic formalin SAF technique, modified with ethyl acetate, and examined microscopically [48]. Eggs of trematodes, nematodes, and protozoan oocysts were identified with the help of morphological descriptions [49–53].

Additionally, a sample of the ingesta of each animal in necropsy ($n = 114$) was examined using the SAF technique. Moreover, 94 of 114 samples were analysed for *Cryptosporidium* spp. oocysts by performing carbol-fuchsin-stained faecal smears according to Heine (1982) [54].

Scanning Electron Microscopy (SEM) Analysis

Two adult *Polymorphus minutus* (Polymorphida) specimens and one adult specimen of *Echinostoma revolutum* (Echinostomida) were recovered from an infected *A. aegyptiaca*, obtained from a crop field near Albertshofen (Bavaria) and were transferred onto 10 mm glass coverslips (Thermo Fischer Scientific, Schwerte, Germany). These specimens were chosen for their clearly identifiable and well-preserved external features. The glass coverslips were pre-coated with 0.01% poly-L-lysine (Merck, Darmstadt, Germany) for 10 min. at room temperature (RT). Subsequently, the acantocephalans and the trematode were fixed in 2.5% glutaraldehyde (Merck, Darmstadt, Germany), post-fixed in 1% osmium tetroxide (Merck, Darmstadt, Germany), and washed in distilled water before dehydration and critical point drying with CO₂. Lastly, the specimens were gold labelled by sputtering and viewed on a Philips XL30 scanning electron microscope at the Institute of Anatomy and Cell Biology, Justus Liebig University Giessen, Germany.

2.4. Molecular Analyses

2.4.1. Quantitative PCR on *Cryptosporidium* spp.

To confirm the identification of *Cryptosporidium* spp. and determine its genotype to evaluate the anthroponotic risk, a real time PCR was performed. Thus, different DNA extraction methods described for *Cryptosporidium* spp. were tested for Egyptian geese droppings inter alia the Qiagen stool kit, semi-purification of oocysts, and a water-ether concentration of oocysts [55–58]. The best method was used to test the 94 samples using the commercial real-time *Cryptosporidium* spp. kit “VIASURE *Cryptosporidium* Real Time PCR Detection Kit” (CerTest, Biotec, Spain) with an internal inhibition control.

The DNA-Extraction was performed as followed: a swab saturated with sample material was washed in 1× phosphate buffered saline solution. After vortexing and being centrifuged at 184× *g* and discarding the supernatant, the pellet was re-suspended with 400 µL 0.1% Diethyldicarbonat water. The tubes were incubated in 100 °C for 20 min, and then at –20 °C for 10 min. The supernatant was used for the PCR-protocol after vortexing and centrifuging the tubes again.

2.4.2. Coproantigen Analyses

Furthermore, the 94 faecal samples were examined with coproantigen-ELISAs on *Cryptosporidium* spp. (ProSpecTTM, Thermo ScientificTM, Schwerte, Germany), according to the manufacturer’s instructions.

2.4.3. PCR and Sequencing of *Echinostoma* spp.

Morphological identification on a species level is described as difficult in the so-called

Echinostoma ‘*revolutum*’ group [59]. Therefore, a molecular level species’ identification was performed. A segment of the mitochondrial cytochrome c oxidase

subunit 1 gene (*cox-1*) and the mitochondrial NADH-ubiquinone oxidoreductase chain 1 gene (*ND1*) were amplified and sequenced to determine the species of the adult trematodes from the *Echinostoma-revolutum*-group.

DNA was extracted from three specimens, obtained from an infected bird, originating from Darmstadt, Hesse. DNA extraction was performed using the DNeasy Blood and Tissue kit (Qiagen), according to the manufacturer's instructions. The used primers were described by Morgan and Blair [59]. A PCR was performed to generate the segment of the *ND1* gene, using the primers JB11 (5⁰AGATTCGTAAGGGCCTAATA3⁰) and reverse JB12 (5⁰ACCACTAATAATTCACCTTTC3⁰). A second PCR was performed for the generation of a segment of the *COI*-gene using the forward primer JB3 (5⁰TTTTTTGGGCATCCTGAGGTTTAT3⁰) and reverse JB13 (5⁰TCATGAAAACACCTTAATACC3⁰).

Both PCRs were performed in 45 µL reaction volume. They included 5 µL of the isolated template DNA, 5 µL 10x PCR buffer S (Peqlab, VWR, International GmbH, Erlangen, Germany), 1 µL of each primer, 1 µL dNTPs, and 1 µL 5U/µL taq Polymerase (Peqlab, VWR, International GmbH, Erlangen, Germany). The PCR protocol for the *ND1* gene started with an initial denaturation for 5 min. at 94 °C followed by 35 cycles at 94 °C for 30 s., annealing at 48 °C for 45 s. and extension for 45 s. at 72 °C, with the final extension for 5 min. in 72 °C. The PCR-protocol for the amplification of the *cox-1* gene started with the same initial denaturation, but it was followed by 35 cycles at 94 °C for 20 s., annealing at 48 °C for 30 s. and extension for 30 s. in 72 °C. The cycles were also followed by a final extension for 5 mins in 72 °C.

The resulting PCR product was finally visualised. Therefore, a gel-electrophoresis on 1,5% agarose gel with Midori Green was conducted. The final extraction was performed by using the HiYield GelPCR DNA Extraction kit. Sanger Sequencing was performed by LGC genomics, Berlin.

The obtained sequence was deposited to the NCBI database, with the number OQ466599.

2.4.4. Phylogenetic Analyses

Highly matching sequences of Echinostomatidea were obtained from BLAST searches in the GenBank database (GenBank release 245, 08/2021). Since Morgan and Blair showed that the *ND1*-gene is the most rapidly diverging gene and thus the most selective region for species diagnosis in a 37-collar-spine group of *Echinostoma* [59], these sequencing results were further investigated. Alignment was performed with the sequence alignment program MegAlignPro, with the ClusualW method and phylogenetic trees constructed using a Maximum Likelihood algorithm with a 1000 bootstrap replication [60].

3. Results

3.1. Observation of the Egyptian Geese in Germany

The animals were found in two principal habitats in Germany. The first were the urban areas, predominantly in parklands with high trees and freshwater bodies. In rural areas, they were found on freshly growing young fields and at a greater distance from water bodies. Most of the birds were found paired. This observation is confirmed by the Dachverband Deutscher Avifaunisten Database [8].

The origin of the scat samples and the shot birds, which were examined in necropsy, are visualized in the map (Figure 2). The distribution of sampling in Germany is influenced by the west-east gradient in the population density of Egyptian geese in Central Europe [8,9]. Overall, 44% of the shot Egyptian geese were from urban areas (50/114), so there is an approximately equal distribution of the examined carcasses between two comparable groups—urban and periurban living animals.

The synanthropic birds were sharing resting and feeding sites with mallards, mute swans (*Cygnus olor*), Canada geese (*Branta canadensis*), and sometimes greylag geese (*Anser anser*) (own studies). In rural habitats, as well, Egyptian geese were often found together with greylag geese flocks.

3.2. Body Weights

The average weight of the male birds examined in the postmortem was 2.6 kg ($\sigma = 0.5$) and the female birds 2.1 kg ($\sigma = 0.5$). Of all ($n = 114$) the examined birds, 98 were complete (46 female and 39 male) to be able to include them in the weight statistics. The graphical distribution tests, such as the histogram and a quantile-quantile diagram as well as the analytical Kolmogorov–Smirnov test, indicated a normal distribution of the values. The 34 geese from urban habitats in Hessa weighed on average 2.4 kg ($\sigma = 0.4$). Rural, shot Egyptian geese had an average weight of 2.3 kg ($\sigma = 0.5$), which was 50 g less compared to the bodyweight of birds originating from urban habitats. A comparison of the two groups with the F -test showed no significant differences between the weights of the urban and peri-urban animals ($F(62, 34) = 1.30, n = 98$).

Parasite species-oriented comparisons of infected and non-infected animals showed a noticeable difference in only one species. Birds from urban habitats, infected with *Hystrichis tricolor* (Enoplida) (12/114), weighed on average 2.3 kg ($\sigma = 0.5$). Only 16.7% of the birds with hystrichiosis (2/12) carried another detectable species of endoparasite in their gastro-intestinal tract. These were low-grade infections with *Echinostoma revolutum* and *Polymorphus* spp. Compared to the examined birds of the same habitat, which showed no signs of *H. tricolor* infections, the infected Egyptian geese had on average 149 g (6.1%) less bodyweight. A statistical comparison of the two groups with the F -test showed no significant differences between the weights of the infected and non-infected animals ($F(22, 11) = 1.47, n = 35$). Thus, the number of infected carcasses was not big enough to provide statistically reliable results.

3.3. Macroscopic Findings

46% of the examined Egyptian geese in necropsy were males (52/114) and 54% were females (62/114).

In total, from the identification of eggs in scat samples and the identification of adult specimens in necropsy, 13 different species of metazoan endoparasites were detected (Table 2). Urban Egyptian geese were infected by 5 different species of endoparasites, and 11 different species were found in living rural animals. In total, 42.0% of birds shot in urban habitats (21/50) harboured a minimum of one adult endoparasite. In contrast, only 20.3% of the animals from rural habitats (13/64) were infected with at least one parasite. A statistical comparison of these two groups with a χ^2 -Test showed a significant difference $\chi^2(1, n = 114) = 6.71, p = 0.001$. The differing species composition of the endoparasites obtained from birds of urban and rural habitats is visualized in Figure 3. A significantly more frequent occurrence of nematodes in urban areas was also proven by a chi-square test ($\chi^2(1, n = 114) = 7.26, p = 0.007$). The most frequently found parasite species in total were adult stages of *Hystrichis tricolor* (10.5%; 12/114), *E. revolutum* (7.9%; 9/114), and *Polymorphus minutus* (7.9%; 9/114). The total worm burden varied between one and seven parasites per bird for *P. minutus* and one and six for *E. revolutum*. In the case of *E. revolutum*, single specimens of the trematode in the host was found most of the time. Nematodes were by far the most detected phylum in the carcasses (14.0%; 16/114) followed by Trematodes (8.8%; 10/114) and Acantocephalans (7.9%; 9/114). Only 3.5% (4/114) birds were infected with more than two endoparasitic species when shot. Only in a single Egyptian goose could three different parasite species have been identified in the gastrointestinal tract.

Table 2. Calculated prevalence of metazoan endoparasites in Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) generated by postmortem examinations and examination of collected scat samples.

| Species | Prevalence of Adult Parasites in Necropsy (n = 114) | Prevalence of Eggs in Collected Faeces (n = 148) |
|------------------------------|---|--|
| Nematodes | | |
| <i>Hystrichis tricolor</i> | 10.5% | 1.4% |
| <i>Echinuria uncinata</i> | 2.6% | 0.7% |
| <i>Porrocaecum</i> spp. | 0.9% | 0.7% |
| <i>Ascaridia galli</i> | 1.8% | 0.7% |
| <i>Capillaria</i> spp. | | 2.0% |
| <i>Hetrakis dispar</i> | | 1.4% |
| unknown nematodes | | 1.4% |
| Tapeworms | | |
| <i>Cloacotaenia</i> spp. | 2.6% | - |
| Acantocephalans | | |
| <i>Polymorphus minutus</i> | 7.9% | - |
| Trematodes | | |
| <i>Echinostoma</i> spp. | | 6.8% |
| <i>Echinostoma revolutum</i> | 7.9% | |
| <i>Echinostoma grandis</i> | 0.9% | |
| <i>Notocotylidae</i> | | 0.7% |
| unknown trematodes | | 1.4% |

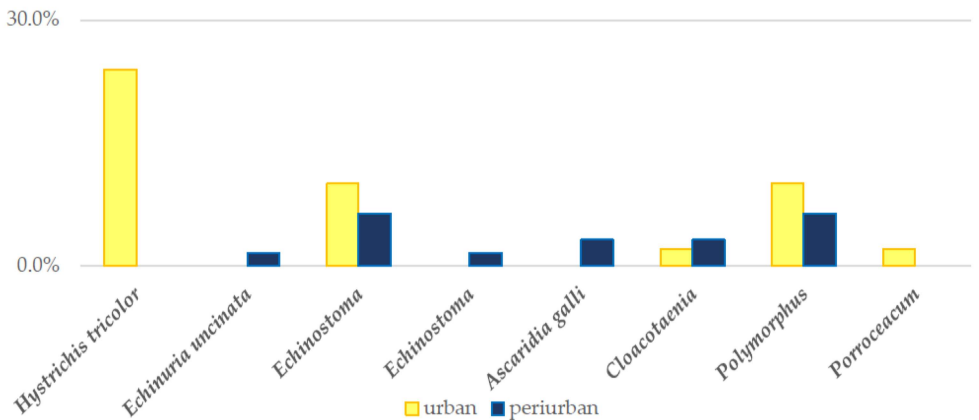


Figure 3. Adult metazoan endoparasite species detected in Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) in carcasses from urban and peri-urban habitats. This figure represents both an extract of the composition of parasite species and their abundance (urban Egyptian geese were infected with five different species of endoparasites and eleven different species were identified in rural animals) in urban and peri-urban areas.

By relating positive samples to their origin, we identified one cluster of hystrichiosis in the metropolitan area of Frankfurt Main (including Frankfurt, Bad Homburg, and Darmstadt) with a local prevalence of 24.5% (12/49).

One female was in recognisably poorer health externally and had 10.4% less body weight on average than other sampled female birds. In the necropsy, apart from a high-grade infection of *Ascaridia galli* (Ascaridida) and a low-grade infection of *Cloacotaenia* spp. (Cyclophyllida), no abnormalities were documented.

Nevertheless, local accumulations of parasite occurrences could be recognised in the necropsy results—for example, in the local occurrence of *H. tricolor* in the metropolitan area of Frankfurt am Main (Hesse) or in the only identifications of *E. uncinata* (Spirurida) near Stolzenau (Lower Saxony).

3.4. Microscopic Findings

3.4.1. Coprological Findings in Ingesta

Although it was not always possible to detect adults and eggs in the same host individually, it was possible to prove for the following species that they not only infect these avian alien species but also cause patent infections in them (patent infection of a host = the parasite multiplies in the host and secretes an infectious form (i.e., eggs or oocysts)). These species are: *H. tricolor*, *E. uncinata*, *Porrocaecum* spp., *A. galli*, and *Echinostoma* spp. (Figures 4 and 5).

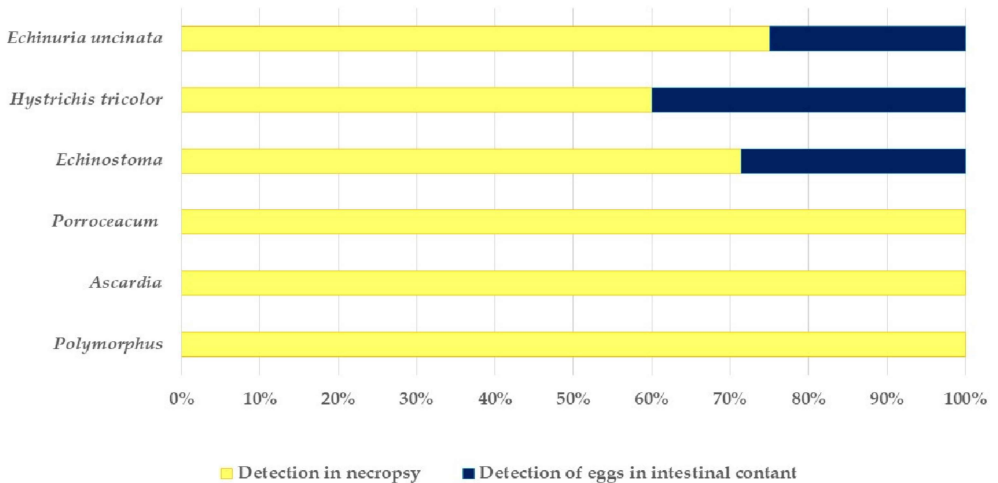


Figure 4. Types of verification of different endoparasitic parasites in carcasses of *Alopochen aegyptiaca* adults in the intestine vs. excreted eggs in the intestine in the same animals. Depending on the parasite species, a different patency can be recognised in this alien host. Patent infections clearly show that the parasite can not only infect this alien bird but also reproduce in it.

Oocysts of *Eimeria* spp. were found in 2.4% (2/114) of the samples of ingesta, but these findings were never related with petechial bleeding or thickening of the intestinal wall or other indications of inflammation.

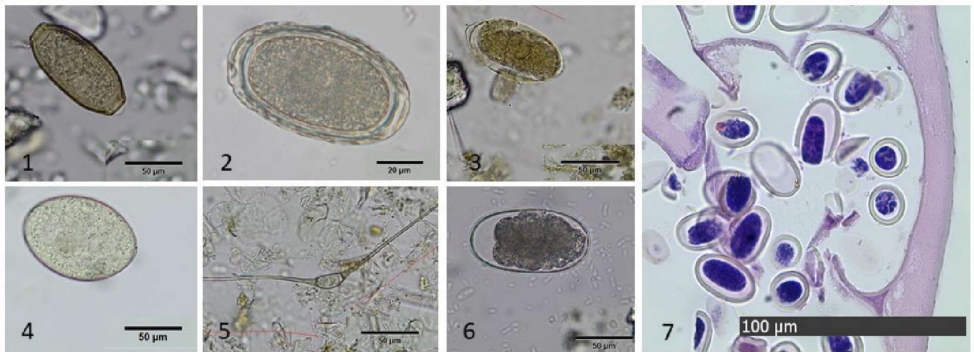


Figure 5. Detected eggs of nematodes and trematodes of Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) in Germany and Luxemburg by using the SAF technique: (1) *Capillaria bursata*, (2) *Hystrichis tricolor*, (3) *Syngamus trachea*, (4) *Echinostoma* spp., (5) *Notocotylus* spp., (6) *Amidostomum anseris*, and (7) *Echinuria uncinata* in the wall of a proventriculus of an Egyptian goose, HE-stained.

3.4.2. Coprological Findings in Scat Samples

The faecal samples were collected almost equally from urban and peri-urban areas. 41.2% (61/148) of them were from birds in urban areas, and 58.8% (87/148) were collected in rural habitats occupied by Egyptian geese. Eight different nematode eggs were identified (Table 2).

Although nematode eggs were detected almost twice as often in urban samples than in rural areas, this observation could not be confirmed statistically.

Trematodes (especially *Echinostoma* spp. and Notocotylidae (Plagiorchiida)) (Figure 5(4,5)) are noticeable and found in locally increased clusters. For example, of a family stock with eight birds sampled in Süderlügum at the border to Denmark (Schleswig-Holstein), seven excreted either eggs of *Echinostoma* spp. or Notocotylidae or both. A comparison of the frequency of detection of at least one trematode between the sampled animals in Süderlügum and other animals in Schleswig-Holstein (e.g., Brunsbüttel) showed significant differences with the Fisher's exact test ($\chi^2(1) = 15.61, n = 29, p < 0.001$).

1.4% (2/148) of all collected and examined scat-samples were positive on the nematode *H. tricolor* (Figure 5(2)).

Different genera of Eimeriidae were seen. These were morphologically assigned to inter alia *Tyzzeria pernicioso*, *Tyzzeria parvula*, and different *Eimeria* spp. with descriptions from Gajadhar et al. [61] and Berto et al. [62]. The frequency per sample varied between one and twelve oocysts per sample, but most of the samples contained only one single oocyst.

A total of 8.8% of the stained and microscopically examined faecal samples from Egyptian geese contained single oocysts of *Cryptosporidium* spp. (9/94).

3.4.3. SEM Findings

The external specifications of the parasite highlighted by the electron micrographs could unfortunately not contribute to an accurate species diagnosis in the case of the 37-collar-spine-group of *Echinostoma* (Figure 6). Therefore, a species diagnosis on the molecular level followed.

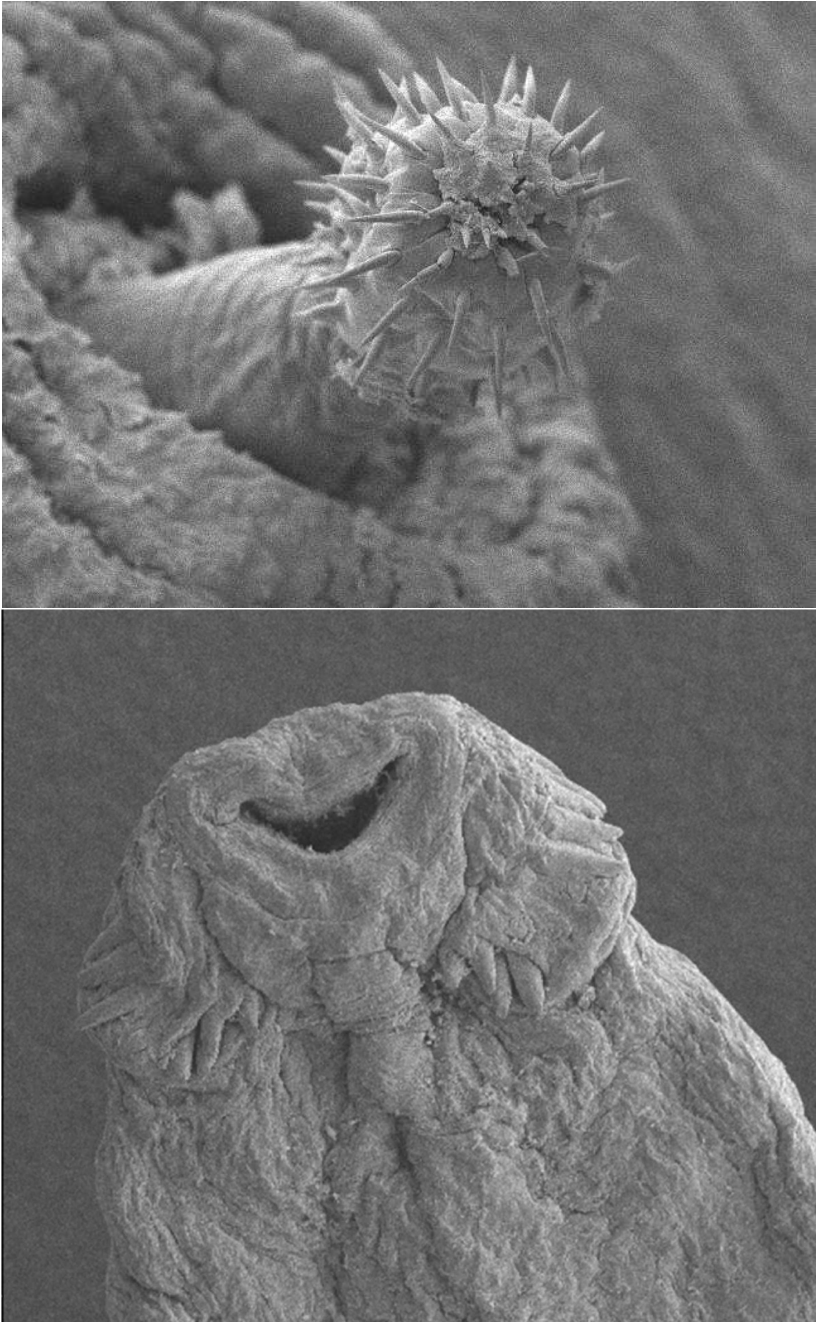


Figure 6. Electron micrographs of (1) the mouth opening and collar spines of *Echinostoma revolutum*, and (2) of the ovoid proboscis of *Polymorphus minutus*.

3.5. Molecular Findings

3.5.1. *Cryptosporidium* spp.

The findings of *Cryptosporidium* spp. in microscopy could neither be confirmed in ELISA nor in a real-time PCR. PCR and karbol-fuchsin stained smears are described as being comparable in sensitivity [58,63]. Quantitative PCR is described as somewhat more sensitive, and the manufacturer of the “VIASURE *Cryptosporidium* Real Time PCR Detection Kit” states the detection limit of ≥ 100 DNA copies per reaction.

3.5.2. Sequencing of *E. revolutum*

A molecular species diagnosis of *Echinostoma* spp. was successful. The sequencing of the *cox-1* gene and the *nd-1* gene provided the unambiguous species diagnosis *E. revolutum* (Figure 7). This parasite is distributed worldwide, has a three-host life cycle, and a low host specificity. Intermediate hosts are fresh water snails, particularly *Lymnaea* spp. Adult stages also infect the small intestine of humans and are able to cause serious intestinal echinostomiasis [59,64,65].

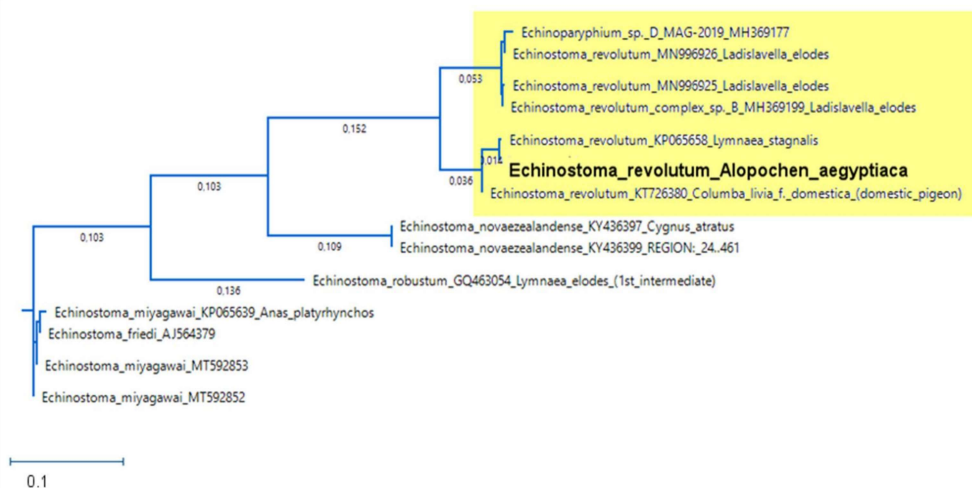


Figure 7. Species diagnosis of the specimens of *Echinostoma revolutum* obtained from Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*), based on the 475-nt fragment of mitochondrial *nd1* gene. The species *Echinostoma revolutum* is highlighted by a yellow box. The GenBank number of the obtained sequence is OQ466599. The highest similarity in the generated sequence is to a European cercarial isolate of *Echinostoma revolutum* (*sensu stricto*) from a freshwater snail (*Lymnaea stagnalis*) in Hamru (Czech Republic). Isolated by Georgieva et al. [66]. (ClustalW-Alignment, Maximum Likelihood tree).

4. Discussion

Postmortem examinations of numerous Egyptian geese from very different parts of Germany provide very accurate data on local as well as on the total parasite prevalence in this alien population. Examination of the ingesta of these animals for parasite eggs provide indications of the probability with which an actual infection of a certain species may also be detected in faecal samples. In this study, for the first time, numerous indigenous European endoparasite species were detected in Egyptian geese. Furthermore, it was also demonstrated that an additional ecological factor is that this invasive alien bird species is firmly established in Central Europe and can successfully cope with indigenous pathogens.

Consideration of host-parasite interaction at the population level starts with determining the prevalence of the parasite in the host population. A conclusion about the distribution of the endoparasites in the host population, for example, is only possible if the animals examined are randomly culled. Hudson showed in 1968 that parasitological investigations of deceased bird carcasses or birds killed by predator attacks suggest a higher parasite prevalence than the examination of shot animals [67]. The reason for this is mainly that the fitness of pathogenic parasites is only guaranteed if they only aggregate in a few host individuals [68]. These weakened individuals are selected by natural causes. The more virulent parasites are forming stable equilibriums with the host population through accumulation in less individuals than less virulent parasites. Through this, they also influence the development of the host population, because these infected individuals have a shorter lifespan and/or have less offspring [68,69].

In order to be able to classify the generated prevalence, a comparison with native waterfowl species is necessary. For this purpose, studies on greylag geese and mallards were referenced, because, as described above, both species are often found in coexistence with Egyptian geese. Intermediate stages of heteroxenic parasites might be transmitted when feeding together and sharing the same areas to rest, especially when feeding. Egyptian geese spend more time on land than mallards, and, in this regard, they are more similar to Greylag geese [21], although phylogenetically and therefore also physiologically, this shelgoose is more related to Anatidae than to Anserinae [70]. For this reason, the main focus is on the mallard for the comparison of parasite prevalence in native waterfowl.

A postmortem study of 60 mallards in Austria in 2020 by Jirsa et al. presents numerous parasite species, such as *Polymorphus* spp., *Porrocaecum* spp., *E. revolutum*, and *E. grandis*, which were also found in the present study in Egyptian geese [71]. They found in total eleven different species of metazoan endoparasites. Compared to the results of the necropsies in the current study, they detected nearly the same number of different species in half of the examined animals. Three species were found in more than 20% of the mallards (*Notocotylus attenuatus* 23.3%; 14/60, *P. minutus* 30.0%; 18/60, *Diorchis* spp. 31.7%; 19/60). The highest determined parasitic prevalence in Egyptian geese carcasses was 10.5% (12/114).

The Shannon–Wiener index was used to compare the parasitic diversity in the different hosts. This index provides information about the diversity of a biotic community. This was determined for the gastrointestinal parasites of the Egyptian geese as well as in the study from Jirsa et al. Since the detection of parasite eggs in a faecal sample does not indicate how many adult stages of the parasite species are in the bird's intestine, each positive faecal sample was counted as "one adult stage", regardless of how many eggs it contained. According to this metric, there is a slightly higher diversity (1.89) than determined for endoparasites in mallards (1.6) in Austria by Jirsa et al., but a near high distribution (or evenness) of the parasite species (0.73 in mallards and 0.76 in Egyptian geese). However, it should be noted that the current study involved a much larger number of examined samples of Egyptian geese (i.e., 114 carcasses and 179 non-invasive sampled birds). With a higher number of samples examined, statistically more parasite species are found. In addition, if the birds originate from many different habitats, more potential intermediate hosts' habitats are examined. Thus, the comparability of these indices might have been distorted.

Another study in Central Europe on mallards (2018) examined 100 shot birds from several locations in Germany for endoparasites. Almost two-thirds of the endoparasites detected were cestodes, while a nematode prevalence of 1.9% (2/100) was determined. In total, they identified 19 different endoparasite species in fewer examined animals than in the current study [72]. Both studies do not describe any findings of *H. tricolor* or *E. uncinata*. In contrast, Kavetska et al. report 51 different Helminths in mallards ($n = 178$) in Poland, and also mention findings of *H. tricolor* and *E. uncinata* [73].

Surveys on 175 greylag geese over five years in Rheinland-Pfalz ($n = 175$) showed that about one-third of the birds were infected with *Amidostomum anseris*. Tapeworms and *Ascaridia* spp. were detected on a much smaller scale [74]. An egg of *Amidostomum anseris* was detected in only one scat sample of Egyptian geese in the present study. The parasite

was not found in any postmortem examination. The positive scat sample was obtained from a pair of Egyptian geese in the company of greylag geese, and it cannot be excluded that this egg is an intestinal passant. Nevertheless, this important point should not be neglected, and it is discussed below.

A comparison of the parasites found in Egyptian geese showed that these parasite species were also detected in native mallards, but a direct comparison of species-specific prevalence turned out to be difficult. Even studies within Europe on the same waterfowl species come to very different results via consideration of the parasitic prevalence. The reason for this is discussed, and explanatory approaches hint at the differently structured ecosystems in which the birds live. Species-rich areas in Poland, which are less influenced by humans or agricultural activities, could harbour a higher diversity of intermediate hosts [71], and thus make a successful transmission from an infected definitive host to the next much easier.

Even if comparisons between the different studies, as mentioned above, are difficult, one fact is clear from all comparisons. Each of the studies listed discovered higher overall parasite prevalence in native waterfowl species. This observation is particularly impressive as the mallard is also a generalist species, benefiting from anthropogenic influences throughout the Northern Hemisphere. In the Southern Hemisphere, it is even an invasive species in many areas [75].

These parasitological observations allow conclusions to be drawn regarding the alien host. In total, there is always a lower parasitic load in *A. aegyptiaca* than in the described native waterfowl. The role of the invader's immune system by successful establishment in new biotic communities is increasingly discussed [76–78]. Invaders must be able to handle a range of pathogens that are new to them either as well as or else better than native species in order to establish themselves successfully in new areas. Repeated emphasis is placed here on the energetic costs of immune defence. Successful avian invaders appear to have stronger T-cell-mediated immunity and are thus more able to cope with exotic pathogens and parasites [2]. Thus, they are multiplying the indigenous pathogen and outcompete native bird populations. In this way, *inter alia* their fitness is more affected by parasite infestation [2]. It has been observed, for example, that native parasites impact native species more than exotic species in a comparable niche [78]. The results presented in this study, moreover, support such a hypothesis. For example, greylag geese in Western Germany seem to be infected by *Amidostomum anseris* quite often [74]. Although Egyptian geese live in similar habitats as Greylag geese, sometimes even sharing feeding and resting sites in the immediate proximity, only one infection has been detected in Egyptian geese. It is even possible that the egg detected is only an intestinal passant and *A. anseris* is not able to infect *A. aegyptiaca*.

We do not know whether Egyptian geese take up fewer intermediate parasite stages due to their feeding behaviour or whether their immune system is better able to resist endoparasites.

There are similar observations with other alien vertebrates and invertebrates. The parasite load is not only lower in aliens compared to native animals, but also compared to their conspecifics and their native ranges [13]. Torchin et al. interpret the lower parasite load as an undisputed advantage that allows the aliens to establish and disperse in new habitats [14].

Torchin et al. also observed in several alien species that individuals in their nonindigenous areas more often attain higher bodyweights and larger body sizes than their conspecifics in the native areas [13,79]. The current study was also able to confirm these observations.

The measured bodyweights of the birds were on average much higher than the described weights of the European and African Egyptian geese populations in the literature [3,7,9,80]. The weight of Egyptian geese fluctuates over the year. During the molting period, for example, the birds potentially lose about 19% of their body mass [81]. The examined birds were shot over the period of one year and most of them outside the molting period, though, so this potential distortion can be excluded.

In order to obtain an overview of the potential infection pressure for other animals (birds and mammals) in the surrounding Egyptian geese, consistent attempts were made

to detect the patency of the adult parasites. Rates of egg production can not only vary on the age of the parasite (pre- and post-patency) but are also species specific on the individual host-parasite interaction [82].

A sample from the intestinal content of each dissected animal was examined for parasite eggs. This not only provides information on whether the adult species detected is actually competent to infect an Egyptian goose patent, but also provides guidance on the evaluation of the faecal samples collected.

Some of the species detected, such as *Cloacotaenia* sp. or *Polymorphus* sp., are described as very rarely detected in scat samples [83]. Certain reasons may cause this: one species, for example, *Polymorphus minutus*, is only present in the gastrointestinal tract of Anseriformes for a relatively short time (approx. 1.7 months). Prepatency and patency have almost the same length. This results in almost all eggs being excreted in a very short phase. Detection of *P. minutus* eggs under field conditions is described as “virtually impossible” [83]. In contrast, infections with *Echinostoma* spp. seem to be patent over a longer time, because the detected prevalence in scat samples and in necropsy are on the same scale.

An advantage of the combination of necropsies and the examination of ingesta for parasite eggs supplemented by large-scale collected faecal samples is that it can be shown with certainty for some parasite species, such as *Echinostoma* spp., *Porrocaecum* spp., *A. galli*, and *E. uncinata*, that these species are not only present in the gastrointestinal tract of Egyptian geese but are also capable of reproduction and excrete eggs in this species. This is important proof of the parasite’s potent infections in Egyptian geese, which also means that they are able to infect their conspecifics and other waterfowl species or mammals via intermediate hosts.

In attempting to detect parasite eggs in non-invasively collected specimens or in samples of the ingesta, the amount of excreted faeces in waterfowl should also be considered. As predominantly herbivorous and relatively small birds, they are dependent on high quality food in comparatively higher quantities than carnivorous or fructivorous birds [22]. This also means larger amounts of faeces, in which parasite eggs are diluted and found relatively less often.

Despite the proven patents of Egyptian goose infections, the risk of native waterfowl infections seem to vary. In our own field observations, Egyptian geese were found to live in two different habitats in Germany, showing the adaptability of this alien. Urban animals are living in parks and swimming pools, often in the company of mallards and mute swans. These animals probably have a low flight distance (Figure 1(3)) and, on the basis of their urban circumstances, smaller areas for feeding, but they are fed more often by humans [20]. According to local reports, they are residential and are limited to short-range movements.

In comparison, Egyptian geese inhabit larger areas in rural areas, have a high flight distance, and are less often seen with native waterfowl but are sometimes seen with groups of greylag geese. It is assumed that differing feeding behaviour, sharing different feeding sites with different native species, and different food supplies could have an influence on the endoparasitic fauna.

The parasitological comparison of these two groups confirms the hypothesis and showed more than the differences in parasitological fauna. Almost twice as many animals from urban areas were infected with at least one parasite more than animals from rural areas. In the urban environment, five different parasite species were identified; in rural areas, twice as many. There are different possible explanations for this result.

The occurrence of certain parasites could be due to local occurrences of this parasite species or their intermediate hosts. Urban animals have, as stated above, comparatively smaller areas for feeding. If these are contaminated with parasite eggs once, reinfection, infection of conspecifics, or, in the case of heteroxenic parasites, infection of other birds occurs more quickly. This would promote the emergence of local clusters with a locally increased prevalence of one parasite species, and would also lead to a higher parasite load of the hosts. These proven patent infections of Egyptian geese with an endemic parasite increases the infection pressure not only for conspecifics but also for native waterfowl, such as mallards. This phenomenon of increasing the pathogen pressure of an indigenous

pathogen by an alien has already been described in the context of the phenomenon known as “parasite spill-back” [15,84]. It describes the increase in pathogen pressure on native species. In most cases, the alien species multiplies the pathogens but they are less affected in their fitness than infected native species. This phenomenon should not be neglected, especially with virulent parasites such as *H. tricolor* and *E. uncinata*.

All *H. tricolor* positive carcasses originated from the metropolitan area of Frankfurt (Main). The local prevalence in Frankfurt (Main) is 24.5% (12/49). This comparatively high prevalence is best demonstrated in comparison with an investigation from Kavetska et. al., which presents a parasitological study of waterfowl over ten years. Out of 1052 birds of 17 different species, 6 specimens of *H. tricolor* were found in 2 mallards (0.2% (2/1052) [85]. Not only was the detection of adult parasite stages successful, but the eggs of *H. tricolor* were found in two scat samples originating from one other metropolitan area (Hamburg).

The thesis that non-indigenous Egyptian geese are short-range migrants is underpinned by the fact that even in rural areas, despite the lower total parasite load, two clusters of increased prevalence were found. These local clusters would also mean that not just urban Egyptian geese repeatedly visit the same feeding sites. This result suggests most of the Egyptian geese are usually non-migratory in Germany. They are described as “limited to short-distance ranges” in Europe in the literature [10,86]. This assumption is confirmed by ringing observations in Germany, where the ranging behaviour of different bird species is observed via ringing of the animals and the civil reports of recoveries [87]. In their native regions, there is a different migratory behaviour, where undirected movements of the animals up to 1000 km are described [80]. This seems to be different in their synanthropic non-native ranges where there is no need to follow the food seasonally [10,87,88]. For example, nine Egyptian geese examined from the health resort park in Bad Homburg were not infected with *H. tricolor*. The town is a similar urban habitat and only 50 km away from Darmstadt. This could indicate a slight change of location of the birds from Darmstadt or Frankfurt (Main) to Bad Homburg. Egyptian geese in the south of the United Kingdom show less movement [17] than birds in Lower Saxony (according to reports from various hunters), which can also be explained by their high demand for protein-rich plants. A more balanced climate favours year-round plant growth [89].

It is not only local clusters that offer approaches to explain the increased parasite load in urban-living Egyptian geese. The diet of the birds in these habitats could also be considered. As mentioned before, herbivorous birds, such as Egyptian geese, depend on fresh protein-rich sprouts from plants [10,22]. Green areas in parks usually offer only a limited food ration for a high population of waterfowl. Nevertheless, our own observations showed that birds from urban habitats are slightly heavier (on average, 50 g) and the angel-wing syndrome is shown in up to 20% of the birds. The predispositions for the occurrence of angel-wing syndrome are discussed in many ways. A very high energy and high protein intake during growth as well as a lack of vitamin E are considered to be the main causes, along with other promoting factors [24]. Thus, these observations together with the higher weight of the animals could indicate a deficient diet. Links between good host nutrition and high parasite load have already been shown [90]. However, not only the quantity of the host’s food plays a role in parasitic colonisation. Experiments on canaries, *Serinus canaria*, showed that animals that were provided with additional minerals and proteins, i.e., received better quality food, were more resistant to parasites [91]. The increased load of parasites in the postmortems of urban animals could therefore be explained by the non-optimal diet of the animals, too. Baked goods, food waste, and toxic substances are ingested more by animals in urban areas. This unbalanced diet for herbivorous water fowl could lead to a compromised immune system.

Not all parasite species occurred in clusters with a comparatively increased prevalence. There is also a parasite species that has repeatedly appeared in both rural and urban counterparts in both necropsies and scat samples with a more or less even distribution. Only one cluster of *E. revolutum* with an increased prevalence was discovered. This may be due to the low host specificity of *E. revolutum*. It infects both birds

and mammals and many common snail species as intermediate hosts, such as *Radix* spp. Even in comparison with other *Echinostoma* spp., *E. revolutum* seem to have the widest range of potential intermediate hosts [66]. A similar spread of the parasite was found in studies of the intermediate host by Georgieva et al. [66]. They also investigated the occurrence of *E. revolutum* in different places in Germany, but, in addition, they also examined freshwater snails, such as *Radix* spp. and *Stagnicola* spp., for the presence of cercariae. As in the present study, they found a low prevalence of *Echinostoma* cercariae at all locations examined and also at a locally elevated prevalence.

Anthropozoonotic Parasites in Egyptian Geese

The potential transmission of pathogens to humans from alien species is important for an invasiveness assessment [92], especially for an alien species that also spreads synanthropically. In this study, the potential transmission of *Cryptosporidium* spp. was investigated. According to the literature, zoonotic *Cryptosporidium* spp. appear to be transmitted by waterfowl only vectorially [35,37]. Individual oocysts of *Cryptosporidium* spp. were found microscopically, but a species diagnosis by PCR was not possible. In the case of very small concentrations of oocysts, it is possible that the concentration was under the detection limit of the PCR. This means that the risk of a possible transmission of zoonotically relevant *Cryptosporidium* spp. seems to be present but very low.

Eggs and adult stages of an anthropozoonotic parasite *E. revolutum* were detected frequently. They were identified by molecular biological methods as an anthropozoonotic parasite subspecies. This parasite occurs across a wide range in Egyptian geese in both urban and peri-urban regions of Germany. Humans can become infected by ingesting infected intermediate hosts. Due to aspects of German culture, there is only an accidental risk of picking up a freshwater snail. This is a greater risk for small children in parks, where they could potentially pick up these snails and become infected by echinostomiasis. However, as studies on mallards and fresh-water snails have also shown, it is an endemic parasite to Central Europe [71]. Egyptian geese do not significantly increase the risk of echinostomiasis in the local population.

5. Conclusions

Egyptian geese are parasitologically integrated into the native fauna in Central Europe. They carry the same parasite species that are described in mallards. Overall, though, they have a lower parasite load than native waterfowl and higher bodyweights than in their conspecifics in their native ranges, which confirms parasitological investigations of alien organisms. Thus, besides other aspects, the immune system could be an important reason why this avian alien has spread so successfully not only in the center of Europe but also in parts of North America and the Arabian Peninsula. Further studies should focus on the unspecific immune defense of Egyptian geese in comparison to a native non-generalistic waterfowl species and the increased infection pressure of virulent parasites such as *H. tricolor* and *E. uncinata* in the context of a parasitic spill-back on native waterfowl. From a parasitological point of view, the potential of anthropozoonotic pathogen transmission seems to be limited.

It is only if we continue to investigate and record as much information as possible of the framework surrounding invaders that we will be able to protect native ecosystems from possible displacement by invaders and subsequent ecological depletion.

Author Contributions: Conceptualization, C.R.H. and E.F.F.; geographical distribution of sample areas and mapping, L.R.R.; investigation, E.F.F.; formal analyses, E.F.F.; supervision, S.R., J.V. and C.R.H.; writing—original draft preparation, E.F.F.; visualisation, E.F.F.; writing—review and editing, C.R.H. and A.T.; All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding: This research received no external funding.

Institutional Review Board Statement: Ethical review and approval were waived for this study due to the examination of animals which were shoot to control the population of Egyptian geese in Germany but not for this study.

Data Availability Statement: Sequence in NCBI database OQ466599.

Acknowledgments: We would like to thank numerous hunters in Germany to provide this study carcasses and the journals “Deutsche Jagdzeitung” and “jagderleben” for helping to get in touch with the hunters. We thank the Institute of pathology; Justus-Liebig-University, Giessen for performing the histological examinations. Moreover, we thank Christine Henrich (Institute of Parasitology, JLU Giessen) and Annika Seipp (Institute of Veterinary Anatomy and Cell Biology, JLU Giessen) as well as the laboratory assistants of Avicare+ and Matthias Todte for supporting the project.

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

References

1. Nentwig, W. *Invasive Arten*; Haupt: Bern, Switzerland, 2010; ISBN 978-3825233839.
2. Blackburn, T.M.; Lockwood, J.L.; Cassey, P. *Avian Invasions: The ecology and Evolution of Exotic Birds*; Oxford Univ. Press: Oxford, UK, 2009; ISBN 9780191552588.
3. Long, J.L. *Introduced Birds of the World: The Worldwide History Distribution and Influence of Birds Introduced to New Environments*; Long, J.L., Ed.; David & Charles: London, UK, 1981; ISBN 0715381806.
4. Banks, A.N.; Wright, L.J.; Maclean, I.M.D.; Hann, C.; Rehfisch, M.M. *Review of the Status of Introduced Non-Native Waterbird Species in the Area of the African-Eurasian Waterbird Agreement: 2007 Update*; British Trust for Ornithology: Thretford, UK, 2008.
5. Huysentruyt, F.; van Moer, K.; Adriaens, T. Testing the efficacy of different Larson trap designs for trapping Egyptian geese (*Alopochen aegyptiacus* L.) in Flanders (northern Belgium). *MBI* **2022**, *13*, 391–405. [CrossRef]
6. Svensson, L. *Der Kosmos Vogelführer: Alle Arten Europas, Nordafrikas und Vorderasiens*; Neue Einbandgestaltung 2017, 2. Auflage; Kosmos: Stuttgart, Germany, 2017; ISBN 978-3-440-15635-3.
7. Madge, S.; Burn, H. *Wildfowl: An Identification Guide to the Ducks, Geese and Swans of the World*; Christopher Helm: London, UK, 1988; ISBN 9780747022015.
8. Dachverband Deutscher Avifaunisten Database. Deutschlandweite Nilgansbeobachtungen. Available online: https://www.ornitho.de/index.php?m_id=81&sp_tsg=1&speciesFilter=&frmSpecies=81&frmDisplay=Auflisten (accessed on 31 January 2022).
9. Bauer, H.G.; Bezzel, E.; Fiedler, W. *Das Kompendium der Vögel Mitteleuropas*, 2nd ed.; Aula: Wiebelsheim, Germany, 2012; ISBN 978-3-89104-758-3.
10. Huysentruyt, F.; Callaghan, C.T.; Strubbe, D.; Winston, K.; Adriaens, T.; Brooks, D.M. Egyptian Goose (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766). In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
11. Rogers, A.M.; Kark, S. Competition an Invasive Specie: Impacts on Native Communities. In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
12. Creed, R.P.; Brown, B.L.; Skelton, J. The potential impacts of invasions on native symbionts. *Ecology* **2022**, *103*, e3726. [CrossRef]
13. Torchin, M.E.; Lafferty, K.D.; Dobson, A.P.; McKenzie, V.J.; Kuris, A.M. Introduced species and their missing parasites. *Nature* **2003**, *421*, 628–630. [CrossRef] [PubMed]
14. Torchin, M.E.; Lafferty, K.D.; Kuris, A.M. Release from Parasites as Natural Enemies: Increased Performance of a Globally Introduced Marine Crab. *Biol. Invasions* **2001**, *3*, 333–345. [CrossRef]
15. Kelly, D.W.; Paterson, R.A.; Townsend, C.R.; Poulin, R.; Tompkins, D.M. Parasite spillback: A neglected concept in invasion ecology? *Ecology* **2009**, *90*, 2047–2056. [CrossRef]
16. Grabner, D.S.; Mohamed, F.A.M.M.; Nachev, M.; Méabed, E.M.H.; Sabry, A.H.A.; Sures, B. Invasion biology meets parasitology: A case study of parasite spill-back with Egyptian *Fasciola gigantica* in the invasive snail *Pseudosuccinea columella*. *PLoS ONE* **2014**, *9*, e88537. [CrossRef]
17. Sutherland, W.J.; Allport, G. The distribution and ecology of naturalized Egyptian Geese *Alopochen aegyptiacus* in Britain. *Bird Study* **1991**, *38*, 128–134. [CrossRef]
18. Callaghan, C.T.; Major, R.E.; Wilshire, J.H.; Martin, J.M.; Kingsford, R.T.; Cornwell, W.K. Generalists are the most urban-tolerant of birds: A phylogenetically controlled analysis of ecological and life history traits using a novel continuous measure of bird responses to urbanization. *Oikos* **2019**, *128*, 845–858. [CrossRef]
19. Burnett, J.L.; Allen, C.R. Continental Analysis of Invasive Birds: North America. In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
20. Callaghan, C.T.; Brooks, D.M. Ecology, Behavior, and Reproduction of Invasive Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) in Texas. *Bull. Tex. Ornithol. Soc.* **2016**, *49*, 37–45.
21. Mooij, J.H. Die Nilgans- ein etablierter Neubürger in Westeuropa. *Der Falke* **1998**, *45*, 338–343.
22. Sedinger, J.S. Adaptations to and Consequences of an Herbivorous Diet in Grouse and Waterfowl. *Condor* **1997**, *99*, 314–326. [CrossRef]

23. Anseriformes; Ritchie, B.W.; Harrison, G.J.; Harrison, L.R. (Eds.) *Avian Medicine: Principles and Application*; Wingers Pub: Lake Worth, FL, USA, 1994; ISBN 0963699601.
24. Hernandez, S.M.; Barron, H.W.; Miller, E.A.; Aguilar, R.F.; Yabsley, M.J. (Eds.) *Medical Management of Wildlife Species: A Guide for Practitioners*; Wiley: Hoboken, NJ, USA, 2020; ISBN 9781119036586.
25. Kowarik, I.; Boye, P. *Biologische Invasionen: Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa*; 76 Tabellen; Ulmer: Stuttgart, Germany, 2003; ISBN 978-3800139248.
26. Prüter, H.; Cziriák, G.Á.; Twietmeyer, S.; Harder, T.; Grund, C.; Mühldorfer, K.; Lüschow, D. Sane and sound: A serologic and molecular survey for selected infectious agents in neozotic Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) in Germany. *Eur. J. Wildl. Res.* **2018**, *64*, 71. [CrossRef]
27. Cumming, G.S.; Shepard, E.; Okanga, S.; Caron, A.; Ndlovu, M.; Peters, J.L. Host associations, biogeography, and phylogenetics of avian malaria in southern African waterfowl. *Parasitology* **2013**, *140*, 193–201. [CrossRef]
28. Fain, A. Nasal trichobilharziasis: A new avian schistosomiasis. *Nature* **1956**, *177*, 389. [CrossRef] [PubMed]
29. McDonald, M.E. *Catalogue of Helminths of Waterfowl (Anatidae)*; Special Scientific Report Wildlife No 126; Bureau of Sport Fisheries and Wildlife: Washington, WA, USA, 1969.
30. Avery, R.A. Helminth parasites of wildfowl from Slimbridge, Gloucestershire. I. Parasites of captive Anatidae. *J. Helminthol.* **1966**, *40*, 269–280. [CrossRef] [PubMed]
31. Wood, N.A. Waterfowl and Acuarria. *Aviculatural Mag.* **1974**, *80*, 59–64.
32. Lapage, G. A list of the parasitic protozoa, Helminths and Arthropoda recorded from species of the Family Anatidae (Ducks, Geese and Swans) species of the Family Anatidae (Ducks, Geese and Swans). *Parasitology* **1960**, *51*, 1–109. [CrossRef]
33. Appel, M.; Krauss, H.; Weber, A.; Enders, B.; von Graevenitz, A.; Schiefer, H.G.; Isenberg, H.; Slenczka, W.; Zahner, H. *Zoonosen: Von Tier zu Mensch Übertragene Infektionskrankheiten*; Leitfaden für die Praxis; Dt. Ärzte-Verl.: Köln, Germany, 1986; ISBN 978-3769100990.
34. RKI—RKI-Ratgeber—Kryptosporidiose. Available online: https://www.rki.de/DE/Content/Infekt/EpidBull/Merkblaetter/Ratgeber_Kryptosporidiose.html (accessed on 21 January 2022).
35. Atkinson, C.T.; Thomas, N.J.; Hunter, D.B. (Eds.) *Parasitic Diseases of Wild Birds*; Wiley-Blackwell: Oxford, UK, 2008; ISBN 0813804574.
36. Dubey, J.P.; Speer, C.A.; Fayer, R. *Cryptosporidiosis of Man and Animals*; CRC Press: Boca Raton, FL, USA, 2018; ISBN 9781351071260.
37. ElMBERG, J.; Berg, C.; Lerner, H.; Waldenström, J.; Hessel, R. Potential disease transmission from wild geese and swans to livestock, poultry and humans: A review of the scientific literature from a One Health perspective. *Infect. Ecol. Epidemiol.* **2017**, *7*, 1300450. [CrossRef]
38. Naing, L.; Winn, T.; Rusli, B.N. Practical Issues in Calculating the Sample Size for Prevalence Studies. *Orof. Sci.* **2006**, *1*, 9–14.
39. Friend, M. *Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds*; U.S. Dept. of the Interior U.S. Geological Survey: Washington, WA, USA, 1999; ISBN 0-607-88096-1.
40. Wobeser, G.A. *Diseases of Wild Waterfowl*, 2nd ed.; Springer US; Imprint; Springer: Boston, MA, USA, 1997; ISBN 978-1-4615-5951-1.
41. McDonald, M.E. *Key to Nematodes Reported in Waterfowl*; Department of the Interior, Bureau of Sport Fisheries and Wildlife: Washington, WA, USA, 1974.
42. McDonald, M.E. *Key to Trematodes Reported in Waterfowl*; Resource Publication: Searcy, AR, USA, 1981.
43. McDonald, M.E. *Key to Acanthocephala Reported in Waterfowl*; Resource Publication: Searcy, AR, USA, 1988.
44. Gower, W.C. Host-Parasite Catalogue of the Helminths of Ducks. *Am. Midl. Nat.* **1939**, *22*, 580. [CrossRef]
45. Hartwich, G. Revision der vogelparasitischen Nematoden Mitteleuropas I. Die Gattung Porrocaecum Railliet & Henry, 1912 (Ascaridoidea). *Mitt Zool Mus Berl* **1958**, *40*, 15–53.
46. Khalil, L.F. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*; CAB International: Wallingford, UK, 1994; ISBN 0851988792.
47. Ballweber, L.R. Waterfowl parasites. *Semin. Avian Exot. Pet Med.* **2004**, *13*, 197–205. [CrossRef]
48. Yang, J.; Scholten, T. A fixative for intestinal parasites permitting the use of concentration and permanent staining procedures. *Am. J. Clin. Pathol.* **1977**, *67*, 300–304. [CrossRef] [PubMed]
49. Rommel, M.; Eckert, J.; Kutzer, E.; Körting, W.; Schnieder, T.; Boch, J. *Veterinärmedizinische Parasitologie: 100 Tabellen*; Parey: Berlin, Germany, 2000; ISBN 3-8263-3178-8.
50. Schmäschke, R. *Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin*; Schlütersche: Hannover, Germany, 2014; ISBN 3899936760.
51. Eckert, J. *Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin: 112 Tabellen*; Enke: Stuttgart, Germany, 2008; ISBN 9783830410720.
52. Deplazes, P.; Joachim, A.; Mathis, A.; Strube, C.; Taubert, A.; Samson-Himmelstjerna, G.; Zahner, H. *Parasitologie für die Tiermedizin*; 4. Überarbeitete Auflage; Georg Thieme Verlag: Stuttgart, NY, USA, 2021; ISBN 9783132421387.

53. Zajac, A.M.; Conboy, G.A. *Veterinary Clinical Parasitology*, 8th ed.; Wiley-Blackwell: Chichester, UK, 2012; ISBN 0813820537.
54. Heine, J. Eine einfache Nachweismethode für Kryptosporidien im Kot. *Zent. Für Veterinärmedizin Reihe B* **1982**, *29*, 324–327. [CrossRef]
55. Nichols, R.A.B.; Smith, H.V. Optimization of DNA extraction and molecular detection of *Cryptosporidium* oocysts in natural mineral water sources. *J. Food Prot.* **2004**, *67*, 524–532. [CrossRef]
56. Elwin, K.; Robinson, G.; Hadfield, S.J.; Fairclough, H.V.; Iturriza-Gómara, M.; Chalmers, R.M. A comparison of two approaches to extracting *Cryptosporidium* DNA from human stools as measured by a real-time PCR assay. *J. Microbiol. Methods* **2012**, *89*, 38–40. [CrossRef]
57. Nichols, R.A.B.; Moore, J.E.; Smith, H.V. A rapid method for extracting oocyst DNA from *Cryptosporidium*-positive human faeces for outbreak investigations. *J. Microbiol. Methods* **2006**, *65*, 512–524. [CrossRef]
58. Kar, S.; Gawłowska, S.; Dauschies, A.; Bangoura, B. Quantitative comparison of different purification and detection methods for *Cryptosporidium parvum* oocysts. *Vet. Parasitol.* **2011**, *177*, 366–370. [CrossRef]
59. Morgan, J.A.; Blair, D. Relative merits of nuclear ribosomal internal transcribed spacers and mitochondrial CO1 and ND1 genes for distinguishing among Echinostoma species (Trematoda). *Parasitology* **1998**, *116 Pt 3*, 289–297. [CrossRef]
60. DNASTAR. Lasergene Genomics/NGS Analysis Software DNASTAR. Available online: <https://www.dnastar.com/software/lasergene/genomics/> (accessed on 31 January 2022).
61. Gajadhar, A.A.; Wobeser, G.; Stockdale, P.H.G. Coccidia of domestic and wild waterfowl (Anseriformes). *Can. J. Zool.* **1983**, *61*, 1–24. [CrossRef]
62. Berto, B.P.; Brice, B.; Thomas, G.; Elloit, A.; Zahedi, A.; Yang, R. *Eimeria* spp. and *Tyzzeria pernicioso* Allen, 1936 (Apicomplexa: Eimeriidae) from a Pacific black duck, *Anas superciliosa* Gmelin (Aves: Anseriformes), in western Australia. *Curr. Res. Parasitol. Vector-Borne Dis.* **2022**, *2*, 100075. [CrossRef] [PubMed]
63. Morgan, U.M.; Pallant, L.; Dwyer, B.W.; Forbes, D.A.; Rich, G.; Thompson, R.C.A. Comparison of PCR and Microscopy for Detection of *Cryptosporidium parvum* in Human Fecal Specimens: Clinical Trial. *J. Clin. Microbiol.* **1998**, *36*, 995–998. [CrossRef] [PubMed]
64. Huffman, J.E.; Fried, B. *Echinostoma* and *Echinostomiasis*. In *Advances in Parasitology Volume 29*; Elsevier: Amsterdam, The Netherlands, 1990; pp. 215–269. ISBN 9780120317295.
65. Graczyk, T.K.; Fried, B. *Echinostomiasis*: A common but forgotten food-borne disease. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* **1998**, *58*, 501–504. [CrossRef]
66. Georgieva, S.; Faltýnková, A.; Brown, R.; Blasco-Costa, I.; Soldánová, M.; Sitko, J.; Scholz, T.; Kostadinova, A. *Echinostoma* ‘*revolutum*’ (Digenea: Echinostomatidae) species complex revisited: Species delimitation based on novel molecular and morphological data gathered in Europe. *Parasit. Vectors* **2014**, *7*, 520. [CrossRef] [PubMed]
67. Hudson, P.J. *Red Grouse: The Biology and Management of a Wild Gamebird*; The Game Conservancy Trust: Fordingbridge, UK, 1968.
68. Toft, C.A. Current theory of host-parasite interactions. In *Bird-Parasite Interactions: Ecology, Evolution and Behaviour*; Loye, J.E., Zuk, M., Eds.; Oxford University Press: New York, NY, USA, 1991; ISBN 0-19-857738-9.
69. Ebert, D.; Hamilton, W.D. Sex against virulence: The coevolution of parasitic diseases. *Trends Ecol. Evol.* **1996**, *11*, 79–82. [CrossRef]
70. Sraml, M.; Christidis, L.; Easteal, S.; Horn, P.; Collet, C. Molecular Relationships Within Australasian Waterfowl (Anseriformes). *Aust. J. Zool.* **1996**, *44*, 47. [CrossRef]
71. Jirsa, F.; Reier, S.; Smales, L. Helminths of the mallard *Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758 from Austria, with emphasis on the morphological variability of *Polymorphus minutus* Goeze, 1782. *J. Helminthol.* **2021**, *95*, e16. [CrossRef]
72. Prüter, H.; Franz, M.; Auls, S.; Cziriák, G.Á.; Greben, O.; Greenwood, A.D.; Lisitsyna, O.; Syrota, Y.; Sitko, J.; Krone, O. Chronic lead intoxication decreases intestinal helminth species richness and infection intensity in mallards (*Anas platyrhynchos*). *Sci. Total Environ.* **2018**, *644*, 151–160. [CrossRef]
73. Kavetska, K.M.; Rząd, I.; Korniyushin, V.V.; Korol, E.N.; Sitko, J.; Szałańska, K. Helminthofauna przewodu pokarmowego krzyżówki *Anas platyrhynchos* L., 1758 północno-zachodniej Polski. *Wiad. Parazytol.* **2008**, *54*, 23–29.
74. Bolte, A.L.; Lutz, W.; Kaleta, E.F. Investigation of the occurrence of infective agents among free living gray geese (*Anser anser* Linne, 1758). *Z. Für Jagdwiss.* **2000**, *46*, 176–179.
75. Guillemain, M.; Söderquist, P.; Champagnon, J.; Elmberg, J. Mallard (*Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758). In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
76. Dragičević, P.; Grbin, D.; Maquire, I.; Blažević, S.A.; Abramović, L.; Tarandek, A.; Hudina, S. Immune Response in Crayfish Is Species-Specific and Exhibits Changes along Invasion Range of a Successful Invader. *Biology* **2021**, *10*, 1102. [CrossRef] [PubMed]
77. Lee, K.A.; Klasing, K.C. A role for immunology in invasion biology. *Trends Ecol. Evol.* **2004**, *19*, 523–529. [CrossRef]
78. Cornet, S.; Sorci, G.; Moret, Y. Biological invasion and parasitism: Invaders do not suffer from physiological alterations of the acanthocephalan *Pomphorhynchus laevis*. *Parasitology* **2010**, *137*, 137–147. [CrossRef] [PubMed]

79. Torchin, M.E.; Mitchell, C.E. Parasites, Pathogens, and Invasions by Plants and Animals. *Front. Ecol. Environ.* **2004**, *2*, 183. [[CrossRef](#)]
80. Brown, L.H.; Urban, E.K.; Newman, K. *The Birds of Africa: Volume 1*; Academic Press Inc. (London) Ltd.: London, UK, 1982; ISBN 0-12-137301-0.
81. Halse, S.A. Diet, Body Condition, and Gut Size of Egyptian Geese. *J. Wildl. Manag.* **1984**, *48*, 569. [[CrossRef](#)]
82. Poulin, R. *Evolutionary Ecology of Parasites*, 2nd ed.; Princeton University Press: Princeton, NJ, USA; Woodstock, NY, USA, 2007; ISBN 978-0-691-12085-0.
83. Kennedy, C.R. *Ecology of the Acanthocephala*; Cambridge University Press: Cambridge, UK, 2006; ISBN 978-0-521-85008-7.
84. Romeo, C.; Wauters, L.A.; Ferrari, N.; Lanfranchi, P.; Martinoli, A.; Pisanu, B.; Preatoni, D.G.; Saino, N. Macroparasite fauna of alien grey squirrels (*Sciurus carolinensis*): Composition, variability and implications for native species. *PLoS ONE* **2014**, *9*, e88002. [[CrossRef](#)]
85. Kavetska, K.M.; Pilarczyk, B.; Królaczyk, K. Stomach Nematodes of Wild Ducks (*Subfamily Anatinae*) Wintering in the NorthWestern Poland. *Bull. Vet. Inst. Pulawy* **2012**, *56*, 27–31. [[CrossRef](#)]
86. Downs, C.T.; Hart, L.A. (Eds.) *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
87. Fiedler, W.; Geiter, O.; Köppen, U. Ringfunde – Herausgepickt: Meldungen aus den Beringungszentralen. *Vogelwart* **2013**, *51*, 131–136.
88. Krüger, T.; Kruckenberg, H. Ergebnisse der Synchronzählung von Gänsen und Schwänen am 12./13. Januar 2008. *Rundbrief* **2008**, *2008*, 5–6.
89. Deutscher Wetterdienst. Clima Data Center. Available online: https://www.dwd.de/DE/klimaumwelt/cdc/cdc_node.html;jsessionid=3BDBBEEB1D56FF9C2400DDA9E8AC97D4.live11054 (accessed on 12 December 2022).
90. Vale, P.F.; Choisy, M.; Little, T.J. Host nutrition alters the variance in parasite transmission potential. *Biol. Lett.* **2013**, *9*, 20121145. [[CrossRef](#)]
91. Cornet, S.; Bichet, C.; Larcombe, S.; Faivre, B.; Sorci, G. Impact of host nutritional status on infection dynamics and parasite virulence in a bird-malaria system. *J. Anim. Ecol.* **2014**, *83*, 256–265. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
92. Nehring, S.; Essl, F.; Rabitsch, W. *Methodik der Naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung Für Gebietsfremde Arten: Version 1.3*; unter Verwendung von Ergebnissen aus den F+E-Vorhaben FKZ 806 82 330, FKZ 3510 86 0500 und FKZ 3511 86 0300 und FKZ 3514 86 0200; Bundesamt für Naturschutz: Bonn, Germany, 2015; ISBN 978-3-89624-136-8.

Disclaimer/Publisher’s Note: The statements, opinions and data contained in all publications are solely those of the individual author(s) and contributor(s) and not of MDPI and/or the editor(s). MDPI and/or the editor(s) disclaim responsibility for any injury to people or property resulting from any ideas, methods, instructions or products referred to in the content.

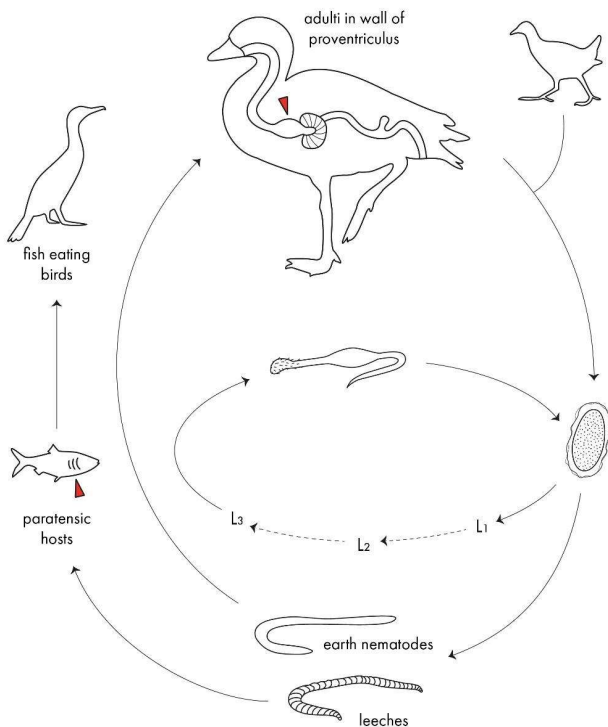
IV. New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus, 1766) in Germany

Dieses Kapitel basiert auf folgender veröffentlichter Publikation:

Fischer, E.F.; Schlohsarczyk, E.K.; Gröf, M.; Gärtner, U.; Taubert, A.; Hermosilla, C. New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766) in Germany. *Pathogens* 2023, *12*, 663.
<https://doi.org/10.3390/pathogens12050663>

Eigener Anteil in der Publikation:

| | |
|-----------------------------|----------------------------|
| Initiative: | weitestgehend eigenständig |
| Projektplanung: | weitestgehend eigenständig |
| Durchführung des Versuches: | wesentlich |
| Auswertung der Experimente: | wesentlich |
| Erstellung der Publikation: | weitestgehend eigenständig |



Graphical abstract of Fischer, E.F.; Schlohsarczyk, E.K.; Gröf, M.; Gärtner, U.; Taubert, A.; Hermosilla, C. New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus, 1766) in Germany. *Pathogens* 2023, 12, 663. <https://doi.org/10.3390/pathogens12050663>

New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766) in Germany

Ella F. Fischer^{1,*}, Elfi K. Schlohsarczyk², Manuela Gröf², Ulrich Gärtner³, Anja Taubert¹

Received: 10 April 2023

Revised: 25 April 2023

Accepted: 28 April 2023

Published: 29 April 2023

and Carlos Hermosilla¹



Copyright: © 2023 by the authors. Licensee MDPI, Basel, Switzerland. This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

¹ Biomedical Research Centre Seltersberg (BFS), Institute of Parasitology, Justus Liebig University Giessen, Schubertstr. 81, 35392 Giessen, Germany; anja.taubert@vetmed.uni-giessen.de (A.T.); carlos.r.hermosilla@vetmed.uni-giessen.de (C.H.)

² Institute of Veterinary Pathology, Justus Liebig University Giessen, 35392 Giessen, Germany; manuela.groef@vetmed.uni-giessen.de (M.G.)

³ Institute of Anatomy and Cellular Biology, Justus Liebig University Giessen, 35392 Giessen, Germany

* Correspondence: ella.fischer@bienen-berlin.de

Citation: Fischer, E.F.; Schlohsarczyk, E.K.; Gröf, M.; Gärtner, U.; Taubert, A.; Hermosilla, C. New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766) in Germany. *Pathogens* **2023**, *12*, 663. <https://doi.org/10.3390/pathogens12050663>

Academic Editor: Anastasia Diakou

Abstract: *Hystrichis tricolor* is a neglected avian enoplid nematode (superfamily Dioctophymatoidea) and known to parasitize various species of the Anatidae (*Anas* spp. and *Mergus* spp.) from the northern hemisphere, inducing mainly proventriculitis in domestic and wild waterfowl. Here, we focus on the pathological findings of naturally *H. tricolor*-infected Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*) and a neozoon shelduck (Tandorninae) of Germany. Nowadays, this species is considered the fastest-spreading alien waterfowl species within Western Europe. Additionally, molecular sequencing coupled with phylogenetic characterization of *H. tricolor* is reported. *Post mortem* analyses unveiled patent gastric *H. tricolor* infections in eight of twelve infected birds (8/12; 66.7%), inducing proventriculitis resulting in large visible nodular lesions. Histopathological findings point to chronic host pro-inflammatory immune reactions. These results demonstrate the potential role of Egyptian geese as natural reservoir hosts of *H. tricolor* and highlight their possible role in parasite transmission (i.e., spillback) into endemic waterfowl species. Due to avian health concerns, the occurrence of hystrichiosis should be monitored in native waterfowl in the future, introducing appropriate management practices in conservation strategies of endemic wild birds not only in Germany but elsewhere in Europe.

Keywords: *Hystrichis tricolor*; *Alopochen aegyptiaca*; endoparasites; Egyptian goose; proventriculus

1. Introduction

Hystrichis tricolor (Dujardin, 1845) is an enoplid nematode of the genus *Hystrichis*, which currently includes ten species [1], which are *H. coronatus* (Molin, 1861), *H. pachicephalus* (Molin, 1861), *H. corvi* (Hendricks, 1969), *H. acantocephalicus* (Molin, 1861) and *H. africanus* (Vuylsteke, 1964). Four species, (*H. neglectus* (Cram, 1927), *H. orospinosus* (Molin, 1858), *H. weilli* (Cram, 1927) and *H. variospinosus* (Von Linstow, 1879)), have been inadequately described or have been referred as rather immature stages of *H. tricolor* instead of being considered as a separate species [1,2]. Thus, *H. tricolor* has been reported in few publications in the literature as a neglected avian gastrointestinal parasite of different aquatic birds in the northern hemisphere [3–6]. This avian nematode species belongs to the family Dioctophymatidae, parasitizing diverse domestic and wild waterfowl species (mainly *Anas* spp.), and also including fish-eating waterfowl (mainly *Mergus* spp.) [7,8].

Morphological features of *H. tricolor* include a dilated cephalic anterior part carrying approximately 40 rows of small spines which become smaller towards the back of the

body [1,2] (Figure 1). According to Schmidt-Rhaesa [1], the cuticle spines are not exclusively for firm attachment of parasitized submucosa but also for inducing injury. The endogenous parasitic stages of *H. tricolor* probably feed on the sore exudate [1]. The pseudocoel of adult nematodes shines red and the cuticle rather white (Figure 1). Unique to *H. tricolor*, in comparison to other species of the genus *Hystrichis*, is the fact that the middle part of the body is dilated in female individuals [2]. The females are up to 4 cm in length and larger than males. After copula, gravid females excrete oval, thick-shelled and rough unembryonated eggs with an average size of 85–90 × 35–40 μm [7]. Small round depressions all over the eggshell (Figure 1C) are also mentioned as a morphological characteristic of *H. tricolor* eggs [9].

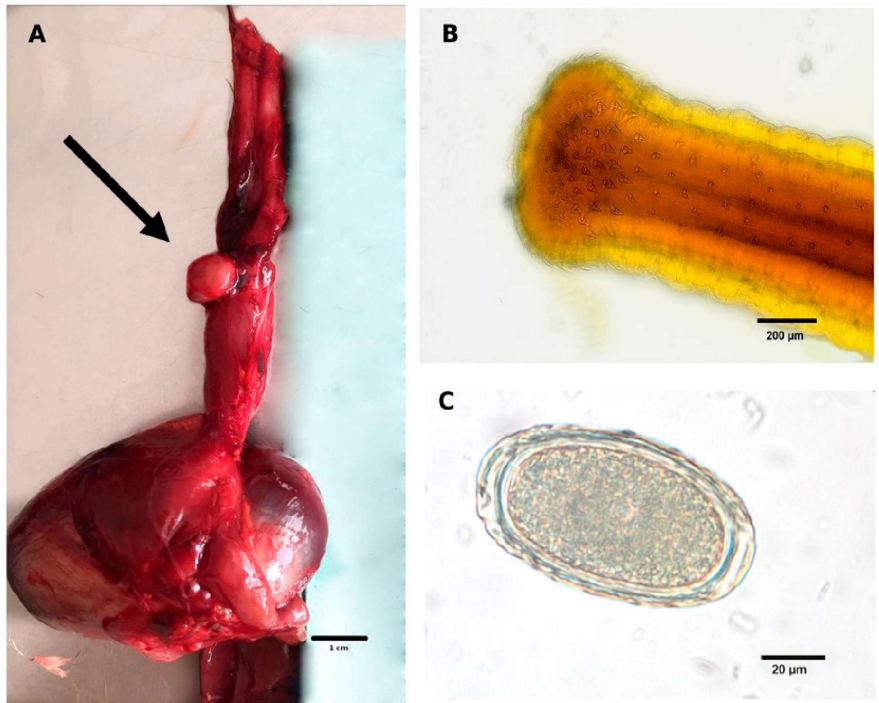


Figure 1. Morphological characteristics of *Hystrichis tricolor* and pathological findings associated with avian hystrichiosis. (A) Macroscopic granulomatous lesion (black arrow) on the outside of the proventriculus induced by *Hystrichis tricolor* adults; (B) adult *H. tricolor* specimen with typical spines at the cephalic end; (C) un-embryonated egg of *H. tricolor* with its characteristic small depressions all over the eggshell detected in an Egyptian goose (*Alopochen aegyptiaca*) scat sample.

The lifecycle of *H. tricolor* is obligate heteroxenous containing intermediate hosts (IH) which include various earthworm species (e.g., *Allolobophora dubiosa pontica* (Pop, 1938), *Eiseniella tetraedra* (Savigny, 1826), *Eophila leoni* (Michaelsen, 1891)) or fish-gill leeches where first-stage larvae (L1) moult into second-stage larvae (L2) and finally into infective thirdstage larvae (L3). *H. tricolor* infection of waterfowls occurs after oral ingestion of L3-carrying obligate IH [9]. After consumption and digestion of infected IH, L3 are released into the gut lumen, and then actively burrow into either oesophagus submucosa or proventriculus in order to continue development until reaching adult stages. Adults of *H. tricolor* can live up to 30–45 days post infection (p. i.), thereby causing macroscopic visible granuloma-like lesions at the oesophagus/proventriculus

submucosa (Figure 1A) [8]. *H. tricolor*-induced nodules open into the lumen of affected organs where eggs are excreted into the faeces.

A pathognomonic macroscopic finding of avian hystrichiosis includes, according to Avery [3], a “hard-calcified tube” around submucosal nematodes in the centre of a circular swelling on the extraluminal side of the proventriculus. Thus, pre-patent, patent and post-patent avian hystrichiosis result in large granuloma formation, most likely due to pro-inflammatory host immune reactions against pre-adult-, adult- as well as egg-stages, leading to stenosis. Consequently, clinical manifestations of avian hystrichiosis include dysphagia and maybe dyspnoea by the induced pressure on the trachea depending on the sizes of the nodules [7,8].

So far, only few studies on avian hystrichiosis in either endemic wild or domestic waterfowl species (i.e., Anatidae) have been conducted [3,4,10]. There are few studies on the occurrence of this parasite species in single individuals or single avian host species. For example, there is a report on the low prevalence of avian hystrichiosis in the common gallinule *Gallinula galeata* (Brisson, 1760) (10%; 6/56) and in the purple gallinule *Porphyrio martinicus* (Linnaeus, 1766) (2%; 1/52) in Florida, USA [11]. Another study reports an even higher prevalence of *H. tricolor* in long-billed dowitchers (*Limnodromus scolopaceus* (Say, 1823)) in Mexico (58%; 15/26) [12]. Conversely, very little is known on other suitable avian definitive hosts (DH), on the epidemiology, pathogenicity and host immune reactions. Furthermore, there are numerous retrospective controversial discussions in the literature regarding whether previous descriptions of *Hystrichis* species are not more valid as these reports were based on larval morphological identification [8,9]. Unfortunately, whole genome sequences of *H. tricolor* are still missing for clear species identification. The occurrence of *H. tricolor* infections is rarely mentioned in members of the Anserini, but detailed reports of patent *H. tricolor* infections in wild Anserini are missing. Interestingly, most studies of bird species affected by this nematode exclusively detected ducks [5,10,13] and different Tadorninae as DH for enoplid *H. tricolor* [3]. Currently, to the best of our knowledge, there is one report on avian hystrichiosis occurring in Egyptian geese in the United Kingdom recognized, beside genera of Anatidae, as DH [3].

We report in this study naturally occurring *H. tricolor* infections in Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca*), a non-indigenous avian species (syn. alien) in Central Europe, North America and the Arabian Peninsula. Alien species not only have effects on their new environment and its ecology [14], but also on local economies [15]. Consistently, the Egyptian goose, a member of the Anatidae family, is an endemic bird species of the African Sub-Sahara and the Nile valley [16–18]. Recent molecular phylogenetic studies have demonstrated that Egyptian geese are most likely related to shelducks and therefore re-placed within the subfamily Tadorninae, which are more related to the genus *Anas* than to the genus *Anser* [19]. Descendants of European Egyptian geese populations were initially introduced during the 17th century in parks of the United Kingdom and the Netherlands. Since then, Egyptian geese have rapidly spread into urban/peri-urban and rural areas, currently breeding widely in many European cities with natural/artificial water habitats [20,21]. Consequently, neo-zoan Egyptian geese are predisposed to interact in closeness with humans, domestic and wild, indigenous animals. Currently, in Germany it is permitted by law to hunt Egyptian geese to control the increasing population in particular in Western parts of the country. Cities with high densities of Egyptian geese engage hunters to control synanthropic populations all through the year.

Reports in the literature on naturally occurring *H. tricolor* infections in synanthropic Egyptian geese populations are still missing for Germany and elsewhere. The authors of this report aimed to give a detailed histopathological description of the infected tissue of its avian DH and provide morphological data on the adult- as well as egg-stages of the enoplid nematode *H. tricolor*. This study provides the basis for future investigations or

monitoring studies of *H. tricolor* infections in endemic bird species by adding novel molecular data.

2. Methods

Adult *H. tricolor* specimens were obtained during necropsy from twelve carcasses ($n = 12$) of Egyptian geese, either shot or killed by car accidents in the metropolitan area of Frankfurt (Main, Hesse, Germany). Ten infected carcasses originated from different public swimming lakes in the city of Darmstadt, one infected carcass was shot to prevent bird strikes in the area of the International Airport Frankfurt (Main) and one infected carcass was found, killed by a car accident at the motorway A5 next to Zeppelinheim. All shot birds were from urban habitats and killed to control the increasing population on the basis of the respective legally defined hunting seasons of the Federal State of Hesse, or shot to prevent bird strikes by the airport avifauna management but not for this investigation. The gastrointestinal tract of these twelve birds was examined in necropsy for adult stages of *H. tricolor*. The proventriculi of four Egyptian geese were stored in 10% neutral buffered formalin for 24 h and submitted for histopathological investigation.

2.1. Macroscopic and Microscopic Analysis

The number of macroscopic visible or only palpable nodular lesions was counted and their size was measured. Macroscopic visible nematodes were removed carefully under an Olympus BH-2[®] microscope (Hamburg, Germany) from submucosal tissues, and thereafter suspended in lactophenol in order to decolorize the specimens. After 30 min, nematodes were removed and analysed for morphological and morphometric features using the “Key of nematodes reported in waterfowl” [2] and other descriptions [1,9] (Figure 1B).

2.1.1. Coprological Analysis

The samples of ingesta of these carcasses were assessed by the sodium acetate acetic acid formaldehyde (SAF) technique. A bean-sized sample of ingesta was mixed very well with 10 mL of SAF solution (i.e., sodium acetate, glacial acetic acid, formaldehyde, water). This mixture was thereafter passed through a sterile gauze and centrifuged for three minutes at $600\times g$. After decanting, 8 mL of sodium chloride solution with 3 mL ethyl ether were added and shaken well. Finally, it was again centrifuged ($600\times g$, 3 min) and decanted a second time. The sediment was examined by use of a Leica MZ75 microscope (Wetzlar, Germany) equipped with a SC30[®], Olympus (Hamburg, Germany) digital camera.

2.1.2. Histopathological Analyses

Cross sections of the proventriculi were processed, embedded in paraffin wax, sectioned at $3\ \mu\text{m}$, stained with hematoxylin and eosin (H&E) and with Periodic acid-Schiff reaction (PAS), according to routine protocols. The sections were investigated under a light microscope (Nikon 80i, Nikon GmbH (Amstelveen, The Netherlands)).

2.1.3. Scanning Electron Microscopy (SEM) Analysis

Two adult *H. tricolor* nematodes, recovered by necropsy from a shot infected *A. aegyptiaca* obtained from Darmstadt, were transferred on 10 mm glass coverslips (Thermo Fischer Scientific, Schwerte, Germany) pre-coated with 0.01% poly-L-lysine (Merck, Darmstadt, Germany) for 10 min at room temperature (RT). Thereafter, nematodes were fixed in 2.5% glutaraldehyde (Merck, Darmstadt, Germany), post-fixed in 1% osmium tetroxide (Merck, Darmstadt, Germany) and washed in distilled water before dehydration and critical point drying with CO_2 . Finally, the nematodes were gold labelled by sputtering and viewed on a Philips XL30[®] scanning electron microscope at the Institute of Anatomy and Cell Biology, Justus Liebig University Giessen, Giessen, Germany.

2.2. Molecular Analyses

2.2.1. Sequencing

DNA of four worms, recovered from two shot carcasses of *A. aegyptiaca*, was extracted using the DNAeasy Blood & Tissue kit (Qiagen (Hilden, Germany)) following the manufacturers' instructions. Following this, a 768 base pair segment of 18S was amplified. Therefore, a PCR was performed, using the primers Sobo18SFWD 5' TTTGGTTTTCGGATCTGAGG-3' and Sobo18SREV 5' GTACAAAGGGCAGGGACGTA-3'. The PCR conditions were the following: 45 µL reaction volume with 5 µL of the isolated template DNA, 5 µL 10x PCR buffer S (Peqlab, VWR, International GmbH, Erlangen, Germany), 1 µL of each primer, 1 µL dNTPs and 1 µL 5U/µL taq Polymerase (Peqlab, VWR, International GmbH, Erlangen, Germany). The PCR protocol started with an initial denaturation for 5 min at 94 °C followed by 35 cycles at 94 °C for 30 s, annealing at 51 °C for 45 s, extension for 90 s at 72 °C with a final extension for five min at 72 °C. The protocol was modified by the authors from a PCR protocol described by Koehler et al. [22].

The PCR product was visualised by a gel electrophoresis on 1.5% agarose gel with Midori Green Advanced® (Nippon Genetics Europe, Düren, Germany) and extracted using the HiYield GelPCR® DNA Extraction kit (Gauting, Germany). Sanger sequencing was performed by LGC genomics, Berlin, Germany. The sequence was added to the NCBI GenBank with the accession number OQ561211.

2.2.2. Phylogenetic Analyses

To find gene sequences closely related to the isolated OQ561211 sequence, highly matching sequences were gained from BLAST searches via MegAlign Pro™ (DNA STAR) of the NCBI-GenBank database. Members of the Dioctophymatidae and Soboliphymatidae were selected for phylogenetic relationship investigations according to Koehler et al. [22]. All obtained sequences were cut at a length of 761 base pairs. The only other sequence of *H. tricolor* in the NCBI-database is about 500 base pairs shorter than all other consensus sequences. The alignment was conducted using Clustal Omega in the software MegAlign Pro™ (DNA STAR, Version: 17.3.0 (58)) [23]. Following Koehler et al. [22], *Trichinella murrelli* (Murrell, 1989) and *Trichinella nativa* (Britov and Boev, 1972) were used as outlines to create a phylogenetic tree, which was constructed by maximum likelihood analysis under 1000 bootstrap replicates [24,25].

3. Results

3.1. Macroscopic Findings

The twelve *H. tricolor*-infected Egyptian geese carcasses showed nematode-induced nodular, round-shaped swellings in the wall of the proventriculus. All nodules were rough in palpation and opened into the proventriculus lumen, where the hind body of nematodes were visible. Directly around the nematode in the tissue of the proventriculus were calcified cavities in which the parasite was embedded. They were approximately 0.9 mm × 0.4 mm in size and entangled within themselves. The abundance showed a minimum of three and maximum of seven of these nodular lesions, in sizes ranging from 4.0 mm × 4.0 mm × 4.0 mm up to 10.0 mm × 9.0 mm × 9.0 mm. The nodules were detected mainly in the anterior third of the proventriculus and none of them were found in the oesophagus (Figure 1A). All infected animals ($n = 12$) were equal parts male and female and obtained from urban habitats comprising the metropolitan area of Frankfurt (Main) in the Federal State of Hesse, Germany.

3.2. Microscopic Findings

3.2.1. Coprological Findings

Eggs of the parasite were found in the intestinal content in eight of twelve *H. tricolor*-positive birds (66.7%, $n = 12$). This proves that Egyptian geese can act as suitable

DH for *H. tricolor* in Germany, thereby contributing to the maintenance of its heteroxenous life cycle. There was no correlation between the nematode burden per DH and the level of tissue damage caused by the parasites. All nematode eggs were oval-shaped, rough with the described typical depressions in the eggshell and on average $67.4 (\pm 6) \mu\text{m} \times 37.6 (\pm 5) \mu\text{m}$ (Figure 1C).

3.2.2. Adult Nematodes

The nematodes removed from the submucosa of the glandular stomach were identified on the basis of morphological and morphometric external characteristics as *H. tricolor* [1,2,7]. These include not only the typical head hooks (Figure 1B), the triangular mouth opening and the dilation of the middle part of female body, but also the conspicuous calcified cavity that surrounded these parasites in the submucosa of the glandular stomach. Moreover, the findings of numerous parasite eggs in the ingesta of infected Egyptian geese confirmed the species diagnosis. Adult *H. tricolor* specimens were found in twelve carcasses within nodules of the proventriculi (Figure 1A).

3.2.3. Histopathological Findings

The submitted proventriculi measured up to 5.5×5.0 cm and had a thickness up to 0.7 cm. The *H. tricolor*-infected proventriculi showed a diffusely granular surface of the mucous membrane due to severe follicular hyperplasia, which was accompanied by a moderate amount of lymphocytes, plasma cells and eosinophilic granulocytes. The cross sections revealed multifocal, roughly light beige coloured nodular structures measuring up to 0.4 cm in diameter with a central miliar cavity. They were located within the glandular aspect of the proventriculus bulging into the lumen as well as within the *lamina muscularis* and the serosa. Histologically, these findings were characterized as severe chronic multifocal to transmural granulomatous to pyogranulomatous proventriculitis, accompanied by giant cells (foreign body type) and eosinophilic granulocytes (Figure 2). The centre of the granulomas or pyogranulomas contained amorphous eosinophilic necrotic debris, remnants of necrotic nematodes ($400 \times 200 \mu\text{m}$), oval-shaped, thick-shelled, non-operculated eggs with a coarse surface containing a zygote and which stained positive with the PAS reaction, or longitudinal (2×0.5 cm) and cross sections (up to 2.5×1.5 mm in diameter) of adult nematodes. The nematodes showed a cylindrical body, a $20 \mu\text{m}$ thick cuticle with cuticular ridges, a coelomyarian/polymyarian musculature (Figure 2), lateral cords which do not extend significantly farther into the pseudocoelom than the muscle cells, an oesophagus with a triangular lumen and a body cavity (pseudocoelom) containing parts of the male reproductive tract and a digestive tract with an uninucleate cuboidal epithelium. Due to advanced autolytic changes, the intestinal brush border was faintly visible.



Figure 2. Histological cross section of the nematode *Hystrichis tricolor* surrounded by a granulomatous to pyogranulomatous reaction of the proventriculus tissue. Furthermore, the cuticula (c), muscle cells (m), body cavity/pseudocoelom (p), and the oesophagus (oe) with the typical triangular lumen are identifiable. H&E stained.

3.2.4. Scanning Electron Microscopy (SEM)

The SEM micrographs confirmed particular species-specific characteristics, such as the dilated anterior end, the slight cone shape and the rows of spines, which decreased towards the middle of the body (Figure 3).

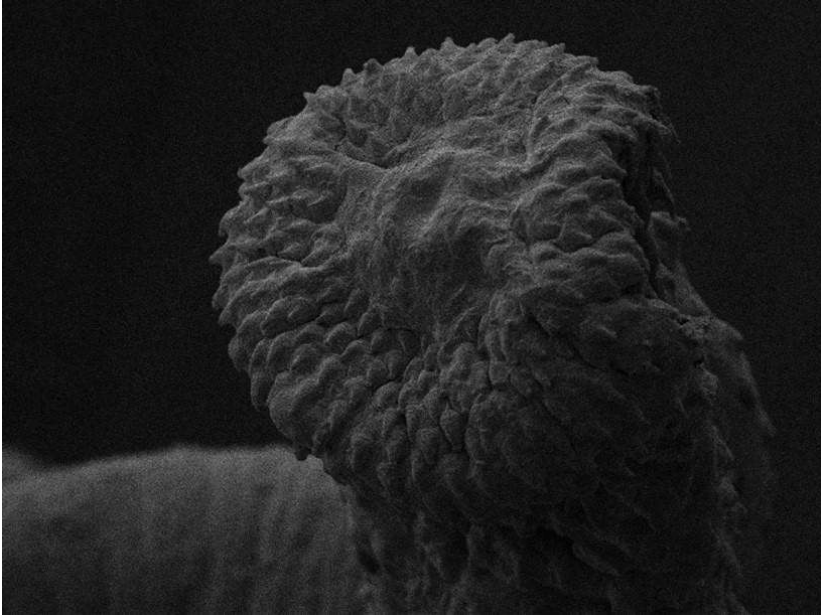


Figure 3. Scanning electron microscope (SEM) image of the anterior end of an adult *Hystrichis tricolor* removed from the proventriculus of an Egyptian goose (*Alopochen aegyptiaca*).

3.3. Molecular Findings

Sequence and Phylogenetic Findings

A 768 base pair region of 18S ribosomal gene was successfully amplified by PCR and sequenced. This allows a closer view of the phylogenetic relationship of *H. tricolor* to other species within the superfamily Dioctophymatoidea (Figure 4). However, it is worth mentioning that there are many species of this family which are not yet sequenced. The phylogenetic analyses suggest that *H. tricolor* varies from other Dioctophymatidae. It differs from the isolates of other genera of this enoplid family. However, its closest phylogenetic relation is to *Eustrongylides ignotus* (Jägerskiöld, 1909) (Figure 4). This relation could also be confirmed with two algorithms: the maximum likelihood algorithm as well as the neighbor-joining method. Only one other sequence of *H. tricolor* was placed on the NCBI database [26] and originated from a specimen obtained from a raccoon (*Procyon lotor*) in Italy [27].

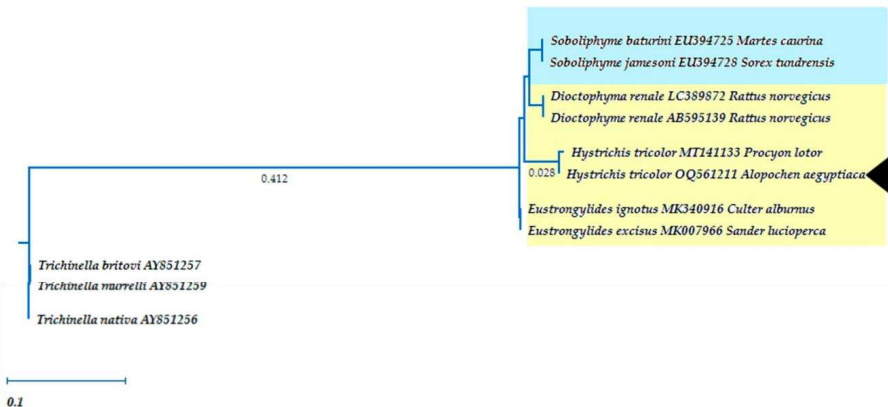


Figure 4. Phylogenetic relationship of *Hystrichis tricolor* to other species of the order Dioctophymatoidea shown in a maximum likelihood tree under 1000 bootstrap replicates estimated from sequences of the 18S gene according to Koehler et al. [22]. Blue: Soboliphmatidae, yellow: Dioctophymatidae including three genera (*Eustrongylides*, *Dioctophyma* and *Hystrichis*).

4. Discussion

This study presents novel insights regarding the biology of *H. tricolor*, describing not only the occurrence of this enoplid nematode in the European Egyptian goose population but also its pathological impact on this alien DH and thereby providing the basis for further investigations on the genus *Hystrichis*.

Regarding pathological findings of avian hystrichiosis, no lesions in the oesophagus were found in all affected Egyptian geese. Therefore, pressure on the trachea through nodules are anatomically not possible. The detected *H. tricolor*-induced nodules could only compress either the lungs, the liver or the heart. However, this is somewhat doubtful based on the birds' anatomical predispositions. A negative effect of very large nodules on these organs is imaginable in smaller birds acting as DH, such as mallards (*Anas platyrhynchos*), common gallinules or goosanders. Nonetheless, besides potential direct mechanical obstruction of important organs even in larger birds such as the Egyptian goose, the impact of proventricular nodules on whole organism should not be neglected. Wobeser [28] points out that especially a wild bird has a limited amount of energy available, which is used for physiological functions such as reproduction, immunity and growth purposes, which might be hampered in chronic avian hystrichiosis. To cope with pathogenic parasites such as *H. tricolor*, the DH needs sufficient energy supply which might not be available to parasitized individual for its reproduction, growth and/or protective immune reactions [29]. It has been shown in various bird populations that through these adverse scavenging effects, endogenous parasites can significantly influence the host population health [30,31].

The partial sequencing of the 18S gene allows the *H. tricolor* species to be classified within the family Dioctophymatidae. This nematode family includes three genera parasitizing vertebrates: the genus *Dioctophyma*, which includes parasite species of mammalian kidneys, the genus *Eustrongylides* and the genus *Hystrichis*, the latter both burrowing into the oesophagus and/or the proventriculus of aquatic birds [32]. As such, *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) is distributed worldwide and known to parasitize the kidneys of different mammals as well as humans. Obligate IH of *D. renale* are various

aquatic oligochaete annelids and fishes carrying infective L3 and thereby acting as paratenic hosts (PH) in this life cycle [33]. The closest genetic relation of the species *H. tricolor* consists of the species *Eustrongylides ignotus* (Jägerskiöld, 1909) (Figure 4). The closest relationship to *E. ignotus* was not only confirmed by the maximum likelihood algorithm but also by using the neighbor-joining method. The nematode *E. ignotus* has been reported previously from various members of Ardeidae, Ciconiiformes and Anserini in different parts of the world. Like *H. tricolor* this parasite penetrates the wall of the proventriculus, but the described obligate IH of *E. ignotus* are fishes. However, not all IH are known for this parasite species [34,35]. In the literature, described lesions found in the glandular stomach of *E. ignotus*-infected avian hosts are macroscopically similar to those of avian hystrichiosis. Spalding and Forrester [34] described nodular lesions in the serosal surface of proventriculi of Ciconiiformes caused by *E. ignotus*-infections [28,34]. Nevertheless, they also perceived exudates within the air sacs as a consequence of this severe proventriculitis, which limits the ability to breath and consequently compromises the bird's fitness. Thus, similar pathological findings of eustrongylidosis might be expected to occur for *H. tricolor*-infections. Nonetheless, these findings could not be confirmed in this study. A reason for this might be the way assessed Egyptian geese were culled. In the study on avian eustrongylidosis, all examined birds were euthanized. Conversely, in our study, all birds were shot thereby leading to multiple bleedings into body cavities and/or rupture of inner organs, which clearly impeded our ability to distinguish exudates within the air sacs.

Regarding the epidemiology of avian hystrichiosis, it has been reported to occur with a patchy distribution in certain geographic areas, including hyperendemic-, hypoendemic and non-endemic foci. For instance, all *H. tricolor*-infected common gallinules were from two lakes at seven sampled sites in Florida (6/56) [11]. Similarly, reports on the epidemiology of avian hystrichiosis in long-billed dowitcher showed that animals allocated in Texas were negative, whereas a very high prevalence was found in animals allocated in Mexico (15/26) [12]. In the current study, all infected animals came from a specific region in Germany, the metropolitan area of Frankfurt (Main), Hesse, and all infected Egyptian geese carcasses showed a high-grade infection of *H. tricolor* and four of them, differing from expectations based on the reports from Avery (1966) [3] and Kavetska (2012) [5], had more than four nematodes in their proventriculi. In studies with more sample sites, many sampled animals and sampling over several years, such as the one published by Kavetska et al. [5], lower prevalence was reported (2/1052). Different plausible explanations for this observation are possible. One explanation of patchy distribution might be linked to the absence of obligate IH in certain geographic areas, thereby not allowing the parasite to fulfil its life cycle; or the pathogenicity of the nematode is so high and restricts the DH so much in its fitness, that it can occur or might be found in only a few DH individuals. Thus, *H. tricolor*-infected individuals may be selected so quickly due to their restricted fitness, or due to the fact that they are rare, as speculated elsewhere [29,31].

The ability of parasites to drive host population dynamics is easily demonstrated in various studies that compared host fecundity of parasite-infected individuals and noninfected ones [36]. Thus, following studies should investigate the clutch size as well as the off-spring success of *H. tricolor*-infected and non-infected Egyptian geese and other native waterfowl species to evaluate the risk for a potential increased spill-back from this alien host.

Taking into account parasite–host interactions, this report provides the first evidence of patent infections of *H. tricolor* in alien Egyptian goose. This finding has epidemiological consequences in the long term and seems essential for further consideration when understanding the biology of this heteroxenous parasite. *H. tricolor* are able to reproduce and pass eggs through Egyptian geese faeces thereby contaminating natural environments where endemic bird species co-habit. The fact that eggs were detected in only 66.7% of all *H. tricolor*-infected birds might be either linked to the pre- and post-patency of avian hystrichiosis, or the lifetime fecundity of individual parasites. Several further factors, described by Rossin et al. [37], are responsible for the

amount of excreted eggs, for example, the amount of resources (i.e., nutrients) available for parasite replication, host immunity or the individual size of gravid female nematodes. Taking into account that we did not know at which stage of infection (e.g., pre-patency) the birds were culled no correlation between nodule sizes in proventriculi and nematode burdens were here established. It is also conceivable that the protective host immune system of respective birds might have reacted differently to these parasites.

Another interaction between *H. tricolor* and the host immune system was observed in the size of the eggs excreted by the parasite. The egg size measured here is around 25 μm smaller in length compared to the egg size described by Rommel et al. (85–90 μm \times 35–40 μm) [7]. The differences between the nematode eggs detected here and the ones described previously are probably due to the exotic DH. Correlations between the egg size and, for example, host-specific innate immune reactions such as eosinophil concentrations, have already been described for other nematodes [36]. Considerable genetic influences of the host individual on the number and size of eggs excreted by nematodes could also be shown by Stear et al. [38]. In intestinal nematodes, a high variability of egg sizes influenced by the size of the female, has also been described and is not uncommon [29,39].

Overall, our studies underpin the fact that alien Egyptian geese, a member of the Tadorninae, have a closer relationship to Anatinae than to the Anserinae. These alien birds are infected by the neglected enoplid parasite *H. tricolor*, which has a wide host range among waterfowl and has never been detected before in wild Anserinae [8].

5. Conclusions

The current study demonstrates the adverse health effects of *H. tricolor*-infections, histologically and macroscopically. A review of other reports on this nematode species shows that comprehensive prevalence studies as well as unambiguous species diagnosis are lacking to assess the impact of this pathogenic parasite on avian host populations. Partial sequencing of the 18S gene of this nematode should be expanded in order to capture the full host range of *H. tricolor*. Our molecularly unambiguous identification of *H. tricolor* provides the basis for future monitoring studies on avian hystrichiosis most probably circulating in endemic birds. Finally, a better understanding of the impact of alien species on the native ecosystem is important in order to prevent native species from extinction. The more we understand the ways in which neozoan invasion occurs, the more we will be able to predict and protect native biodiversity.

Author Contributions: E.F.F. and C.H. designed the survey. E.F.F. collected the scat samples as well as the carcasses. E.F.F. processed the scat samples and carried out the necropsies. E.K.S. and M.G. carried out the histological examinations. E.F.F. performed the molecular analyses. U.G. performed the SEM. E.F.F., E.K.S. and C.H. wrote the manuscript. M.G., A.T. and C.H. revised the manuscript. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding: This research received no external funding.

Institutional Review Board Statement: Ethical review and approval were waived for this study due to the examination of animals which were shot to control the population of Egyptian geese in Germany but not for this study. This investigation was funded by the Institute of Parasitology, Justus Liebig University Giessen, Giessen, Germany.

Informed Consent Statement: Not applicable.

Data Availability Statement: Not applicable.

Acknowledgments: We deeply thank hunters for supporting our project on Egyptian geese. Special thanks go to the hunter of the city of Darmstadt for his excellent efforts. Our thanks are also going to hunting magazines, which helped us get in touch with local German hunters. We also acknowledge Anika Seipp, Institute of Anatomy and Cellular Biology of the Justus Liebig University Giessen, Germany, for her excellent support in the scanning electron microscopy analysis. We thank Simon Bracey for his grammatical support regarding language. Lastly, we

thank Christine Henrich, Institute of Parasitology at the Justus Liebig University Giessen, and Matthias Todte for their constant support in this project.

Conflicts of Interest: The authors declare that they do not have any conflict of interest. Furthermore, the authors declare that they have no competing interest.

References

1. Schmidt-Rhaesa, A. (Ed.) *Gastrotricha, Cycloneuralia and Gnathifera: Nematoda*; De Gruyter: Berlin, Germany, 2014; ISBN 9783110274257.
2. McDonald, M.E. *Key to Nematodes Reported in Waterfowl*; Department of the Interior, Bureau of Sport Fisheries and Wildlife: Washington, DC, USA, 1974.
3. Avery, R.A. Helminth parasites of wildfowl from Slimbridge, Gloucestershire. I. Parasites of captive Anatidae. *J. Helminthol.* **1966**, *40*, 269–280. [[CrossRef](#)]
4. Gharagozlu, M.J.; Mobedi, I.; Aghaebrahimi Samani, R.; Taghizadeh, F.; Mowlavi, G. Esophageal-Crop Capillariasis and Proventriculus Ventriculus Hystrichiasis in a Migratory Duck (*Anas crecca*). *Iran. J. Parasitol.* **2019**, *14*, 413–420. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
5. Kavetska, K.M.; Pilarczyk, B.; Królaczyk, K. Stomach Nematodes of Wild Ducks (Subfamily Anatinae) Wintering in the NorthWestern Poland. *Bull. Vet. Inst. Pulawy* **2012**, *56*, 27–31. [[CrossRef](#)]
6. Farias, J.D.; Canaris, A.G. Gastrointestinal helminths of the Mexican duck, *Anas platyrhynchos diazi* Ridgway, from north central Mexico and southwestern United States. *J. Wildl. Dis.* **1986**, *22*, 51–54. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
7. Rommel, M.; Eckert, J.; Kutzler, E.; Körting, W.; Schnieder, T.; Boch, J. *Veterinärmedizin: 100 Tabellen*, 5; vollst. neubearb. Aufl.; Parey: Berlin, Germany, 2000; ISBN 3-8263-3178-8.
8. McDonald, M.E. *Catalogue of Helminths of Waterfowl (Anatidae)*; Special scientific Report Wildlife No 126; Bureau of Sport Fisheries and Wildlife: Washington, DC, USA, 1969.
9. Hendricks, L.D.; Harkema, R.; Miller, G.C. *Hystrichis corvi* sp. n. (Nematoda: Dioctophymatidae) from the Crow, and a Revised Key to the Species of *Hystrichis*. *J. Parasitol.* **1969**, *55*, 1201. [[CrossRef](#)]
10. Kavetska, K.M.; Rząd, I.; Kornysushin, V.V.; Korol, E.N.; Sitko, J.; Szałańska, K. Helminthofauna przewodu pokarmowego krzyżówki *Anas platyrhynchos* L., 1758 północno-zachodniej Polski. *Wiad. Parazytol.* **2008**, *54*, 23–29. [[PubMed](#)]
11. Kinsella, J.M.; Hon, L.T.; Reed, P.B. A Comparison of the Helminth Parasites of the Common Gallinule (*Gallinula chloropus cacinans*) and the Purple Gallinule (*Porphyrula martinica*) in Florida. *Am. Midl. Nat.* **1973**, *89*, 467. [[CrossRef](#)]
12. Canaris, A.G.; Ortiz, R.; Canaris, G.J. A predictable suite of helminth parasites in the long-billed dowitcher, *Limnodromus scolopaceus*, from the Chihuahua desert in Texas and Mexico. *J. Parasitol.* **2010**, *96*, 1060–1065. [[CrossRef](#)]
13. Zukovic, M.; Mikacic, D. Vorkommen und Bestimmung von Parasiten in den Organen von Huhn, Pute, Gans, und Ente bei Sektion und Schlachtung. *Tierärztliche Praxis* **1976**, *4*, 317–338.
14. Bernauer, D.; Jansen, W. Recent invasions of alien macroinvertebrates and loss of native species in the upper Rhine River, Germany. *Aquat. Invasions* **2006**, *1*, 55–71. [[CrossRef](#)]
15. Hart, A.L.; Downs, C.T. Introduction. In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
16. Svensson, L. *Der Kosmos Vogelführer: Alle Arten Europas, Nordafrikas und Vorderasiens*; Neue Einbandgestaltung 2017, 2. Auflage; Kosmos: Stuttgart, Germany, 2017; ISBN 978-3-440-15635-3.
17. Brown, L.H.; Urban, E.K.; Newman, K. *The Birds of Africa: Volume 1*; Academic Press Inc. (London) Ltd.: London, UK, 1982; ISBN 0-12-137301-0.
18. Huysentruyt, F.; Callaghan, C.T.; Strubbe, D.; Winston, K.; Adriaens, T.; Brooks, D.M. Egyptian Goose (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766). In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Wallingford, UK; Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
19. Sraml, M.; Christidis, L.; Easteal, S.; Horn, P.; Collet, C. Molecular Relationships Within Australasian Waterfowl (Anseriformes). *Aust. J. Zool.* **1996**, *44*, 47. [[CrossRef](#)]
20. Sutherland, W.J.; Allport, G. The distribution and ecology of naturalized Egyptian Geese *Alopochen aegyptiacus* in Britain. *Bird Study* **1991**, *38*, 128–134. [[CrossRef](#)]
21. Gyimesi, A.; Lensink, R. *Risk Analysis of the Egyptian Goose in the Netherlands*; Bureau Waardenburg bv: Culemborg, The Netherlands, 2010. 22. Koehler, A.V.A.; Hoberg, E.P.; Torres-Pérez, F.; Cook, J.A. A Molecular View of the Superfamily Dioctophymatoidea (Nematoda). *Comp. Parasitol.* **2009**, *76*, 100–104. [[CrossRef](#)]
22. DNASTAR. Lasergene Genomics/NGS Analysis Software | DNASTAR. Available online: <https://www.dnastar.com/software/lasergene/genomics/> (accessed on 31 January 2022).
24. Hall, B.G. Building phylogenetic trees from molecular data with MEGA. *Mol. Biol. Evol.* **2013**, *30*, 1229–1235. [[CrossRef](#)]
25. Holmes, S. Bootstrapping Phylogenetic Trees: Theory and Methods. *Statist. Sci.* **2003**, *18*, 241–255. [[CrossRef](#)]

26. Romeo, C.; Cafiso, A.; Fesce, E.; Martínez-Rondán, F.J.; Panzeri, M.; Ferrari, N. Hystrichis Tricolor Isolate racIT03 Small Subunit Ribosomal RNA Gene, Partial Sequence: GenBank: MT141133.1. Available online: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nucore/1818403297> (accessed on 20 April 2023).
27. Romeo, C.; Cafiso, A.; Fesce, E.; Martínez-Rondán, F.J.; Panzeri, M.; Martinoli, A.; Cappai, N.; Defilippis, G.; Ferrari, N. Lost and found: Helminths infecting invasive raccoons introduced to Italy. *Parasitol. Int.* **2021**, *83*, 102354. [[CrossRef](#)]
28. Wobeser, G.A. Parasitism: Costs und Effects. In *Parasitic Diseases of Wild Birds*; Atkinson, C.T., Thomas, N.J., Hunter, D.B., Eds.; Wiley-Blackwell: Oxford, UK, 2008; ISBN 0813804574.
29. Poulin, R. *Evolutionary Ecology of Parasites*, 2nd ed.; Princeton University Press: Princeton, NJ, USA; Woodstock, GA, USA, 2007; ISBN 978-0-691-12085-0.
30. Lachish, S.; Knowles, S.C.L.; Alves, R.; Wood, M.J.; Sheldon, B.C. Fitness effects of endemic malaria infections in a wild bird population: The importance of ecological structure. *J. Anim. Ecol.* **2011**, *80*, 1196–1206. [[CrossRef](#)]
31. Toft, C.A. Current theory of host-parasite interactions. In *Bird-Parasite Interactions: Ecology, Evolution and Behaviour*; Loye, J.E., Zuk, M., Eds.; Oxford University Press: New York, NY, USA, 1991; ISBN 0-19-857738-9.
32. Scheer, S.; Macedo, M.R.P.; Soares, M.P.; Schramm, C.C.; Muller, G. Pathology and morphometry of *Hystrichis acanthocephalicus* (Nematoda) from *Phimosus infuscatus* (Pelecaniiformes) in southern Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* **2017**, *26*, 34–38. [[CrossRef](#)]
33. Ferreira, V.L.; Medeiros, F.P.; July, J.R.; Raso, T.F. *Diocotophyma renale* in a dog: Clinical diagnosis and surgical treatment. *Vet. Parasitol.* **2010**, *168*, 151–155. [[CrossRef](#)]
34. Spalding, M.G.; Forrester, D.J. Pathogenesis of *Eustrongylides ignotus* (Nematoda: Diocotophymatoidea) in Ciconiiformes. *J. Wildl. Dis.* **1993**, *29*, 250–260. [[CrossRef](#)]
35. Xiong, F.; Wang, G.T.; Wu, S.G.; Nie, P. Development of *Eustrongylides ignotus* (Nematoda: Diocotophymida) in domestic ducks (*Anas platyrhynchos domestica* (L.)). *J. Parasitol.* **2009**, *95*, 1035–1039. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
36. Sorci, G.; Skarstein, F.; Morand, S.; Hugot, J.-P. Correlated evolution between host immunity and parasite life histories in primates and oxyurid parasites. *Proc. Biol. Sci.* **2003**, *270*, 2481–2484. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
37. Rossin, M.A.; Poulin, R.; Timi, J.T.; Malizia, A.-I. Causes of inter-individual variation in reproductive strategies of the parasitic nematode *Graphidioides subterraneus*. *Parasitol. Res.* **2005**, *96*, 335–339. [[CrossRef](#)]
38. Stear, M.J.; Bairden, K.; Duncan, J.L.; Holmes, P.H.; McKellar, Q.A.; Park, M.; Strain, S.; Murray, M.; Bishop, S.C.; Gettinby, G. How hosts control worms. *Nature* **1997**, *389*, 27. [[CrossRef](#)]
39. Skorpung, A.; Read, A.F.; Keymer, A.E. Life History Covariation in Intestinal Nematodes of Mammals. *Oikos* **1991**, *60*, 365. [[CrossRef](#)]

Disclaimer/Publisher's Note: The statements, opinions and data contained in all publications are solely those of the individual author(s) and contributor(s) and not of MDPI and/or the editor(s). MDPI and/or the editor(s) disclaim responsibility for any injury to people or property resulting from any ideas, methods, instructions or products referred to in the content.

V. Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany

Dieses Kapitel basiert auf folgender veröffentlichter Publikation:

Fischer, E.F.; Müller, R.; Todte, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C. Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany. *Animals* 2023, 13, 3403. <https://doi.org/10.3390/ani13213403>

Eigener Anteil in der Publikation:

Initiative: weitestgehend eigenständig

Projektplanung: weitestgehend eigenständig

Durchführung des Versuches: wesentlich

Auswertung der Experimente: weitestgehend eigenständig

Erstellung der Publikation: weitestgehend eigenständig



Graphical abstract of Fischer, E.F.; Müller, R.; Todte, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C. Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany. *Animals* 2023, 13, 3403. <https://doi.org/10.3390/ani13213403>



Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany

Ella F. Fischer ^{1,2,*}, Romy Müller ², Matthias Todte ², Anja Taubert ¹ and Carlos Hermosilla ¹

Citation: Fischer, E.F.; Müller, R.;

* Correspondence: ella.fischer@bienen-berlin.de; Tel.: +49-17649131358

Todte, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C.

Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany. *Animals* **2023**, *13*, 3403. <https://doi.org/10.3390/ani13213403>

2023, *13*, 3403. <https://doi.org/10.3390/ani13213403>

Academic Editors: Matheus

Nunes Weber and Mariana Soares Da Silva

Received: 6 October 2023

Revised: 28 October 2023

Accepted: 31 October 2023

Published: 2 November 2023



Copyright: © 2023 by the authors. Licensee MDPI, Basel, Switzerland. This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

¹ Institute of Parasitology, Biomedical Research Center Sellersberg (BFS), Justus Liebig University Giessen, 35392 Giessen, Germany; anja.taubert@vetmed.uni-

² Avicare+, 06366 Köthen, Germany

Simple Summary: *Salmonella* is worldwide one of the most common and pathogenic bacteria causing severe gastroenteritis in humans and animals. As such, birds are natural carriers of different zoonotic-relevant *Salmonella* serovars. Consistently, Anseriformes transmit *Salmonella* spp. to humans and manifest clinical Salmonellosis. The Egyptian goose (EG; *Alopochen aegyptiaca*) represents a fastspreading alien species in Europe, North America and Asia. This alien species prefers urban habitats such as parks, urban ponds, public swimming pools, riversides or golf courses, thereby having frequent contact with humans, wildlife and domestic pets. Increased environmental EG faecal contamination in cities brings up the question of potential anthrozoootic pathogen spillovers to humans, including *Salmonella*. To the best of our knowledge, this is the first study to investigate the role of the EG as a natural host reservoir of *Salmonella* but also to discuss transmission routes of salmonellosis to humans in chlorinated public swimming pools.

Abstract: *Salmonella* is one of the most common and pathogenic bacteria worldwide, causing severe enteritis in humans and representing a relevant intestinal illness in One Health for young, old and immunosuppressed patients. Various *Salmonella* serovars have been described to be responsible for human Salmonellosis. Birds represent natural carriers of different zoonotic-relevant *Salmonella* serovars and Anseriformes can not only transmit *Salmonella* spp. to humans but also manifest clinical Salmonellosis. In this study, 138 scat samples ($n = 138$) of free-ranging Egyptian geese (EG; *Alopochen aegyptiaca*) were collected in Germany, including 83 scat samples from city parks, 30 samples from 14 public swimming pools and 25 fresh caecal samples of dead EG. Collected EG scat samples were examined for the presence of *Salmonella* spp. according either to the ISO 6579 (2017) norm or to a combination of bacterial pre-enrichment and specific PCR for detection of *Salmonella* DNA. All 138 analysed EG faecal samples resulted *Salmonella*-negative. Furthermore, the survival of *Salmonella enterica* subsp. *enterica* Serovar Anatum in spiked EG droppings was tested in four different concentrations of chlorinated pool water. In vitro testing demonstrated that *S. Anatum*-spiked EG droppings were still infectious for up to six hours in chlorinated pool water according to current German regulations for public swimming pools. This study is to be considered as a baseline investigation to clarify the role of synanthropic EG as natural carriers of zoonotic *Salmonella* in cities; nonetheless, large-scale epidemiological studies, including higher numbers of samples as well as more urban locations, are needed for final conclusions on the occurrence of this intestinal bacteria in neozootic EG.

Keywords: *Salmonella* spp.; *Alopochen aegyptiaca*; alien species; anthrozoosis; One Health

1. Introduction

The Egyptian goose (EG; *Alopochen aegyptiaca*), colloquially known in Germany as the ‘Nile goose’, represents a fast-spreading alien species in western Europe [1–3]. This sheldgoose species (subfamily Tandoninae) was initially brought in the 17th century as ornamental birds to parks allocated in England and in the Netherlands [4,5] (Figure 1a,c). Today they are well-established as a neozootic species throughout Germany, but with larger populations inhabiting cities in the western parts of the country. Adults can reach up to 70 cm of height [6], with an average body weight (BW) of 2.6 kg for males and 2.2 kg for females [2]. Neozootic EG prefer habitats around small freshwater bodies in combination with open grasslands [7].

Interestingly, these alien birds cover greater distances on foot than native mallards (*Anas platyrhynchos*) and mute swans (*Cygnus olor*), thereby contaminating more lawn and walkway surfaces with their droppings. Typical EG habitats are frequently found in urban parks, ponds and public swimming pools within numerous European cities [8]. As a synanthropic species, EG are well adapted to humans, therefore having short escape distances when compared to other endemic waterfowls. Consequently, many urban EG show tame behaviour toward humans and/or domestic pets, facilitating species–species interactions.

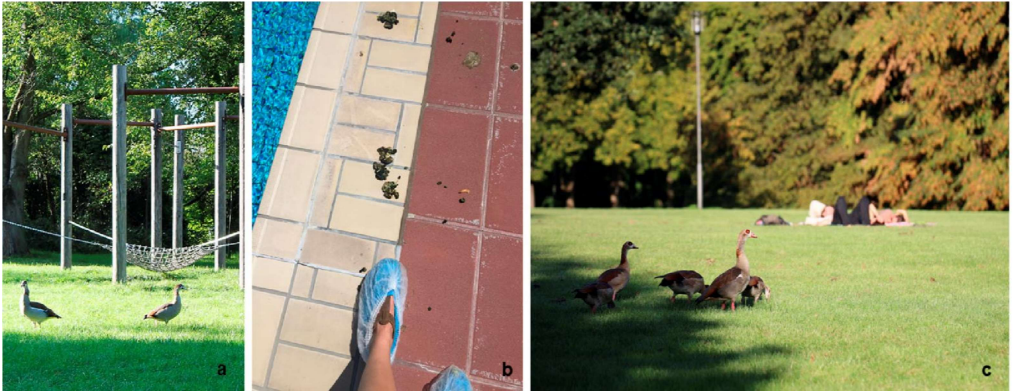


Figure 1. (a) Adult Egyptian geese (*Aloochen aegyptiaca*) in a public swimming pool park; (b) droppings of Egyptian geese around swimming pools and boot cover sampling procedure in urban swimming pools with a plastic boot cover and two cotton tubes; (c) Egyptian geese grazing on a lawn of a public swimming pool.

Nowadays, wild EG populations can be found with high densities in numerous German cities, parks, ponds and even in public swimming pools, resulting in serious faecal (dropping) contamination of environments, as recently reported [2,9]. Especially EG droppings on lawns, around natural water bodies or within waters may result in the eutrophication of ponds, thereby having a direct detrimental impact on freshwater ecosystems. Environmental EG dropping contamination is often underestimated, as a single adult can defecate daily approximately 0.7 kg of faeces. In addition, urban EG frequently form clusters, resulting in serious dropping contamination of popular public recreation areas for citizens and pets [10]. Consequently, many cities in western Germany have decided to engage professional hunters to limit numbers of urban EG in order to hamper pollution [2,11,12].

Despite these facts, there are only two reports in the literature focusing on the occurrence of intestinal zoonotic pathogens in synanthropic EG in Germany. One study focused on gastrointestinal parasites, identifying adults of *Echinostoma revolutum* in the gut of deceased animals [2], and another investigated bacteria and virus infections, where *Mycoplasma* spp. and influenza A were found [10]. Concerning *Salmonella* spp. infections in EG populations, there are neither reports on prevalence nor incidence, although wild EG meet criteria to act as natural hosts/carriers of zoonotic *Salmonella enterica* subsp. *enterica*, as described by Smith et al. [13]. Further, Smith et al. show in their review that Anseriformes are slightly under-represented in studies of *Salmonella* in wildlife compared to other avian orders.

Accordingly, geese and ducks (Anseriformes) are capable of transmitting and becoming ill with enteric *S. enterica* subsp. *enterica*. Therefore, not only sick EG but also asymptomatic animals may shed *S. enterica* subsp. *enterica* serovars into urban habitats [14]. The determined prevalences are strongly variable depending on the host species and the place of sampling (Table 1) [15].

Table 1. Detected prevalences of *Salmonella* spp. in waterfowl in Europe.

| Host Species | Country/Locality | Number of Examinations (n)/ Number Infected | Reference |
|--|--|--|-------------------------------|
| Canada geese (<i>Branta canadensis</i>) | Germany | 289/0 | Bönner et al. [16] |
| Grey lag geese (<i>Anser anser</i>) | Cologne Bay, Germany Niederrhein, Germany | 175/0 | Bolte et al. [17] |
| Brent Goose (<i>Branta bernicla</i>) Barnacle Goose (<i>Branta leucopsis</i>) Greylag Goose (<i>Anser anser</i>) White-fronted Goose (<i>Anser albifrons</i>) Pink-footed Goose (<i>Anser brachyrhynchus</i>) Bean Goose (<i>Anser fabalis</i>) | Sneek, The Netherlands Texel, The Netherlands Diepholz, Gernany Kampen/Zwolle, The Netherlands Wilhelmshafen, Germany Niederrhein, Germany | NG/0 | Holländer [18] |
| Wild ducks (no further information given) | Bavaria, Germany | 319/1 | Thierfelder et al. [19] |
| Canada goose (<i>Branta canadensis</i>) Mallard (<i>Anas platyrhynchos</i>) Mandarin duck (<i>Aix galericulata</i>) Muscovy duck (<i>Cairina moschata</i>) Mute swan (<i>Cygnus olor</i>) Greylag goose (<i>Anser anser</i>) | Austria Czech Republic | 50/0 51/2 | Konicek et al. [20] |
| Mute swan (<i>Cygnus olor</i>) | Denmark | 605/97 | Nielsen et al. [21] |
| Greylag goose (<i>Anser anser</i>) Mallard (<i>Anas platyrhynchos</i>) | Rogaland country, Norway | 219/1 5/0 | Lillehaug et al. [22] |
| Eurasian teal (<i>Anas crecca</i>) Tufted duck (<i>Aythya fuligula</i>) Common pochard (<i>Aythya ferina</i>) Eurasian widgeon (<i>Mareca penelope</i>) Gadwall (<i>Mareca strepera</i>) | London, United Kingdom | 80/3 198/10 130/4 12/0 15/0 | Mitchell and Ridgwell [23] |
| Canada goose (<i>Branta canadensis</i>) | Yorkshire, United Kingdom London, United Kingdom | 300/30 300/0 | Feare et al. [24] |

NG = not given.

Furthermore, bacteriological studies on waterfowl droppings in different urban parks of London and Yorkshire, United Kingdom (UK), showed divergent prevalences of *S. enterica* subsp. *enterica*. Detected *Salmonella* prevalences in the UK varied from 0% up to 20% in a single York park [24], whereas others showed lower prevalences of 4–5% but were still considered higher than the ones reported in Germany [23].

In contrast to waterfowls, much higher *Salmonella* spp. prevalences have been reported in wild (44.1% infected birds; $n = 34$) [20] and domestic Galliformes (1.3% infected layer flocks in 2022 in Germany; $n = 7009$) [25].

For epidemiological or nosological reasons, salmonellosis may be subdivided into systemic typhoid, para (non)-typhoid illness and acute gastroenteritis. More than 2,400 *Salmonella* serovars of *Salmonella enterica* subsp. *enterica* are known at present [26,27]. Irrespective of taxonomy, approximately 500 *S. enterica enterica* serovars are considered of zoonotic potential at present. Human infection is always initiated by the oral route, either directly by consumption of *Salmonella*-contaminated food or indirectly by contact with contaminated foodstuffs (e.g., meat, eggs, milk, cheese, mayonnaise, ice cream, weed and salads) [28]. Healthy adults might become infected by a single dose of approximately $1 \times$

10^4 – 10^6 bacteria, whereas neonates, young, old, as well as immunosuppressed patients might become infected with only 1×10^2 bacteria [29]. The importance of human salmonellosis in Germany is clearly evidenced by the high number of non-typhoid salmonellosis cases ($n = 13,700$) for the year 2019 reported to the Robert Koch Institute (RKI) in Berlin. Thus, human salmonellosis is still considered as the second-leading cause of acute gastroenteritis in this country, resulting in a negative impact not only for individuals but also for public health issues [23]. The highest incidences are primarily reported in children under three months of age [28]. Even more devastating, 0.1% of these infant cases have lethal outcomes [29]. Particularly in the toddler cohort (12–36 months) with marked geophagy and rather low hygiene awareness, the feco-oral route and smear infections are considered epidemiologically relevant as reported for other infant-associated enteric parasites (i.e., *Cryptosporidium parvum*, *Giardia intestinalis*) [30].

Epidemiological connections between various host species and the survival of *Salmonella* in the environment are potentially responsible for complicated human salmonellosis outbreaks [31]. Consequently, *Salmonella* has the capacity to survive and multiply in waterfowl faeces, thereby remaining infectious for up to a month in contaminated environments [13,24]. Conversely, *Campylobacter* replication, detection or persistence did not occur after two days in geese droppings [32]. Thus, humans might be exposed to *Salmonella*-containing EG droppings in different urban environments, including public swimming pools.

In order to clarify the potential role of synanthropic EG as a natural wild host of *S. enterica* subsp. *enterica* in cities, here we assessed the presence of this bacteria in collected droppings in different urban environments of Germany and Luxembourg. Furthermore, to assess bacterial persistence in EG droppings as close as possible to the real scenario observed in contaminated swimming pools, in vitro studies were conducted on the survival of *Salmonella* Anatum in spiked EG droppings under different chlorinated water conditions.

2. Materials and Methods

The samples were taken from February 2020 to June 2021 over all seasons to avoid seasonal distortions of results, regardless of the fact that previous studies have shown no seasonal fluctuations of *Salmonella* spp. prevalences in various waterfowl species [33].

Due to the fact that EG are in general non-migratory and limited to short-distance movements [2,8], the samples were taken in five different federal states of Germany and two cantons of Luxembourg (Figure 2).

All samples were examined in a specialised *Salmonella*-diagnostic laboratory, accredited to the current DIN ISO 17025 (2018) norm for laboratories [34].

2.1. Scat Samples

From January 2020 to June 2021, a total of 179 synanthropic EG ($n = 179$) were searched and thereafter observed in their urban habitats. These wild EG were living either as single individuals or in small or even large groups (especially in autumn and early winter months) with up to 70 animals. Whenever spontaneous EG defecation occurred, fresh scat samples were immediately collected in sterile 10 mL plastic tubes (Kruuse, Denmark). EG in groups were regarded as a cluster and not every animal was sampled, but a representative amount of scat samples was collected, as reported elsewhere [35,36]. *Salmonella*-related investigations have shown prevalences varying from 2% to 20% [24]. According to the literature [20–23], the expected prevalence of *Salmonella* spp. in an EG cluster was set at 10%. The sample size was calculated following the formula below of infinite population correction (Table 2).

$$n' = \frac{NZ^2P(P-1)}{d^2(N-1) + Z^2P(1-P)}$$

N = number of animals in the cluster.
 Z = level of confidence = 95%.
 P = expected proportion = 10%.
 D = precision of proportion = 5%.

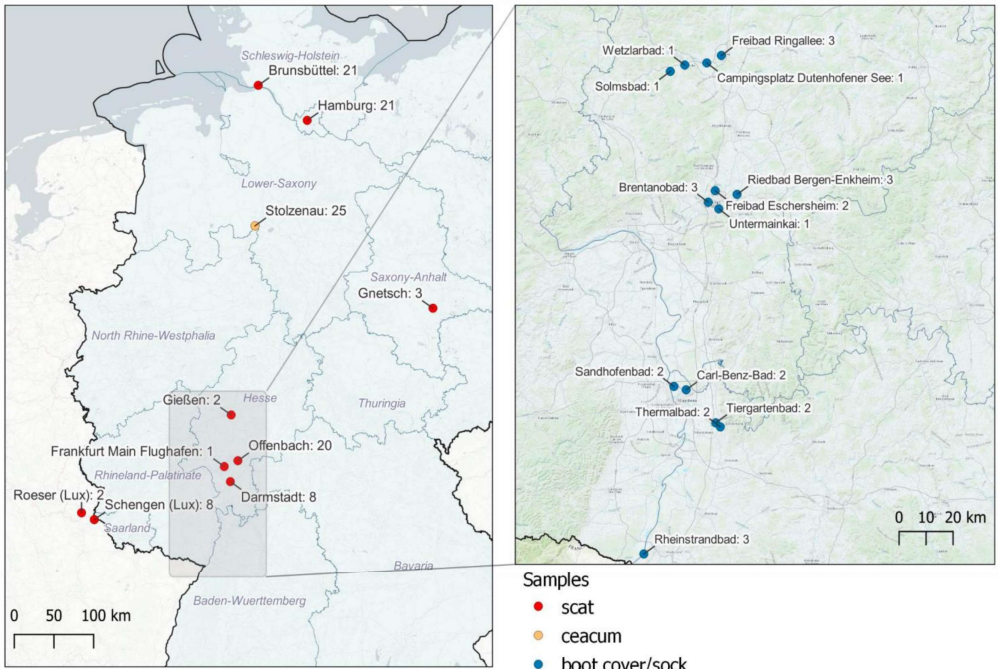


Figure 2. Sample sites in Germany and Luxembourg.

Table 2. Calculated sample sizes and respective number of animals in a cluster.

| Number of Animals per Cluster | Calculated Sample Size (Rounded to Number of Sampled Animals) |
|-------------------------------|---|
| 2 | 2 |
| 5 | 4 |
| 10 | 8 |
| 20 | 13 |
| 70 | 22 |

From 179 observed urban EG, 83 scat samples were collected from adults ($n = 83$) and 24 from pulli ($n = 24$) accompanied by their parents. Most of the sampled birds were living permanently in a synanthropic manner, but free-ranging animals were also sampled in peripheral parts of cities.

2.2. Boot Cover and Cecal Samples

For a better understanding of potential *Salmonella* transmission routes to humans via EG droppings, heavily contaminated areas with frequent EG-human interactions, such as urban and public swimming pools, were selected here (Figures 1b and 2). In all swimming

pools, boot cover sample collection was conducted as it is the preferred method in food safety control (FSC) of poultry industrial farms. These utensils are simple elastic cotton tubes which are pulled over either boots or shoes (Figure 1b) [37]. This method allows a large-scale sampling of an area and is comparable to or even more sensitive than the collection of individual scat samples [38].

Several German urban public swimming pools were identified with either a temporal or a permanent EG population. In total, 14 public pools allocated in the federal states of Hesse and Baden Wuerttemberg in six different towns were complaining of frequent EG dropping contamination in their areas. Three of them were public pools on the border of a natural freshwater body. Most of them had particular contamination problems around the heated baby/children swimming pools due to resting EG before and after the opening hours of the pool. These 14 public swimming pools were inspected to identify other waterfowl species. Most of them habituated not only EG but also Canada geese. At minimum two and at maximum six sock samples, depending on the size of the area and the number of geese, were taken. In total, 30 pairs of boot sock samples ($n = 30$) were taken. This sampling method was carried out following commission regulation (EU) No. 517/2011, paragraph 3.1.1. Plastic socks were put over shoes while sampling to prevent the contamination of different samples.

Taking into account that previous studies on *Salmonella*-inoculated chickens showed that not only the highest number of bacteria are found in caecum but that also that *Salmonella* spp. persist three times longer in this large intestine section [39], we decided to also include EG cecal samples of deceased animals. Twenty-five pairs of caeca from freshly dead EG, shot by hunters in Lower Saxony, were incubated in pools of 10 caeca.

2.3. *Salmonella* Detection

The scat samples were analysed following the *Salmonella* enrichment procedure described by the *Salmonella* reference laboratory in Biltoven (ISO 6579 (2017)) [40]. This method is the European and international standard method for detection of *Salmonella* spp. [41].

In brief, a minimum of 10 g faeces were incubated in buffered peptone water (1:10) at 37 °C for 18–24 h. Thereafter, three drops of the surface of this pre-enrichment culture were given on the modified-half solid-Rappaport-Vassiliadis Medium (MSRV). The MRSV culture was incubated for 48 h at 41 °C. After 24 h of incubation, the surface of the medium was controlled for bacterial growth for the first time. Suspect swarming colonies were transferred on two selective isolation agars. These were xylose-lysine-desoxycholate-

(XLD) and brilliant-green phenol-red lactose sucrose agar (BPLS), which were incubated at 37 °C for 24–48 h. *Salmonella* formed on XLD medium black colonies.

The elastic cotton tubes as well as the cecal samples were analysed with a combination of enrichment cultivation and a specific PCR. In order to record transmission pathways and the general contamination of swimming pool lawns, not only living germs should be recorded, but also non-infectious debris and viable but non-culturable (VBNC) germs. Therefore, a specific PCR was used for boot covers and cecal samples. The use of buffered peptone water as an enrichment cultivation increased the recovery of *Salmonella* in environmental samples by approximately 25% [42]. As already stated elsewhere, PCR methods are known to be as sensitive as the ISO 6579 (2017) for the detection of *Salmonella* spp. [43], and moreover they are able to detect non-swarming serovars of *Salmonella* spp. like *S. Gallinarum* nonetheless these serovars are in general of less zoonotic potential [44]. The samples were pre-incubated in buffered peptone water for 24 h at 37 °C to allow the best conditions for bacterial multiplication and to increase the sensitivity of specific PCRs. The elastic cotton tubes as well as the cecal sample pools were incubated in pairs in at minimum 225 mL of buffered peptone water for each pair. Further preparations and approaches were conducted following the instructions of the commercial qPCR-Kit *Salmonella* spp. from Kyt[®]. The kit is certified by the Friedrich-Löffler-Institute (FLI-B-656) according to § 11 paragraph 2 of the German Animal Health Act.

2.4. In Vitro Testing of *Salmonella* spp. Survival in Chlorinated Pool Water

In vitro tests of *Salmonella* spp. survival in EG droppings in tempered, chlorinated swimming pool water were implemented. Therefore, the intestinal content of EG was first frozen at $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ for several months to reduce the germ content. That content was divided in portions of 4 g and formed in artificial EG droppings. These ‘artificial EG droppings’ were then tested on XLD-agar for potential *Salmonella* spp. content.

S. Anatum (ATCC 9270) colonies grown on Columbia agar with 5% sheep blood were picked up and dispersed in 200 μL 0.9% NaCl solution. The number of cells was determined by triple dilution in a Neubauer counting chamber. With this method, it could be verified that the number of cells was proportional to the number of colony-forming units (CFU). Finally, 200 μL 0.9% NaCl solution with 40 CFU contained 3.3×10^{11} cells/mL and 20 CFU in 200 μL 0.9% NaCl solution contained 1.5×10^{11} cells/mL.

Each preformed ‘artificial EG dropping’ was spiked with 200 μL of the solution. They were suspended in 200 mL of four different swimming pool chlorine concentrations (please refer to Table 3). The fresh pool water sample containing chlorine concentrations demanded for public swimming pools was kindly provided by the ‘Sportschwimmhalle Dessau’, Dessau, Germany. Tap water (200 mL) was used as a negative control. Chlorine concentrations varying between 0.3 and 0.6 mg/L are the demanded ones by German authorities for all public pools according to the DIN 19643 (2023) norm [45].

Table 3. Chlorine concentrations used to analyse survival of *Salmonella* *Anatum* in spiked EG droppings.

| | 20 CFU <i>Salmonella</i> <i>Anatum</i> in 200 μL 0.9% NaCl Solution in 4 g Geese Dropping | 40 CFU <i>Salmonella</i> <i>Anatum</i> in 200 μL 0.9% NaCl Solution in 4 g Geese Dropping |
|------------------------|--|--|
| 0.2 mg/L free chlorine | 200 μL on XLD agar | 200 μL on XLD agar |
| 0.3 mg/L free chlorine | 200 μL on XLD agar | 200 μL on XLD agar |
| 0.5 mg/L free chlorine | 200 μL on XLD agar | 200 μL on XLD agar |
| 0.6 mg/L free chlorine | 200 μL on XLD agar | 200 μL on XLD agar |
| water without chlorine | 200 μL on XLD agar | 200 μL on XLD agar |

The beakers were incubated at $25\text{ }^{\circ}\text{C}$ to simulate a tempered swimming pool. After 30 min, 60 min and 6 h incubation, 200 μL of the solution was plated on XLD-agar plates. These XLD-agar plates were incubated for 18 h at $35\text{ }^{\circ}\text{C}$ and suspected colonies were identified by MALDI-TOF MS (Bruker, Bremen, Germany) analysis.

3. Results

Herein, we re-confirm the permanent presence of wild neozootic EG not only in urban parks, riversides and artificial urban ponds, but also in public swimming pools in various German cities. Most of the employees of public swimming pools were reporting either single EG pairs, particularly during spring and early summer, but also on increasingly notoriously greater numbers, i.e., EG clusters, during late summer and autumn. These synanthropic EG populations in public swimming pools often share these spaces with free-ranging Canada geese and less frequently with mallards.

Interestingly, in public swimming pools particularly flat and well-tempered chlorinated water bodies, such as the ones for babies and/or toddlers, are frequently preferred as resting areas of neozootic EG. Irrespective of these epidemiological criteria, none of analysed individual EG scat samples ($n = 179$), including ‘boot covered’ collected samples, were positive for *Salmonella*. All inhibition controls resulted PCR-positive in the HEX-curve therefore indicating that there were no PCR-inhibiting subjects in collected samples.

Regarding the question of whether *Salmonella* might be capable of surviving for a longer period of time (i.e., 30, 60, 180 min) in EG droppings exposed to chlorinated water, we performed in vitro trials with *S. Anatum*-spiked 'artificial EG droppings'. These trials showed the survival of *S. Anatum* in spiked EG droppings for all tested chlorine concentrations and for up to 180 min (Figure 3). As such, the *Salmonella*-positive XLD agars had the typical pink indication colour with black colonies in the edge regions. As expected, all bacterial colonies were pure *S. Anatum* cultures. The number of CFUs on XLD agar plates were too many to be counted manually. Additionally, for final bacterial species identification, a MALDI-TOF MS analysis was conducted, thereby confirming the identification of *Salmonella*.

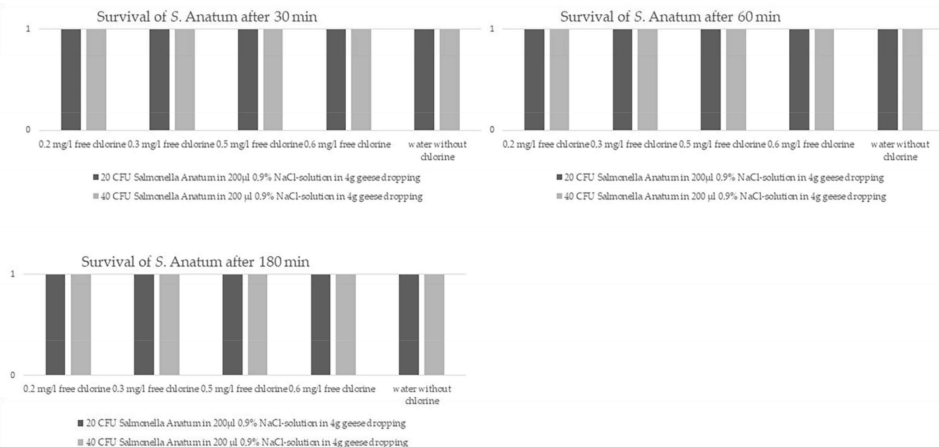


Figure 3. Survival of *Salmonella enterica* subsp. *enterica* serovar *Anatum* in different concentrations of chlorinated water after 30 min, 60 min and 180 min.

4. Discussion

Wild bird species which are closely associated with human activities or livestock are more likely than other species to show higher prevalences of intestinal anthroponotic serovars of *Salmonella* because of increased human-derived environmental contamination [13,15,23]. Epizootiological scenarios of transmission occur in urban environments contaminated with droppings of synanthropic EG. These complex species-species interactions will also allow potential spill-overs of zoonotic *Salmonella* [46–48]. In addition, neozootic species such as EG are natural reservoirs of infectious pathogens which might threaten domestic animal and human health [2].

Overall, the prevalence of *Salmonella* spp. in German urban EG populations seems to be extremely low, as none of the investigated scat samples resulted positive for this bacteria species. Even if a slightly higher prevalence might be estimated by considering a bias from the cultivation methods, the real prevalence is obviously very low. Consequently, *Salmonella* spp. prevalences in wild waterfowl of other European countries differ very strongly and range from 0% up to 20% in some limited areas [23,24,33]. The obtained 0% prevalences in the sampled EG droppings are in accordance with previous German studies focusing on *Salmonella* infections in closely related species, i.e., free-living Canada geese, grey lag geese and ducks, where no serotypes of *Salmonella* were detected as well [16–18]. Neither species-specific nor unspecific serovars of *Salmonella* spp. were found in all these former investigations. These results might initially suggest the inexistence of permanent circulating *Salmonella* infections within wild waterfowl populations in Germany, but more epidemiological monitoring studies with much larger sample numbers are urgently needed for final conclusions on the role of wild EG as reservoir hosts. Similarly to waterfowls, a rather low *Salmonella* prevalence was found in

rodent populations inhabiting public places of London, and most of them corresponding with *S. Typhimurium* serovars [24].

Another aspect that may lead to an underestimation of the prevalence in this work is an intermitting excretion and thus a reduction in detectability. *Salmonella* is known to be a bacterium that is intermittently shed by avian hosts [49]. Sampling single free-ranging individuals over several days is almost impossible in free-ranging birds. Therefore, sock samples and cecal samples were used in addition for these studies. Since *Salmonella* is able to persist in the environment up to a month, as shown by Feare et al., sock samples were taken as very sensitive environmental sample collection [24,50].

As reported for other waterfowl species, neozootic EG seem to be less susceptible to zoonotic *Salmonella* serovars circulating in other endemic wildlife and/or domestic animals. This alien bird species seems to be extremely adaptable to different environments, food supplies and infectious pathogens [2,6,51]. As reported for other alien species worldwide, the EG must possess a strong innate and adaptive immune system to efficiently combat new pathogens found in newly conquered habitats. In line with this, physical stress resulting from constant exposure to different or even adverse climate conditions should be less pronounced compared to other birds, as reflected in their fast spread into non-endemic European countries [2,9,52,53].

As mentioned above, described *Salmonella* spp. prevalences of wild waterfowl in other European countries differ very strongly and range from 0% up to 20% in some limited areas. Elmberg et al. posit that in some areas, prevalences might be that high because of contamination due to human waste and domestic pet defecation [33]. These authors recommended offering sanitary facilities for humans and dogs in parks and better hygiene procedures to avoid environmental contamination and the spread of this bacteria [13,33]. Conversely, in our present study no such heavily human waste-contaminated public areas were detected. Nonetheless, in certain urban parks or public swimming pools of larger cities, i.e., Frankfurt am Main or Mannheim, synanthropic EG populations might become exposed to human, pet or even rodent faeces. A study in another European city (Barcelona, Spain) was able to detect *S. Anatum* and *S. Corvallis* in urban wild boars ($n = 41$, 2 positive). Navarro-Gonzalez et al. also point out the comparatively close direct and indirect contact with civilisation through waste consumption, urban water surfaces and excretions [54]. Moreover, spill-over and spill-back between farm animals and urban areas would be possible for all free-ranging animals moving between rural and urban habitats.

Most of the swimming pool employees confirmed that the preferred places of wild EG in public pool gardens are frequently found around the baby/toddler pools, where these animals like to stand in the flat waters and/or graze around these pools. Unfortunately, toddlers as well as children under five years are the most exposed group in the population for salmonellosis [28]. Marked geophagy and less hygiene awareness in this cohort clearly increase the risk of oral infection [30]. More importantly, children are more susceptible to developing severe gastroenteritis and progression of salmonellosis [55].

Our in vitro trial on chlorinated water showed very clearly the survival of *S. Anatum* in tempered swimming pool water, therefore justifying EG protection measures for public swimming pools as recently proposed by some German city municipalities [56]. Different former investigations tested much higher chlorine concentrations to disinfect different organic material such as carcasses or seeds contaminated with *Salmonella* spp. with more or less success [57,58]. All authors reported on the chlorine resistance of different *Salmonella* strains, thereby demanding future detailed investigations on disinfection strategies. Which organic material is disinfected by chlorination seems to be decisive, but in contrast the temperature seems to have no influence on *Salmonella* survival [57,59–61]. Organic materials with high protein contents are prone to promote bacterial survival, as especially amino acids (aa) are binding free chlorine molecules, thus reducing their ability to kill bacteria [58]. *Salmonella* spp. are excreted in geese droppings, which contain different concentrations of proteins depending on the nutrients and thereby building a 'protective aa wall' against free chlorine molecules [62]. Although the dilution of the droppings in the dimensions of a swimming pool is much higher than in the used small beakers of our in vitro trial, an infectivity over hours of the bacteria can be presumed.

Even though in this study no *Salmonella* spp. were detected in EG droppings, most probably due to the small sample size ($n = 138$), the risk of potential shedding of zoonotic serovars is given and an exclusion of this transmission risk is not possible. Therefore, yearly bacterial monitoring performed with boot covers of neozootic EG droppings, particularly in public swimming pools or urban ponds, should be recommended. The same holds true for scat samples originating from endemic waterfowl species visiting urban pools in order to avoid transmission to humans. Not only is the use of boot covers during scat sample collection important in order to increase sensitivity, but also the determination of *S. enterica* subsp. *enterica* serovars to evaluate the real zoonotic risk. Finally, high standard hygiene procedures are recommended for all employees of public pools as well as visitors of urban pools and parks, including strict hand hygiene and the avoidance of water drinking.

5. Conclusions

In contrast to the widespread acceptance that waterfowls like chickens are frequent spreaders and shedders of enteric *Salmonella* spp., this study did not find any positive synanthropic EG. Finally, to avoid the emergence of human salmonellosis in urban areas with abundant and permanent EG populations, the authors recommend the regular screening of predisposed sites with significant dropping contamination and additionally recommend high personal hygiene awareness.

Author Contributions: Conceptualization, E.F.F. and R.M.; methodology, E.F.F. and R.M.; investigation, E.F.F.; resources, A.T., C.H. and M.T.; writing—original draft preparation, E.F.F. and C.H.; writing—review and editing, C.H.; visualization, E.F.F.; supervision, A.T. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding: This research received no external funding.

Informed Consent Statement: Not applicable.

Data Availability Statement: Data are available on request only due to legal, or commercial reasons. Some public swimming-pool-operators wish to be treated anonymously.

Acknowledgments: We would like to thank the hunter of the city of Darmstadt and the hunters of Jagdschloss Springe, as all of them have kindly donated numerous shot animals to this project. Furthermore, we would like to thank many public swimming pools for their cooperation as well as the laboratory assistants of Avicare+ for their help. Thanks also to Linda Rogge, who helped to find the best geographical distribution for sample collections.

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

References

1. Huysentruyt, F.; van Moer, K.; Adriaens, T. Testing the efficacy of different Larson trap designs for trapping Egyptian geese (*Alopochen aegyptiaca* L.) in Flanders (northern Belgium). *MBI* **2022**, *13*, 391–405. [CrossRef]
2. Fischer, E.F.; Recht, S.; Vélez, J.; Rogge, L.; Taubert, A.; Hermosilla, C.R. Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. *Diversity* **2023**, *15*, 388. [CrossRef]
3. Dachverband Deutscher Avifaunisten Database. Deutschlandweite Nilgansbeobachtungen. Available online: https://www.ornitho.de/index.php?m_id=81&sp_tg=1&speciesFilter=&frmSpecies=81&frmDisplay=Auflisten (accessed on 31 January 2022).
4. Sutherland, W.J.; Allport, G. The distribution and ecology of naturalized Egyptian Geese *Alopochen aegyptiaca* in Britain. *Bird Study* **1991**, *38*, 128–134. [CrossRef]
5. Gyimesi, A.; Lensink, R. *Risk Analysis of the Egyptian Goose in the Netherlands*; Burau Waardenburg: Culemborg, The Netherlands, 2010.
6. Brown, L.H.; Urban, E.K.; Newman, K. *The Birds of Africa: Volume 1*; Academic Press Inc. (London) Ltd.: London, UK, 1982; ISBN 0-12-137301-0.
7. Huysentruyt, F.; Callaghan, C.T.; Strubbe, D.; Winston, K.; Adriaens, T.; Brooks, D.M. Egyptian Goose (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766). In *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; Downs, C.T., Hart, L.A., Eds.; CABI: Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
8. Downs, C.T.; Hart, L.A. (Eds.) *Invasive Birds: Global Trends and Impacts*; CABI: Boston, MA, USA, 2020; ISBN 9781789242065.
9. Fischer, E.F.; Schlohsarczyk, E.K.; Gröf, M.; Gärtner, U.; Taubert, A.; Hermosilla, C. New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: *Hystrichosis*-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766) in Germany. *Pathogens* **2023**, *12*, 663. [CrossRef]
10. Kowarik, I.; Boye, P. *Biologische Invasionen: Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa*; 76 Tabellen; Ulmer: Stuttgart, Germany, 2003; ISBN 978-3800139248.

11. Bundesnaturschutzgesetz: BNatSchG. 1976. Available online: https://www.gesetze-im-internet.de/bnatschg_2009/ (accessed on 1 October 2023).
12. (EU) Nr. 1143/2014. 2014. Available online: <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/DE/TXT/PDF/?uri=CELEX:32014R1143> (accessed on 1 October 2023).
13. Smith, O.M.; Snyder, W.E.; Owen, J.P. Are we overestimating risk of enteric pathogen spillover from wild birds to humans? *Biol. Rev. Camb. Philos. Soc.* **2020**, *95*, 652–679. [CrossRef]
14. Barrow, P.A.; Methner, U. (Eds.) *Salmonella in Domestic Animals*; CABI: Boston, MA, USA, 2000; ISBN 0-85199-261-7.
15. Daoust, P.-Y.; Prescott, J.F. Salmonellosis. In *Infectious Diseases of Wild Birds*, 1st ed.; Thomas, N.J., Hunter, D.B., Atkinson, C.T., Eds.; John Wiley & Sons: New York, NY, USA, 2008; ISBN 9780470344361.
16. Bönner, B.M.; Lutz, W.; Jäger, S.; Redmann, T.; Reinhardt, B.; Reichel, U.; Krajewski, V.; Weiss, R.; Wissing, J.; Knickmeier, W.; et al. Do Canada geese (*Branta canadensis* Linnaeus, 1758) carry infectious agents for birds and man? *Eur. J. Wildl. Res.* **2004**, *50*, 78–84. [CrossRef]
17. Bolte, A.L.; Lutz, W.; Kaleta, E.F. Investigation of the occurrence of infective agents among free living gray geese (*Anser anser* Linne, 1758). *Z. Jagdwiss.* **2000**, *46*, 176–179.
18. Holländer, R. Die aerobe bakterielle darmflora verschiedener überwinternder gänsearten. *Zentralblatt Bakteriol. Mikrobiol. Hygiene. 1. Abt. Originale. A Med. Mikrobiol. Infekt. Und Parasitol.* **1982**, *252*, 394–400. [CrossRef]
19. Thierfelder, S.; Schmitz, A.; Rinder, M.; Deutz, A.; Korbel, R. *Untersuchungen zum Vorkommen Humanpathogener Bakterien bei Wildlebendem Wassergeflügel in Bayern*; Wiener Tierärztliche Monatsschrift, University of Veterinary Medicine Vienna: Wien, Austria, 2019.
20. Konicek, C.; Vodrázka, P.; Barták, P.; Knotek, Z.; Hess, C.; Racka, K.; Hess, M.; Troxler, S. Detection of zoonotic pathogens in wildbirds in the cross-border region Austria-Czech Republik. *J. Wildl. Dis.* **2016**, *52*, 850–861. [CrossRef]
21. Nielsen, B.B.; Clausen, B.; Elvestad, K. The incidence of *Salmonella* bacteria in wild-living animals from Denmark and in imported animals. *Nord. Veterina.* **1981**, *33*, 427–433.
22. Lillehaug, A.; Monceyron, J.C.; Bergsjø, B.; Hofshagen, M.; Tharaldsen, J.; Nesse, L.L.; Handeland, K. Screening of feral pigeon (*Columba livia*), mallard (*Anas platyrhynchos*) and graylag goose (*Anser anser*) populations for *Campylobacter* spp., *Salmonella* spp., avian influenza virus and avian paramyxovirus. *Acta Vet. Scand.* **2005**, *46*, 193–202. [CrossRef]
23. Mitchell, T.R.; Ridgwell, T. The frequency of salmonellae in wild ducks. *J. Med. Microbiol.* **1971**, *4*, 359–361. [CrossRef] [PubMed]
24. Feare, C.J.; Sanders, M.F.; Blasco, R.; Bishop, J.D. Canada goose (*Branta canadensis*) droppings as a potential source of pathogenic bacteria. *J. R. Soc. Promot. Health* **1999**, *119*, 146–155. [CrossRef] [PubMed]
25. Bundesinstitut für Risikobewertung. *Salmonellen-Bekämpfungsprogramm—Ergebnisse für das Jahr 2022: Kein Einheitlicher Trend für alle Geflügel- und Nutzungsarten: Stellungnahme Nr. 028/2023 des BfR vom 19. Juni 2023*; Bundesinstitut für Risikobewertung: Berlin, Germany, 2023.
26. Selbitz, H.-J.; Truyen, U.; Valentin-Weigand, P. *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*; Georg Thieme Verlag KG: Stuttgart, Germany, 2023; ISBN 9783132442511.
27. Kayser, F.H.; Böttger, E.C.; Deplazes, P.; Haller, O.; Roers, A. *Taschenlehrbuch Medizinische Mikrobiologie*; Thieme: Stuttgart, Germany, 2014; ISBN 978-3-13-444813-9.
28. Judd, M.C.; Hoekstra, R.M.; Mahon, B.E.; Fields, P.I.; Wong, K.K. Epidemiologic patterns of human *Salmonella* serotype diversity in the USA, 1996-2016. *Epidemiol. Infect.* **2019**, *147*, e187. [CrossRef]
29. RKI-RKI-Ratgeber-Salmonellose. Available online: https://www.rki.de/DE/Content/Infekt/EpidBull/Merkblaetter/Ratgeber_Salmonellose.html (accessed on 22 August 2021).
30. Tam, M.A.; Rydström, A.; Sundquist, M.; Wick, M.J. Early cellular responses to *Salmonella* infection: Dendritic cells, monocytes, and more. *Immunol. Rev.* **2008**, *225*, 140–162. [CrossRef] [PubMed]
31. Simon, S.; Pietsch, M.; Fischer, J.; Lamparter, C.; Meinen, A.; Flieger, A. Salmonellose beim Menschen- von alten Bekannten und neuen Vehikeln. *Jena*, 27 September 2023.
32. Moriarty, E.M.; Weaver, L.; Sinton, L.W.; Gilpin, B. Survival of *Escherichia coli*, enterococci and *Campylobacter jejuni* in Canada goose faeces on pasture. *Zoonoses Public Health* **2012**, *59*, 490–497. [CrossRef]
33. Elmberg, J.; Berg, C.; Lerner, H.; Waldenström, J.; Hessel, R. Potential disease transmission from wild geese and swans to livestock, poultry and humans: A review of the scientific literature from a One Health perspective. *Infect. Ecol. Epidemiol.* **2017**, *7*, 1300450. [CrossRef]
34. *DIN EN ISO/IEC 17025 (2018-03)*; Allgemeine Anforderungen an die Kompetenz von Prüf- und Kalibrierlaboratorien. Beuth: Berlin, Germany, 2018.
35. Naing, L.; Winn, T.; Rusli, B.N. Practical Issues in Calculating the Sample Size for Prevalence Studies. *Orofác. Sci.* **2006**, *1*, 9–14.
36. Kreienbrock, L.; Pigeot, I.; Ahrens, W. *Epidemiologische Methoden*, 5th ed.; Springer Spektrum: Berlin/Heidelberg, Germany, 2012; ISBN 9783827423337.

37. Skov, M.N.; Carstensen, B.; Tornøe, N.; Madsen, M. Evaluation of sampling methods for the detection of *Salmonella* in broiler flocks. *J. Appl. Microbiol.* **1999**, *86*, 695–700. [[CrossRef](#)]
38. Buhr, R.J.; Richardson, L.J.; Cason, J.A.; Cox, N.A.; Fairchild, B.D. Comparison of four sampling methods for the detection of *Salmonella* in broiler litter. *Poult. Sci.* **2007**, *86*, 21–25. [[CrossRef](#)]
39. Duchet-Suchaux, M.; Lechopier, P.; Marly, J.; Bernardet, P.; Delaunay, R.; Pardon, P. Quantification of Experimental *Salmonella enteritidis* Carrier State in B13 Leghorn Chicks. *Avian Dis.* **1995**, *39*, 796. [[CrossRef](#)]
40. ISO 6579-1 (2017-02); Mikrobiologie der Lebensmittelkette- Horizontales Verfahren zum Nachweis, zur Zählung und zur Serotypisierung von Salmonellen- Teil I: Nachweis von *Salmonella* spp. Beuth: Berlin, Germany, 2017.
41. Mooijman, K.A.; Pielaat, A.; Kuijpers, A.F.A. Validation of EN ISO 6579-1-Microbiology of the food chain-Horizontal method for the detection, enumeration and serotyping of *Salmonella*-Part 1 detection of *Salmonella* spp. *Int. J. Food Microbiol.* **2019**, *288*, 3–12. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
42. Thomason, B.M.; Dodd, D.J.; Cherry, W.B. Increased recovery of salmonellae from environmental samples enriched with buffered peptone water. *Appl. Environ. Microbiol.* **1977**, *34*, 270–273. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
43. Eriksson, E.; Aspan, A. Comparison of culture, ELISA and PCR techniques for salmonella detection in faecal samples for cattle, pig and poultry. *BMC Vet. Res.* **2007**, *3*, 21. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
44. Grunkemeyer, V.L. Zoonoses, public health, and the backyard poultry flock. *Vet. Clin. N. Am. Exot. Anim. Pract.* **2011**, *14*, 477–490. [[CrossRef](#)]
45. DIN 19643-1 (2023-06); Aufbereitung von Schwimm- und Badebeckenwasser- Teil 1: Allgemeine Anforderungen. Beuth: Berlin, Germany, 2023.
46. Daszak, P.; Cunningham, A.A.; Hyatt, A.D. Emerging infectious diseases of wildlife--threats to biodiversity and human health. *Science* **2000**, *287*, 443–449. [[CrossRef](#)]
47. Toyofuko, H.; Schlundt, J.; Fisher; Artois, M.; Morner, M.; Tate, C. The role of wildlife in emerging and re-emerging zoonoses. *Rev. Sci. Tech. OIE* **2004**, *23*, 485–496. [[CrossRef](#)]
48. Thompson, R.C.A.; Kutz, S.J.; Smith, A. Parasite zoonoses and wildlife: Emerging issues. *Int. J. Environ. Res. Public Health* **2009**, *6*, 678–693. [[CrossRef](#)]
49. van Immerseel, F.; De Buck, J.; Pasmans, F.; Bohez, L.; Boyen, F.; Haesebrouck, F.; Ducatelle, R. Intermittent long-term shedding and induction of carrier birds after infection of chickens early posthatch with a low or high dose of *Salmonella enteritidis*. *Poult. Sci.* **2004**, *83*, 1911–1916. [[CrossRef](#)]
50. Pacholewicz, E.; Wisselink, H.J.; Koene, M.G.J.; van der Most, M.; Gonzales, J.L. Environmental Sampling Methods for Detection of *Salmonella* Infections in Laying Hens: A Systematic Review and Meta-Analysis. *Microorganisms* **2023**, *11*, 2100. [[CrossRef](#)]
51. Callaghan, C.T.; Brooks, D.M. Ecology, Behavior, and Reproduction of Invasive Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) in Texas. *Bull. Tex. Ornithol. Soc.* **2016**, *49*, 37–45.
52. Møller, A.P.; Cassey, P. On the relationship between T-cell mediated immunity in bird species and the establishment success of introduced populations. *J. Anim. Ecol.* **2004**, *73*, 1035–1042. [[CrossRef](#)]
53. Lee, K.A.; Klasing, K.C. A role for immunology in invasion biology. *Trends Ecol. Evol.* **2004**, *19*, 523–529. [[CrossRef](#)]
54. Navarro-Gonzalez, N.; Casas-Díaz, E.; Porrero, C.M.; Mateos, A.; Domínguez, L.; Lavín, S.; Serrano, E. Food-borne zoonotic pathogens and antimicrobial resistance of indicator bacteria in urban wild boars in Barcelona, Spain. *Vet. Microbiol.* **2013**, *167*, 686–689. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
55. Wen, S.C.; Best, E.; Nourse, C. Non-typhoidal *Salmonella* infections in children: Review of literature and recommendations for management. *J. Paediatr. Child Health* **2017**, *53*, 936–941. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
56. DPA. Zwölf Nilgänse an Bädern geschossen: Jagd beendet. *Frankfurter Allgemeine Zeitung*, 19 February 2023.
57. Northcutt, J.K.; Smith, D.P.; Musgrove, M.T.; Ingram, K.D.; Hinton, A. Microbiological impact of spray washing broiler carcasses using different chlorine concentrations and water temperatures. *Poult. Sci.* **2005**, *84*, 1648–1652. [[CrossRef](#)]
58. Mohamed, T.M.; Parveen, S.; Ludwig, J.B.; Oscar, T.P. Chlorine inactivation of *Salmonella* Kentucky isolated from chicken carcasses: Evaluation of strain variation. *J. Food Prot.* **2015**, *78*, 414–418. [[CrossRef](#)]
59. Jaquette, C.B.; Beuchat, L.R.; Mahon, B.E. Efficacy of chlorine and heat treatment in killing *Salmonella stanley* inoculated onto alfalfa seeds and growth and survival of the pathogen during sprouting and storage. *Appl. Environ. Microbiol.* **1996**, *62*, 2212–2215. [[CrossRef](#)]
60. Refsum, T.; Holstad, G.; Kapperud, G.; Handeland, K. An investigation of *Salmonella* bacteria in waterfowls and migratory birds in Norway. *Acta Vet. Scand.* **2005**, *46*, 95–100.
61. Stopforth, J.D.; Mai, T.; Kottapalli, B.; Samadpour, M. Effect of acidified sodium chlorite, chlorine, and acidic electrolyzed water on *Escherichia coli* O157:H7, *Salmonella*, and *Listeria monocytogenes* inoculated onto leafy greens. *J. Food Prot.* **2008**, *71*, 625–628. [[CrossRef](#)]

62. King, D.; Ragland, D.; Adeola, O. Apparent and true metabolizable energy values of feedstuffs for ducks. *Poult. Sci.* **1997**, *76*, 1418–1423. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]

Disclaimer/Publisher's Note: The statements, opinions and data contained in all publications are solely those of the individual author(s) and contributor(s) and not of MDPI and/or the editor(s). MDPI and/or the editor(s) disclaim responsibility for any injury to people or property resulting from any ideas, methods, instructions or products referred to in the content.

VI. Zusätzliche Untersuchungen/Kooperationen und deren Ergebnisse

Untersuchungen auf *Escherichia coli* im Magen-Darm-Trakt von Nilgänsen

Während der durchgeführten Sektionen wurde bei 20 zuvor eingefrorenen Nilgänsen ein Schnitt am Übergang zwischen Duodenum und Jejunum gesetzt. Aus diesem wurde mittels eines Tupfers eine geringe Menge Ingesta auf einen Gassner-Agar (Wasserblau-Metachromgelb-Lactose-Agar) und einen chromogenen Agar für coliforme Keime übertragen und ausgestrichen. Die Platten wurden 24 Stunden bei 37 °C bebrütet.

Verdächtige Kolonien wurden mittels MALDI-TOF Massenspektrometrie untersucht.

Es ließen sich keine Stämme der Spezies *E. coli* nachweisen.

Pathologische Veränderungen außerhalb von Parasiteninfektionen in untersuchten Tierkörpern

Eine in Darmstadt geschossene Nilgans zeigte eine Aerosacculitis im *Saccus thoracicus caudalis*. Die Wände des Luftsacks waren trüb und verdickt. Der Luftsack selbst war mit einer gelben verkäsenden Masse gefüllt (Abbildung 3). Es wurde ein Tupfer unmittelbar aus der Veränderung sowie ein Tupfer aus dem Knochenmark des Femurs zum Nachweis eines potenziellen septikämischen Prozesses entnommen.

Die Tupfer wurden auf Schafblut-Agar und Gassner-Agar ausgestrichen und für 24 Stunden bei 37° C (microaerophil: Schafblut-Agar und aerob: Gassner-Agar) bebrütet. Eine Kolonie von *Staphylococcus* spp. wurde auf Müller-Hinton-Agar mit Blutzusatz übertragen und mit Antibiotikaplättchen für 24 Stunden bei 37° C aerob bebrütet. Eine coliforme Kolonie wurde auf Müller-Hinton-Agar übertragen und ebenfalls mit Antibiotikaplättchen mit den Wirkstoffen (Enrofloxacin, Colistin, Amoxicillin, Florfenicol, Neomycin, Doxycyclin) aerob bebrütet. Die Hemmstoffhöfe wurden ausgemessen.

Aus dem Luftsack und auch aus dem Knochenmark ließen sich sowohl Kolonien der Gattung *Staphylococcus* spp. als auch zwei coliforme Stämme differenzieren. Es ließ sich allein bei den coliformen Stämmen eine vollständige Resistenz gegenüber dem Wirkstoff Colistin nachweisen. Für allen anderen mittels Agardiffusionstest überprüften antibiotischen Wirkstoffe waren die Stämme als sensibel einzuordnen.

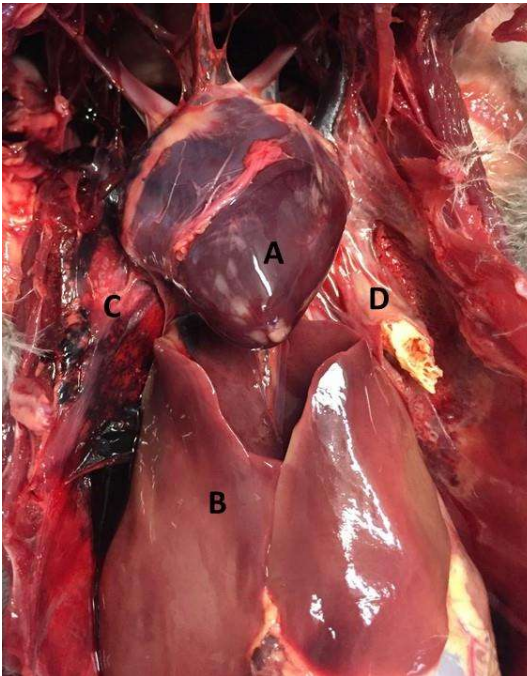


Abbildung 3: Eröffnete Körperhöhle einer Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*), Ansicht von ventral nach dorsal, (A) Herz mit eröffnetem Herzbeutel, (B) Leber, (C) Lunge mit tötungsbedingten Einblutungen, (D) Aerosacculitis im *Saccus thoracicus caudalis* mit verdickten, trüben Luftsackwänden

Untersuchung auf zystenbildende Coccidien (*Sarcocystis* spp., *T. gondii*) sowie Bornaviren

Während der Sektionen wurden die *Mm. pectoralis* auf makroskopische Anzeichen einer Infektion mit *Sarcocystis rileyi* untersucht. Keiner der besichtigten Muskeln zeigte makroskopisch sichtbare Anzeichen einer Infektion mit *S. rileyi*.

Zudem wurden 48 entnommene Gehirne ($n = 48$) wurden mittels MC-RT PCR auf *T. gondii* (Opsteegh et al. 2010) untersucht. Die Untersuchung erfolgte gepoolt mit Organproben von jeweils fünf Tieren. DNA-Extraktionen und PCRs erfolgten durch das Nationale Referenzlabor für Toxoplasmose des Friedrich-Löffler-Instituts (FLI) auf der Insel Riems, Deutschland.

Bei 48 Tieren wurde das Gehirn entnommen und mittels RT-qPCRs ABBV-1 MD und ABBVcon P (Sigrist et al., Viruses, 2021) RNA auf Wassergeflügelbornaviren ABBV-1 und ABBV-2 und mittels RT-qPCR panBorna (Schlottau et al., NEJM, 2018) auf RNA eines breiteren Spektrums verschiedener Orthobornaviren untersucht. Die Untersuchung erfolgte gepoolt mit Organproben von jeweils fünf Tieren. RNA-Extraktionen und PCRs erfolgten durch das FLI.

Alle von FLI durchgeführten Untersuchungen zur Detektion von *T. gondii*- und auf Bornavirus-Infektionen kamen zu einem negativen Ergebnis und wurden nicht publiziert.

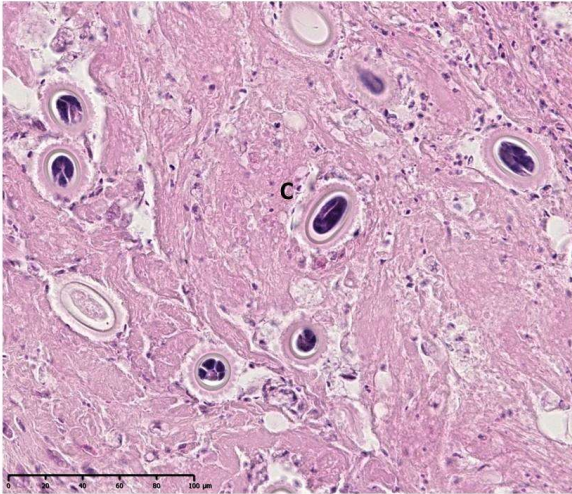
Sequenzierung von *P. minutus*-Exemplaren in Kooperation mit dem Zentrum für aquatische Ökologie und dem Zentrum für Wasser- und Umweltwissenschaften der Universität Duisburg, Essen

Fünf adulte Exemplare von *P. minutus*, die bei Albertshofen geschossenen Nilgänsen entnommen wurden, konnten mittels spezifischer Primer für eine Teilsequenz des COX1-Gens (Grabner et al. 2020) zur Unterscheidung von *Polymorphus minutus* Typ 1, 2 oder 3 untersucht werden. Es wurde *P. minutus* Typ 1 hier identifiziert.

Histologische Untersuchung einer Acuariidose im Proventriculus von Nilgänsen

Alle histologischen Untersuchungen zur aviären Acuariidose im Proventriculus wurden am Institut für Veterinärpathologie der Justus-Liebig-Universität Gießen, durchgeführt. Es wurden Querschnitte des betroffenen Organs angefertigt und in Paraffin eingelegt. Die Schnitte von 3 µm wurden angefertigt und mit Hematoxylin and Eosin (H&E) und mit Periodic acid-Schiff Reaktion (PAS) gefärbt.





Abbildungen 4 und 5: Proventriculitis bei *Alopochen aegyptica* mit Nematodenanschnitten aus der Familie Acuariidae (HE-Färbung)

A: Cuticula von einem Nematoden (Acuariidae) mit typischer Dornenreihe (Kollaretten)

B: gravider Uterus (die Eier entsprechen nicht der Originalgröße aufgrund der Schrumpfung während des Färbeprozesses)

C: granulomatöse Entzündung der *Lamina muscularis* umgeben von einer Bindegewebsproliferation, dickschalige, glatte, embryonierte Eier (die Eier entsprechen nicht der Originalgröße aufgrund der Schrumpfung während des Färbeprozesses)

Konfidenzintervalle sowie Befallsintensitäten der in Tiersektion und koprologisch ermittelten Endoparasitenprävalenzen

Tab. 3 Zweiseitiges 95%-Konfidenzintervall der ermittelten Endoparasitenprävalenzen bei *Alopochen aegyptiaca* in Deutschland

| Spezies | Prävalenz (Adult <i>n</i> = 114/ Eier <i>n</i> = 148) | Zweiseitiges 95%- Konfidenzintervall | Anzahl der Individuen pro Wirt (Durchschnittliche Befallsintensität) |
|------------------------------|---|---|---|
| <i>Hystrichis tricolor</i> | 10,5 % (Adult) 1,4 % (Eier) | (5,56 %, 17,67 %) (0,16 %, 4,8 %) | 1-7 (2,8) |
| <i>Echinuria uncinata</i> | 2,6 % (Adult) 0,7 % (Eier) | (0,55 %, 7,5 %) (0,02 %, 3,71 %) | 2-3 (2,4) |
| <i>Porrocaecum</i> spp. | 0,9 % (Adult) 0,7 % (Eier) | (0,02 %, 4,79 %) (0,02 %, 3,71 %) | 1 (1) |
| <i>Ascaridia galli</i> | 1,8% (Adult) 0,7 % (Eier) | (0,21 %, 6, 19%) (0,02 %, 3,71 %) | 3-10 (6,5) |
| <i>Cloacotenia</i> spp. | 2,6 % (Adult) | (0,55 %, 7,5 %) | 1 (1) |
| <i>Polymorphus minutus</i> | 7,9 % (Adult) | (3,67 %, 14,46 %) | 1-7 (2,1) |
| <i>Echinostoma revolutum</i> | 7,9 % (Adult) | (3,67 %, 14, 46 %) | 1-6 (1,6) |
| <i>Echinostoma grandis</i> | 0,9 % (Adult) | (0,02 %, 4,79 %) | 1 (1) |
| <i>Echinostoma</i> spp. | 6,8 % (Eier) | (3,29 %, 12, 07 %) | |
| <i>Capillaria</i> spp. | 2,0 % (Eier) | (0,42 %, 5,81 %) | |
| <i>Syngamus trachae</i> | 0,7 % (Eier) | (0,02 %, 3,71 %) | |
| <i>Amidostomum anseris</i> | 0,7 % (Eier) | (0,02 %, 3,71 %) | |
| Notocotylidae | 0,7 % (Eier) | (0,02 %, 3,71 %) | |

VII. Diskussion und Ausblick

Die in dieser Dissertation vorgestellten Ergebnisse liefern neue parasitologische Daten zum Verständnis und Vorhersage einer erfolgreichen ökologischen Invasion, in diesem Falle der Nilgans, in Mitteleuropa. Der Prozess der Nilgansinvasion ist eine multifaktorielle und komplexe Interaktion mit einer für dieser Vogelart fremden abiotischen und biotischen Umgebung. Im spezifischen Fall der Nilgans beinhaltet dieser Prozess einen Klimazonenwechsel aus der Tropenzone in die kühlgemäßigte Zone mit ozeanischen und subozeanischen Klimaten.

Parasitenübertragungen durch gebietsfremde Spezies haben einen größeren Einfluss auf die indigene Biodiversität als eine neue Ressourcenkonkurrenz durch eine gebietsfremde Art (Blackburn et al. 2009; Rogers und Kark 2020). In den hier vorgelegten Studien wurde vorrangig der Aspekt potenzieller Krankheitsübertragungen beleuchtet. Es wurde die Rolle der gastrointestinalen Endoparasiten in den Vordergrund gestellt. Diese lassen sich als Bioindikatoren für die zurückliegenden Interaktionen mit der biotischen Umgebung der allochthonen Spezies nutzen. Ebenfalls wurden ausgewählte potenzielle anthroozoonotische Risiken, welche von synanthropen Invasoren ausgehen, evaluiert, um der vielfach emotional geführten öffentlichen Diskussion eine wissenschaftliche Basis zu liefern. Die Nilgans ist eine erfolgreich etablierte allochthone Wasservogelspezies in Mitteleuropa, deren weitere Ausbreitung sich immer noch fortsetzt. Parasitenpopulationen sind in der Lage, die befallene Wirtspopulation in ihrer Entwicklung zu beeinflussen (Anderson 1978; Loye und Zuk 1991; Scott 2023). Jedoch sind die physiologischen Herausforderungen einer erfolgreichen Invasion so divers, dass kein Aspekt allein in den Vordergrund gestellt werden darf und dass ein so wichtiger Faktor wie die stattfindenden Parasit-Wirt-Interaktionen keinesfalls vernachlässigt werden dürfen.

Das erste wichtige Ergebnis der hier vorliegenden parasitologischen Untersuchungen war, dass deutsche Nilgänse nicht mit exotischen oder gebietsfremden Endo- oder Ektoparasiten besiedelt waren. Beispielsweise ließen sich hier die Spezies *Epomidiostomum querquedulae* vermuten, die zwar bei Wassergeflügel in Zentralafrika vorkommen, nicht aber in Mitteleuropa. Diese Beobachtung unterstützt mehrere Thesen zu erfolgreichen ökologischen Invasionen, aber auch zum ursprünglichen Etablierungsbeginn der Spezies *A. aegyptiaca* in Mitteleuropa. Höchstwahrscheinlich wurden durch den Eintrag von wenigen Nilgänsen als Park- und Ziervögel im 17. Jahrhundert keine Endoparasiten in Europa eingetragen (EEH). Der mögliche Parasiteneintrag von gebietsfremden Arten war meist begrenzt, da nur wenige Individuen anthropogen über biogeografische Grenzen hinweg verbracht wurden (Paterson et al. 1999). Daher wird das Zurücklassen von Parasiten in den beheimateten Gebieten als wichtiger für einen erfolgreichen Etablierungsprozess betrachtet als das Mitbringen derselben in die neuen Lebensräume (Drake 2003). Der zusätzliche Eintrag von Parasiten und der ursprüngliche Verbreitungsdruck (wird definiert als die Anzahl transportierter Individuen) der einwandernden Spezies korrelieren zwar positiv miteinander, ein geringer ursprünglicher Verbreitungsdruck erhöht aber auch das Risiko einer zufälligen Depletion von Allelen (Blackburn et al. 2009). Da Nilgänse nicht mit gebietsfremden spezifischen Endoparasiten infiziert sind,

sondern euryxene, kosmopolitisch verbreitete Endoparasiten in sich tragen, ist die Wahrscheinlichkeit hoch, dass sich die europäische Nilganspopulation nur auf wenige, ursprünglich eingebrachte Individuen begründet. Dies wird auch bei anderen gebietsfremden Wassergeflügelsspezies angenommen (Blackburn et al. 2009). Im speziellen Fall der Nilgans wird in manchen Quellen sogar davon ausgegangen, dass sich die europäische Population nur auf wenige geflüchtete Nilganspaare begründet (Lensink 1998). Damit wäre zwar die EEH widerlegt, aber eine andere häufig diskutierte Hypothese der Invasionsökologie trifft im Hinblick auf die Nilgans und deren Endo/Parasiten im Rahmen ihres Etablierungsprozesses höchstwahrscheinlich zu. Hierbei handelt es sich um die Enemy Release-Hypothese (ERH). Die vorliegende Arbeit zeigt, dass Nilgänse aus parasitologischer Sicht fest als gebietsfremde Art in Mitteleuropa etabliert sind. Nilgänse sind nicht nur mit kosmopolitisch verbreiteten Endoparasiten, sondern auch mit einheimischen Endoparasiten wie *Echinostoma grandis* (McDonald 1981) infiziert. Das bedeutet, dass der „Wirtsorganismus Nilgans“ für die nachgewiesenen Endoparasiten „kompetent“ ist. Nach Creed et al. (2022b) bedeutet dies für einen Neobiont, dass dieser einen indigenen Parasiten oder Kommensalen aufnimmt, diese sich vermehren und im Falle von Parasiten patent werden, und somit auch andere potenzielle Wirte infizieren können (Creed et al. 2022b). Darüber hinaus muss der Wirtsorganismus für die Fähigkeit der sogenannten „Kompetenz“ auch in der Lage sein, sich immunologisch mit dem Parasiten auseinanderzusetzen und sich möglicherweise völlig von ihm zu befreien, da anderenfalls der Parasit die Wirtspopulation so schädigen könnte, dass sich diese nicht etablieren kann (Creed et al. 2022b).

Durch die durchgeführten Studien, die sowohl Post-mortem-Untersuchungen mit dem Nachweis parasitärer Adultstadien als auch koproskopische Untersuchungen beinhalten, konnte nach dieser Definition die Kompetenz der Nilgans für zwei Endoparasitenspezies und zwei Endoparasitengattungen nachgewiesen werden. Diese sind *Hystrichis tricolor* und *Echinuria uncinata* sowie *Porroceacum* spp. und *Echinostoma* spp. (Fischer et al. 2023b; Fischer et al. 2023c). Unter ihnen befinden sich nicht nur kosmopolitisch vorkommende Spezies wie *Echinostoma revolutum* (Kostadinova et al. 2003), sondern auch *H. tricolor*, welches bisher nur auf der nördlichen Hemisphäre nachgewiesen werden konnte (Supperer 1959; Gharagozou et al. 2019; Kavetska et al. 2012; Canaris et al. 2010; Avery 1966) und damit für die Nilgans ein neues Pathogen bei ihrer Eroberung von Mitteleuropa dargestellt haben könnte (Fischer et al. 2023b; Fischer et al. 2023c). Für andere Parasitenspezies können die Ergebnisse dieser Arbeit nicht belegen, ob sie in der Lage sind, Nilgänse in Europa zu infizieren. Dies ist beispielsweise *Amidostomum anseris*, ein Nematode, bei dem die Adultstadien unter der Keratinoidschicht des Muskelmagens parasitieren (Fedynich und Thomas 2008). Nach Untersuchungen von Bolte et al. (2000b) und Woog et al. (2011) handelt es sich hierbei um einen häufigen Parasiten bei Graugänsen in Westdeutschland (Bolte et al. 2000a; Woog et al. 2011). Obwohl Nilgänse in eigenständiger Feldarbeit häufig in direktem Kontakt mit Graugänsen gesehen wurden und die beiden Arten das gleiche Nahrungsspektrum teilen, enthielt nur eine einzige Kotprobe Eier von *A. anseris*. Es kann nicht ausgeschlossen werden, dass es sich hierbei um einen Darmpassanten handelt.

Um die Wechselwirkungen zwischen der parasitären Fauna und dem gebietsfremden Wirt zu untersuchen, liefern präzise Prävalenzen der vorkommenden Parasitenspezies die Grundlage. Dafür ist eine zufällige Auswahl der Tiere, die in Sektionen oder non-invasiv (koprologisch) untersucht wurden, unabdingbar.

Beispielsweise bewies Hudson 1968, dass parasitologische Untersuchungen von verendeten Vogelkadavern oder von Vögeln, die durch Raubtierangriffe getötet wurden, auf höhere Parasitenprävalenzen hindeuten als die Untersuchung von randomisiert erlegten Tieren (Hudson und Dobson 1991). In dieser Studie wurde die parasitäre Gesamtlast von Raufußhühnern (Tetraonini) verglichen, die entweder geschossen wurden, die getötet aufgefunden wurden (Prädatorenangriffe) oder die ohne sichtliche Verletzungen verstorben waren. Weniger als 5 % der unverletzt verendeten Tiere ($n = 165$) war nicht mit mindestens einem Endoparasiten infiziert. 25 % der geschossenen Tiere enthielt keine Endoparasiten ($n = 1736$) und 12 % der durch einen Prädatör getöteten Tiere ($n = 41$) waren frei von Endoparasiten (Hudson und Dobson 1991). Auch Poulin (2007) weist in seiner Arbeit darauf hin, dass pathogenere Parasiten in der Regel weniger in wild lebenden Wirtstieren zu finden sind, da diese Individuen schneller durch andere Faktoren getötet werden (Poulin 2007). Daher ist es wichtig, dass alle für die vorliegenden Arbeiten *post mortem* untersuchten Tiere im Rahmen des Langzeitmanagements der allochthonen Spezies von Jägern in ganz Deutschland geschossen wurden. Die Auswahl der Tiere erfolgte so nicht im Rahmen einer Hegemaßnahme, bei der Tiere mit augenscheinlich schlechterer Kondition ausgewählt werden, sondern zufällig. Nur ein Individuum wurde bei einem Autounfall getötet und bereits tot aufgefunden. Somit konnten verhältnismäßig unverzerrte Daten über die parasitären Prävalenzen der Nilganspopulation in Deutschland ermittelt werden (Fischer et al. 2023b).

Um potenzielle saisonale Einflüsse auf die parasitäre Gesamtlast der untersuchten Spezies auszuschließen, ist es zudem wichtig, die Tiere über mehrere Jahreszeiten zu beproben (Buscher 1965a; Fedynich und Pence 1994). Wie weiter oben bereits erörtert, wurden über einen Zeitraum von 13 Monaten geschossene Nilgänse untersucht sowie über einen Zeitraum von 9 Monaten Kotproben dieser Tiere gesammelt, um etwaigen Verzerrungen aufgrund saisonaler Schwankungen vorzubeugen (Fischer et al. 2023b; Fischer et al. 2023c). Nur auf diese Weise gesammelte Proben bilden den parasitären Befall der gesamten Population ab.

Die Untersuchung der geschossenen Tiere über den Zeitraum von 13 Monaten (2.2.2020-6.2.2021) erlaubt auch Aussagen über das durchschnittliche Gewicht männlicher und weiblicher Nilgänse in Deutschland (Fischer et al., 2023a). Halse (1984) wies in Studien an Nilgänsen in Südafrika Gewichtsverluste während der Mauser um 19 % nach (Halse 1984). Das hier ermittelte durchschnittliche Körpergewicht weicht je nach Literaturangabe bei weiblichen Tieren zwischen 150 g und 700 g voneinander ab (Madge und Burn 1988; Brown et al. 1982; Bauer et al. 2012; Long 1981). Die untersuchten männlichen Tiere waren im Durchschnitt zwischen 80 g und 620 g (je nach herangezogener Quelle) schwerer als die Gewichtsangaben in verschiedenen Quellen (Fischer et al. 2023b). Leider fehlen in allen Quellen genaue Angaben über die Herkunft der gewogenen Tiere, die Anzahl der gewogenen Individuen sowie den Zeitraum, über den die Tiere gewogen wurden. Torchin et al. konnten in vergleichenden Studien von invasiven Individuen aus verschiedenen Ordnungen, welche in ihren ursprünglichen Verbreitungsgebieten und in eroberten Gebieten untersucht wurden, zeigen, dass die nicht indigenen Individuen nicht nur schwerer waren, sondern auch größere Körperspannen erreichten (Torchin und Mitchell 2004; Torchin et al. 2003). Diese Beobachtung lässt sich aber nicht auf jede invasive Spezies übertragen (Parker et al. 2013). Die einzigen Gewichtsangaben von Nilgänsen in ihren ursprünglichen Verbreitungsgebieten stammen von Brown et al. (1982), aber auch hier

fehlen Angaben, wie viele Tiere gewogen wurden. Im Vergleich zu diesen Werten sind die zwischen 2020 und 2021 in Deutschland geschossenen Nilgänse im Durchschnitt um 3,8 % schwerer (Fischer et al. 2023b). Aufgrund fehlender Informationen lassen sich hier keine statistischen Aussagen machen. Um die Beobachtungen von Torchin et al. bei der mitteleuropäischen Nilganspopulation zu belegen bzw. zu widerlegen, wären Messungen der Gewichte von Nilgänsen in verschiedenen Teilen Subsahara-Afrikas über einen Zeitraum von mindestens einem Jahr nötig.

Die vorliegenden Feldbeobachtungen liefern neben den parasitologischen Befunden weitere wichtige Daten zur Nilganspopulation in Deutschland. Diese weist Merkmale auf, die sich wiederholt bei Arten beobachten lassen, die nicht nur in der Lage sind, in einer speziesfremden Umgebung zu überleben, sondern sich in dieser auch fest zu etablieren. Dazu gehört eine vergleichsweise höhere Flexibilität gegenüber verschiedenen biotischen und abiotischen Faktoren. Hierzu zählt zum Beispiel die hohe Flexibilität in der Wahl der Brutplätze (Mooij 1998; Long 1981), die Variabilität der Brutzeit und der Anzahl der Bruten pro Jahr (Huysentruyt et al. 2020) und die hohe Toleranz gegenüber menschlichen Aktivitäten (Fischer et al. 2023b). Nilgänse leben schon seit mehreren Tausend Jahren als Kulturfolger in der direkten Umgebung von Menschen. Dies lässt sich anhand der altägyptischen Abbildungen ab der 18. Dynastie (1.550-1.292 v. Chr.) auf Grabwänden belegen, bei denen Nilgänse nicht wie andere abgebildete Wasservogelspezies als Jagdobjekt, sondern als direkte Gesellschafter des Menschen dargestellt werden (Houlihan und Goodman 1986). Eine vergleichsweise hohe Toleranz gegenüber menschlichen Aktivitäten wird nicht nur als Prädisposition für die Verbringung einer Art angesehen, sondern auch als Faktor, der eine feste Etablierung begünstigt. Dieser Aspekt wird auch im Rahmen der Human Commensal-Hypothese (HCH) diskutiert (Sol et al. 2017). In Mitteleuropa hat die in vielen Aspekten generalistische Spezies zwei unterschiedliche Habitate besetzt. Im Rahmen der eigenen Feldarbeit wurden diese Tiere sowohl auf Feldern in ländlichen Räumen als auch in urbanen Parkanlagen lokalisiert. Städtische Habitate sind sehr jung im Vergleich zur evolutionären Entwicklung der verschiedenen Vogelspezies und werden vergleichsweise häufiger von gebietsfremden Spezies besetzt (Thompson et al. 2009; Blair 1996). Urbane Räume bieten neben einem gemäßigeren Klima und anthropogener Fütterung oder Futter durch Müll zahlreiche unbesetzte Nischen (Callaghan et al. 2019). Diese werden von Vögeln mit einer vergleichsweise breiteren Nischantoleranz angenommen. Da eine erfolgreiche Invasion ähnliche Ansprüche an eine Spezies stellt wie die Besiedlung eines städtischen Raumes und da Invasoren häufig Kulturfolger sind, besiedeln diese häufig städtische Habitate (Callaghan et al. 2019; Inderjit und Colautti 2005). Nilgänse sind wie andere herbivore Wasservogelspezies abhängig von leicht verdaulichen Pflanzenteilen (Sedinger 1997). Auch hier bieten städtische Parkanlagen den Tieren einen Vorteil, da Grünflächen regelmäßig gemäht und damit frische, leichtverdauliche Pflanzensprosse bereitgestellt werden. Die vorliegenden Untersuchungen bei der Nilganspopulation in Deutschland bestätigen auch anhand von parasitologischen Vergleichen, dass die Tiere in verschiedenen Habitaten einem jeweils unterschiedlichen Pathogendruck ausgesetzt sind. Bereits beim Vergleich der Parasitenprävalenzen lassen sich signifikante Unterschiede zwischen den in urbanen Gebieten und den in periurbanen Gebieten erlegten Tieren erkennen. Hingegen ließen sich bei koproskopischen Untersuchungen an Graugänsen im Jahr 2007

und 2008 in Baden-Württemberg keine signifikanten Unterschiede in der ermittelten Parasitenprävalenz zwischen ländlichen und städtischen Habitaten ermitteln (Woog et al. 2011). Bei den in urbanen Gebieten geschossenen Nilgänsen ließen sich in der vorliegenden Arbeit weniger gastrointestinale Parasitenspezies nachweisen als bei Nilgänsen, die in ländlichen Räumen erlegt wurden. Es konnten bei in urbanen Gebieten geschossenen Tieren insgesamt fünf verschiedene Endoparasiten nachgewiesen werden. Bei in periurbanen Gebieten geschossenen Tieren konnten sechs verschiedene Spezies identifiziert werden ($n = 114,49$ in urbanen Gebieten erlegte Tiere, 65 in periurbanen Gebieten erlegte Tiere). Bezieht man jedoch die gesammelten Kotproben mit ein, so wurden in den periurbanen Gebieten weitere fünf Endoparasitenspezies nachgewiesen, in den urbanen Gebieten aber nur eine weitere Spezies ($n = 148,87$ in urbanen Gebieten gesammelte Kotproben, 61 in periurbanen Gebieten gesammelten Kotproben). Da sowohl *post mortem* als auch koprologisch zwei vergleichbar große Gruppen in urbanen und periurbanen Gebieten beprobt wurden, zeigt dies eine höhere endoparasitäre Speziesvielfalt bei den periurban lebenden Nilgänsen in Deutschland. Ein Vergleich der beiden Gruppen (*post mortem* und koprologisch) war statistisch signifikant ($\chi^2(1, n = 262) = 4,51, p = 0.001$).

Ein Erklärungsansatz dafür könnte sein, dass sich in städtischen Parks, Schwimmbädern oder Grünflächen weniger geeignete Habitate für die Zwischenwirte der Parasitenspezies befinden. Jedoch wurden in urban erlegten Tieren beispielsweise die Spezies *H. tricolor*, *Echinostoma revolutum* (Froehlich 1802), *P. minutus* und *P. crassum* nachgewiesen. Jeder dieser Parasitenarten benötigt mindestens einen Zwischenwirt. Im Gegensatz dazu wurde *A. galli*, ein Nematode mit direktem Entwicklungszyklus (ohne Zwischenwirte), nur im ländlichen Raum um Emsdetten (Nordrhein- Westfalen, Deutschland) nachgewiesen. *E. uncinata* wurde ebenfalls nur in Tieren aus der Nähe von Stolzenau nachgewiesen. Für die *E. uncinata*-Entwicklung sind *Gammarus*-Kopepoden obligate Zwischenwirte, ebenso wie für *P. minutus*, eine Spezies, die sowohl in ländlichen als auch in urbanen Räumen nachgewiesen werden konnte. Aus diesen Beobachtungen lässt sich folgern, dass obligate Zwischenwirte wie Krebstiere, Erdwürmer und Süßwasserschnecken auch in urbanen Habitaten für einen vollständigen Entwicklungszyklus dieser heteroxenen Parasiten ausreichend vorkommen. Ein Mangel an Zwischenwirthabitaten erklärt also nicht die vergleichbar geringere Diversität an Endoparasitenspezies in städtischen Räumen.

Im Rahmen der vorliegenden Studie wurden nur Tierkörper aus urbanen Gebieten in Frankfurt am Main, Darmstadt und Bad Homburg zur Verfügung gestellt. Alle drei Städte liegen innerhalb eines Radius von 20 km. Das ist eine Entfernung, die leicht von Nilgänsen zurückgelegt werden kann, wie telemetrische Beobachtungen im Süden Afrikas gezeigt haben (Ndlovu et al. 2014). Die in periurbanen Gebieten erlegten Tiere stammten aus viel weiter auseinanderliegenden Gebieten, wo ein Kontakt zwischen den Tieren nicht nur seltener stattfindet, sondern wo die Tiere auch weniger an immer denselben Stellen grasen und dort infizierte Zwischenwirte aufnehmen. Insgesamt werden durch die Nutzung größerer Flächen weniger Parasiten ausgetauscht. Die bereits erwähnte Studie an Graugänsen durch Woog et al. (2011) ermittelte ebenfalls signifikant unterschiedliche Endoparasitenprävalenzen an unterschiedlichen Beprobungsorten, was für das Vorkommen von besonders kontaminierten Arealen spricht.

Wie weiter oben bereits erörtert, waren die im urbanen Raum geschossenen Nilgänse signifikant häufiger mit mindestens einem gastrointestinalen Endoparasiten infiziert als die im ländlichen Raum geschossenen Tiere ($\chi^2(1, n = 114) = 6,71, p = ,001$) (Fischer et al. 2023b). Bei der Interpretation dieser Beobachtung müssen aber auch die festgesetzten Jagdzeiten der jeweiligen Bundesländer und die begrenzte Verfügbarkeit an Probenmaterial bei der Untersuchung eines Wildtieres berücksichtigt werden. Städte, die eine Ausnahmegenehmigung zur innerstädtischen Jagd auf Nilgänse erteilen, tun dies meist außerhalb der vornehmlich auf die Wintermonate beschränkten Jagdzeiten der Bundesländer. Die Jagd auf urban lebende Nilgänse in Darmstadt erfolgt in möglichst auffälliger Kleidung hauptsächlich zwischen Januar und April, um früh im Jahr die Tiere von Badeseen und aus Freibädern zu vertreiben und sie auf bestimmte Menschen zu konditionieren. Mit der beginnenden Badesaison werden keine Tiere mehr erlegt, sondern nur noch mit der erwähnten auffälligen Kleidung vergrämt. Die durch die Bundesländer festgesetzten Jagdzeiten und damit die Monate, in denen Nilgänse in periurbanen Gebieten erlegt werden, beschränken sich – hauptsächlich zum Schutz der Jungtiere – auf die Herbst- und Wintermonate. Buscher (1965a) konnte bei drei über den Zeitraum eines Jahres untersuchten Entenarten, nämlich der Spießente (*Anas acuta*), der Schnatterente (*Anas strepera*) und der Löffelente (*Spatula clypeata*), in Texas (USA), Kansas (USA) und Manitoba (Kanada) feststellen, dass die Befallsintensitäten bei Nematoden, Cestoden, Trematoden und Akantocephalen saisonal stark schwankten. Ähnliche Beobachtungen machten Fedynich und Pence (1994). Sie untersuchten den Endoparasitenbefall von Stockenten in Nordamerika (Fedynich und Pence 1994). Dabei wurden die höchsten Befallsintensitäten während der Sommermonate nachgewiesen, nachdem sich die Tiere an ihren Brutplätzen versammelt hatten. Bei einem Vergleich mit den vorliegenden Beobachtungen der Nilganspopulation in Deutschland sollte berücksichtigt werden, dass es sich bei allen vier Entenarten in Nordamerika um Zugvögel handelte, die an drei verschiedenen Orten Nordamerikas beprobt wurden. So sind die von Buscher (1965a) beobachteten saisonalen Schwankungen wahrscheinlich neben der saisonalen Aktivität der Zwischenwirte auch auf die ökologisch sehr unterschiedlichen Aufenthaltsorte der untersuchten Zugvögel zurückzuführen.

Für eine Überprüfung Buschers Hypothesen der saisonal schwankenden Endoparasitenprävalenzen bei der Nilganspopulation in Deutschland kann wie folgt vorgegangen werden. Vergleicht man den jeweiligen Monat, in welchem eine Nilgans erlegt wurde, mit dem Vorkommen mindestens eines Endoparasiten in ihrem Magen-Darm-Trakt, so ergeben sich starke saisonale Schwankungen der Parasitenprävalenz zwischen 0 % (September und Dezember) und 77,8 % (April). Somit könnte auf eine starke Aktivität der Zwischenwirte im Frühling geschlossen werden. Werden jedoch die erfassten Daten über die Herkunft der Tiere hinzugezogen und durch die gesammelten Kotproben ergänzt, so ergibt sich ein anderes Bild.

Alle zehn Tiere, die im März geschossen und untersucht wurden, stammen aus Darmstadt. Für unsere Untersuchungen wurden keine im März oder April erlegten Tiere aus periurbanen Räumen zur Verfügung gestellt. Dies liegt daran, dass in fast allen Bundesländern die gesetzlich festgelegte Jagdzeit am 15. Januar endet. Zwar gestatten zum Beispiel Sachsen, Brandenburg und Sachsen-Anhalt die Jagd auf Nilgänse über diesen Zeitraum hinaus, jedoch gibt es in diesen Bundesländern absolut viel weniger Nilgänse und damit weniger Möglichkeiten Tierkörper zu erhalten. Es wurden aber in zwei Orten in Brandenburg (Casel,

Burxdorf) und in Sachsen (Mühlberg) im März Kotproben von insgesamt acht Tieren gesammelt. Deren Parasitenlasten lassen sich mit den *post mortem* ermittelten Prävalenzen in Darmstadt vergleichen. Von den gesammelten und untersuchten Kotproben konnte nur in 11,1 % der Fälle mindestens ein parasitäres Entwicklungsstadium, hier handelte es sich um Eier, nachgewiesen werden. 70,0 % der im März geschossenen Tiere waren mit mindestens einem Parasiten infiziert.

Die durch postmortale Untersuchungen generierten Prävalenzen suggerieren auch im Monat April eine erhöhte Parasitenlast (78,8 %). Die in diesem Monat gesammelten Kotproben stammen aus der Nähe von Baruth (Brandenburg) und dem Umkreis von Süderlügum (Schleswig-Holstein). Es handelte sich an beiden Orten um führende Elterntiere mit 6 (Süderlügum) und 7 (Baruth) Jungtieren im Alter von ca. zwei Wochen. Bei 87,5 % der Kotproben aus Süderlügum wurden Eier mindestens einer Parasitenart nachgewiesen, aber nur bei 28,5 % der Kotproben aus Baruth. Diese Vergleiche zeigen, dass die geografischen und anthropogen gestalteten Räume, in denen die Tiere leben, einen größeren Einfluss auf die parasitäre Last haben könnten als die Jahreszeit, in der die Tiere beprobt wurden. Eine Beeinflussung der Witterung auf die Aktivität und Verfügbarkeit der obligaten Zwischenwirte und damit auf die parasitäre Gesamtlast ist aber in geringerem Maße durchaus wahrscheinlich. Beispielsweise konnten Boag und Pearlstone (1979) in Studien an *Lymnea* spp.-Schnecken in zwei Seen in Kanada zeigen, dass sich erst bei einer Wassertemperatur von über 4° C im Uferbereich Süßwasserschnecken finden ließen und deren Anzahl mit zunehmenden Temperaturen stark stieg. *Lymnea* spp.-Schnecken sind nachgewiesene obligate Zwischenwirte von *Echinostoma* spp. (Graczyk und Fried 1998). Für einen konkreten Nachweis, wie stark die parasitäre Last in Deutschland saisonal schwankt, sind die Proben hierzulande aber in zu unterschiedlichen Habitaten und zu vielen verschiedenen Orten genommen worden. Sie können daher Buschers Hypothese nicht hinreichend belegen bzw. widerlegen. Eine höhere Individuendichte in Kombination mit dem Nahrungsspektrum urban lebender Individuen könnte zu einer höheren Parasitenlast von *Echinostoma* führen (Fischer et al. 2023b).

Die regional zum Teil sehr unterschiedlichen Prävalenzen von Endoparasiten, die wiederholt nachgewiesen wurden, wie zum Beispiel *Echinostoma* spp., aber auch der mehrfache Nachweis von einzelnen Spezies, die nur an einem Herkunftsort auftraten, unterstützen die These einer lokalen Clusterbildung. Diese scheint zwar urban verstärkt wie am Beispiel von *H. tricolor* erkennbar, aber nicht nur dort stattzufinden. Auch in ländlichen Räumen, wie der Nachweis von *Echinostoma* spp. bei Süderlügum und von *Echinuria uncinata* bei Stolzenau zeigt, gibt es ein lokales Aufkommen von Parasitenspezies mit erhöhten Prävalenzen (Fischer et al. 2023b). Das bei Süderlügum detektierte Cluster zeigt eine signifikant höhere Prävalenz von *Echinostoma* spp. in Schleswig-Holstein mittels Fisher's Exact Test ($\chi^2(1) = 15,61, n = 29, p < 0001$). So könnten sich theoretisch Rückschlüsse auf das Migrationsverhalten der Nilganspopulation in Deutschland ziehen lassen. Wie Beringungsversuche an Nilgänsen in Europa zeigen, migrieren die Tiere nicht wie in Afrika innerhalb des Kontinents, sondern bleiben „lokal“ an einem Standort, auch wenn einzelne Tiere große Distanzen zurücklegen können (Fiedler et al. 2013). Telemetrische Daten über das saisonale und tägliche Migrations- und Bewegungsverhalten von Nilgänsen in Mitteleuropa in verschiedenen Habitaten fehlen jedoch. Das beobachtete Phänomen „lokaler Cluster“ setzt eine zumindest saisonale Ortstreue der Tiere voraus. Wie weiter oben bereits erörtert (siehe Unterkapitel 2.1.), zeigten telemetrische Untersuchungen in Südafrika und

Simbabwe mit 16 besenderten Nilgänsen, dass sich die Tiere über die meiste Zeit des Jahres nur rund 10 km am Tag bewegten (Ndlovu et al. 2014). Da die Tiere an drei verschiedenen Orten (Lake Manyame, Simbabwe; Lake Barbespan, Nordwest-Provinz, Südafrika; Strandfontein, Westkap-Provinz, Südafrika) besendert wurden, konnte beobachtet werden, dass sich je nach Herkunft der Tiere die Länge der Langstreckenbewegung zu Mauserplätzen deutlich unterschied und sich nicht mit dem Nahrungsangebot oder den Witterungsverhältnissen in Zusammenhang bringen ließ. In Mitteleuropa lässt sich eine längere Verweildauer der Tiere bzw. eine gewisse Ortstreue in urbanen Räumen mit der Attraktivität des Habitats aufgrund eines regelmäßigen Nahrungsangebots erklären (Fischer et al. 2023a; Fischer et al. 2023b; Fischer et al. 2023c). Doch wie beispielsweise die lokalen Cluster in Niedersachsen und Süderlügum vermuten lassen, zeigen auch Nilgänse an weniger attraktiven Orten in Mitteleuropa eine längere Verweildauer.

Die lokal erhöhte Prävalenz von *H. tricolor* im urbanen Raum Frankfurt am Main verstärkt den Eindruck, dass es signifikante Unterschiede zwischen den in urbanen Gebieten und den in periurbanen Gebieten ermittelten Prävalenzen gibt (Fischer et al. 2023c). Das Auftreten von *H. tricolor* allein erklärt nicht die gewonnenen Ergebnisse, da beispielsweise bei Nilgänsen aus urbanen Räumen signifikant weniger Endoparasitenarten nachgewiesen werden konnten. Jedoch waren die Tiere signifikant häufiger mit mindestens einem Endoparasiten infiziert als in ländlichen Räumen ($\chi^2 (1, n = 114) = 6,71, p = ,001$). Dieser signifikante Unterschied ist hauptsächlich auf die Spezies *H. tricolor* zurückzuführen, da *Echinostoma* spp. und *P. minutus* gleichmäßig in ländlichen und urbanen Räumen vorkommen (Fischer et al. 2023b). Sowohl die heteroxene Entwicklung als auch die Epidemiologie von *H. tricolor* muss aber hier berücksichtigt werden. Nur in einer Untersuchung aus dem Jahr 1959 wurde von mehr als nur einzelnen *H. tricolor*-infizierten Individuen berichtet. Supperer (1959) beschrieb in einem Hausentenbestand (Hinterhofhaltung) ein seuchenhaftes Auftreten einer aviären Hystrichiose. Anhand koproskopischer Untersuchungen und der Sektion von Tieren wurde eine patente *H. tricolor*-Infektion bei nahezu allen Tieren diagnostiziert. Angaben zur Bestandsgröße fehlen, jedoch wird auch von einer erhöhten Mortalitätsrate berichtet, die ausschließlich auf einen hochgradigen Befall mit verschiedenen Endoparasiten, unter anderem *H. tricolor* und *E. revolutum*, zurückgeführt wird (Supperer 1959). Untersuchungen von 30 wildlebenden Stockenten im Jahr 1961 im Feuchtgebiet Slimbridge (Gloucestershire, England) ergaben ebenfalls eine hohe Prävalenz von *H. tricolor* ($11 / n = 30, 36,7 \%$) (Avery 1966). Eine hohe Inzidenz und die daraus resultierende Prävalenz der Spezies sind also in einem geeigneten Zwischenwirthabitat und bei einer ausreichenden Zahl von ortstreuen Endwirten möglich (Supperer 1959; Avery 1966).

Unabhängig von der Ursache der festgestellten Prävalenz von *H. tricolor* bei Nilgänsen im Großraum Frankfurt am Main ist ein erhöhtes Infektionsrisiko für einheimisches Wassergeflügel im Großraum Frankfurt am Main vorhanden. Loxton et. al beobachteten beispielsweise bei parasitologischen Untersuchungen von einheimischen Waldmäusen (*Apodemus sylvaticus*) und allochthonen Rötelmäusen (*Myodes glareolus*) in Irland 2017 neben einem „Spillover-Effekt“ einer Parasitenspezies auf die einheimische Waldmaus auch einen Verdünnungseffekt und einen „Spillback-Effekt“. Dieser „Spillback-Effekt“ äußerte sich in der Erhöhung des Infektionsdrucks seitens eines einheimischen Helminthen auf die einheimische Waldmaus, da die nicht indigene Rötelmaus einen kompetenteren Wirt darstellte (Loxton et al. 2017). Ähnliche Szenarien sind bei

Infektionen mit dem Nematoden *H. tricolor* denkbar. Weder Jirsa et al. (2021) noch Prüter et al. (2018b) konnten in ihren Untersuchungen an Stockenten in Deutschland und Österreich *H. tricolor*- Infektionen nachweisen (Prüter et al. 2018b; Jirsa et al. 2021). Lediglich Kavetska et al. (2012) konnten bei Untersuchungen an 152 Individuen aus 17 verschiedenen Spezies der Unterfamilie Anatinae in Polen ($n = 152$) zwei infizierte Enten detektieren (Kavetska et al. 2012). Diese drei Studien aus den letzten zehn Jahren zeigen, dass es sich bei *H. tricolor* in Mitteleuropa um einen seltenen Parasiten handelt. Die histopathologischen Untersuchungen der vorliegenden Arbeit zur aviären Hystrichiose zeigen eine schwere multifokale bis transmurale granulomatöse bis pyogranulomatöse Proventriculitis. Das betroffene Gewebe war mit Riesenzellen und Granulozyten infiltriert (Fischer et al. 2023c). Eine zelluläre Immunantwort wird von Klasing (2004) aus energetischer Sicht als „high-cost“ für den Wirtsorganismus bezeichnet. Für sie werden zahlreiche Aminosäuren und Lipide benötigt (Klasing 2004). Die hohen energetischen Kosten einer andauernden Immunreaktion wie bei einer chronischen Proventriculitis werden als einschränkend für andere energetisch aufwendige Prozesse wie die Fruchtbarkeit und die Thermoregulation beschrieben (Lochmiller und Deerenberg 2000; Jaenike 1996). Diese Fakten zeigen, dass die potenziellen Auswirkungen des erhöhten Infektionsrisikos des einheimischen Parasiten *H. tricolor* durch Nilgänse auf einheimische Wasservögel (Spillback-Effekte) im Großraum Frankfurt am Main untersucht werden sollten, wobei insbesondere Stockenten sowie Blässhühner (*Fulica atra*) und Teichhühner (*Gallinula chloropus*) berücksichtigt werden sollten. Creed et al. (2022b) postulieren, dass ein parasitärer „Spillback-Effekt“ nur dann gefährlich für die indigene Fauna ist, wenn der neozoische Wirt eine höhere Wurmbürde tolerieren kann als indigene Wirte oder mehr infektiöse Eier ausscheidet. 66,7 % (8/12) der mit *H. tricolor* infizierten Nilgänse schieben infektiöse Eier mit dem Kot aus. Vergleichbare Studien an einheimischem Wassergeflügel, welche auch die Patenz der nachgewiesenen Adultstadien belegen könnten, existieren leider nicht. Weiterführende Studien sollten daher anhand von koprologischen Untersuchungen an einheimischen Wassergeflügelsspezies durchgeführt werden, um zu klären, ob die Nilgänse durch insgesamt eine größere Menge ausgeschiedener Wurmeier das Risiko für einen parasitären „Spillback-Effekt“ erhöhen könnte.

Die Auswirkungen eines potenziellen „Spillback-Effekts“ auf die Entwicklung der Wirtspopulation lassen sich am einfachsten mit Studien nachweisen, in der die Fruchtbarkeit von infizierten- und nicht infizierten Wirtsindividuen verglichen werden. Künftige Studien sollten die Gelegegröße sowie die Kükensterblichkeit von infizierten und nicht infizierten Nilgänsen und einheimischen Wasservogelarten untersuchen. Für den immunologischen Umgang mit pathogenen Parasiten wie *H. tricolor*, das unter anderem eine Proventriculitis verursacht (Fischer et al. 2023c), benötigt das Wirtsindividuum Energie, die anschließend nicht mehr für Fortpflanzung oder Wachstum zur Verfügung steht (Lachish et al. 2011).

Zahlreiche Arbeiten kamen zu dem Ergebnis, dass die Individuen einer untersuchten gebietsfremden Art in ihren ursprünglichen Verbreitungsgebieten eine höhere Parasitenlast aufwiesen als die Individuen in den eroberten Gebieten (Grosholz und Ruiz 2003; Torchin et al. 2002). Aufgrund des Fehlens großräumiger parasitologischer Untersuchungen von Nilgänsen oder anderen wild lebender Tadornini bzw. Anserinae in ihren ursprünglichen Verbreitungsgebieten wird in der vorliegenden Arbeit auf eine parasitologische Untersuchung gehaltener Enten zu Vergleichszwecken zurückgegriffen. Es handelt sich um eine

Untersuchung von 110 Hausenten (*Anas platyrhynchos domesticus*), die auf einem lokalen Markt in Damanhur im Nildelta (Ägypten) erworben wurden. Bei ihnen wurden als häufigste Nematoden *Heterakis gallinarum* und *Ascaridia galli* nachgewiesen (3/ n = 110) (AbouLaila et al. 2008). *H. gallinarum* konnte bei den Nilganspopulationen in Deutschland in der vorliegenden Studie nicht nachgewiesen werden, für *A. galli* wurden ähnliche hohe Prävalenzen ermittelt (1/ n = 110 bei *A. platyrhynchos domesticus* und 2/ n = 114 bei *A. aegyptiaca*). Der Umstand, dass zwei Spezies mit einem homoxenen Entwicklungszyklus als häufigste Nematoden nachgewiesen wurden, dürfte wahrscheinlich auf die Haltungsform der untersuchten Tiere zurückzuführen sein. Ein homoxener Entwicklungszyklus begünstigt eine Umgebungskontamination und dementsprechend eine rasche Reinfektion in kleinen Räumen mit einer hohen Individuendichte. Geringe Prävalenzen wurden ebenfalls bei zwei Endoparasiten der Trematodengattung *Echinoparyphium* ermittelt (3/n = 110) (AbouLaila et al. 2008). Diese gastrointestinalen Trematoden kommen weltweit bei Säugetieren und Vögeln vor (Huffman und Fried 2012) und gehören wie die in der deutschen Nilganspopulation nachgewiesene Gattung *Echinostoma* zur Familie Echinostomidae. Die pathologischen Veränderungen bei infizierten Enten sind ähnlich denen, die bei einer Infektion mit *Echinostoma* spp. beschrieben werden. Da die Lebensbedingungen der gehaltenen Enten in Ägypten nicht mit denen allochthoner Nilgänse in Mitteleuropa vergleichbar sind, lassen sich auch keine Vergleiche mit den gefundenen Spezies bzw. den ermittelten Prävalenzen anstellen.

Prüter et al. (2020) konnten in Untersuchungen an 27 wild lebenden und lebend gefangenen Nilgänsen aus Namibia bei 22,2 % der Tiere mindestens einen intestinalen Helminthen nachweisen (6/n = 27). Eine Speziesdiagnose wurde nicht vorgenommen. In derselben Arbeit bei nur 15 der in Deutschland gefangenen Tiere (38 %) mindestens ein intestinaler Endoparasit nachgewiesen (4/n = 26). Es ergab sich jedoch kein signifikanter Unterschied zwischen den beiden Gruppen (Prüter et al. 2020). Gregory und Blackburn (1991) zeigten Anhand statistischer Modelle, dass kleinere Probenumfänge zur Detektion höherer Prävalenzen führen, da die rechnerisch ermittelbare minimale Prävalenz mit zunehmender Probenanzahl sinkt. Auch Prüter et al. (2020) weisen in ihrer Arbeit auf den geringen Probenumfang hin, sprechen aber von erkennbaren Tendenzen und werten die Beobachtungen als Belege für die „Enemy Release-Hypothese“.

Unter Einschränkungen lassen sich aber Vergleiche zwischen der allochthonen Nilganspopulation und Endoparasitenprävalenzen bei autochthonen Wasservogelarten in Mitteleuropa anstellen. Parasitologische Vergleichsuntersuchungen mit Invasoren, die mit einheimischen Spezies verwandt sind und in einer ähnlichen Nische leben, kamen zu den folgenden Ergebnissen. Torchin et al. (2005) untersuchten Trematoden bei der invasiven japanischen Schlamm Schnecke *Batillaria cumingi* und bei der einheimischen Kalifornischen Hornschnecke (*Cerithidea californica*) in Nordamerika. Obwohl beide Spezies ähnlich oft mit mindestens einem Trematoden infiziert waren, unterschieden sich die beiden Arten doch deutlich darin, mit welchen Trematodenspezies sie infiziert waren. Der invasive Wirt war nur mit einer Trematodenart infiziert, wohingegen bei der Kalifornischen Hornschnecke zehn verschiedene Trematodenarten nachgewiesen werden konnten (Torchin et al. 2005). Ähnliche Beobachtungen konnten bei weiteren allochthonen

aquatischen Invertebraten gemacht werden. Vergleichende Untersuchungen an Amphipoden im Vereinigten Königreich und in Frankreich konnten bei den jeweils einheimischen Kopepoden *Gammarus duebeni celticus* oder *Gammarus pulex* eine höhere Parasitenvielfalt und höhere Prävalenzen als bei den jeweils gebietsfremden Arten wie *G. pulex*, *G. tigrinus* und *G. roeseli*, ermitteln (Dunn 2009; Cornet et al. 2010). Ähnliche Beobachtungen machten Ondračková et al. (2021), als sie die Parasitenprävalenzen von fünf gebietsfremden Gründling-Spezies mit drei einheimischen Gründlingen verglichen. Auch sie konnten zwar dieselben euryxen Parasitenarten bei einheimischen und bei gebietsfremden Wirten feststellen, jedoch waren die gebietsfremden Wirte insgesamt mit weniger Parasiten infiziert und wiesen geringere Prävalenzen auf als die einheimischen Wirte (Ondračková et al. 2021).

Um die parasitäre Gesamtlast eines Neozoons mit jener von in Mitteleuropa einheimischen Wasservogelarten vergleichen zu können, ist es nicht nur wichtig, eine physiologisch möglichst ähnliche – das heißt eine phylogenetisch möglichst nah verwandte Spezies – auszuwählen. Die Berücksichtigung der ökologischen Nische, in der sich die Vergleichsspezies aufhält, spielt eine sehr große Rolle bei der Aufnahme potenziell Parasiten-infizierter Zwischenwirte. Die verschiedenen ökologischen Nischen in Deutschland bedingen einen unterschiedlich hohen Pathogenitätsdruck aufgrund des vorhandenen Futterangebots, der Vielfalt an Zwischenwirthabitaten, der Individuendichte der Artgenossen, der permanenten oder saisonalen Präsenz und bei euryxen Parasiten auch des Vorkommens und der Individuendichte von anderen potenziellen Endwirten.

Molekularbiologische Untersuchungen der mitochondrialen Kontrollregion (ND2 und Cytb) ergaben anhand von drei verschiedenen Analysemethoden, dass bei einer Kürzung der Sequenz die Brandgans (*Tadorna tadorna*) die mit *A. aegyptiaca* am nächsten verwandte rezente Spezies ist (Donne-Goussé et al. 2002). Bei den Analysen der ungekürzten Sequenzen hebt sich *A. aegyptiaca* allerdings stark von den Gattungen *Tadorna* und *Chloeophaga* ab (Donne-Goussé et al. 2002). Wie weiter oben bereits erörtert, handelt es sich bei *A. aegyptiaca* um die einzige rezente Spezies der Gattung *Alopochen* (Andrews 1897; Kear 2005). Brandgänse (*Tadorna tadorna*) kommen in europäischen Küstengebieten an der Nordsee, der Ostsee, dem Atlantik und dem Schwarzen Meer sowie am Ufer des Kaspischen Meers vor. Brandgänse ernähren sich hauptsächlich von Mollusken, Ringelwürmern, Crustaceen, Insekten und nur wenigen pflanzlichen Bestandteilen im Seichtwasser (Bauer et al. 2012). Sie besiedeln im Gegensatz zu Nilgänsen keine urbanen Habitate und nehmen entsprechend andere Zwischenwirte auf. Da es sich bei allen bei Nilgänsen identifizierten Endoparasiten um Spezies handelt, die über die Nahrung aufgenommen werden müssen („trophic transmission“), kommt dem Aspekt der Nahrungsaufnahme bei der Auswahl einer Vergleichsspezies eine besondere Gewichtung zu. Daher ist das parasitäre Spektrum von Brandgänsen in Deutschland mit dem von Nilgänsen nicht direkt vergleichbar. Eine weitere in Deutschland vorkommende Spezies der Gattung *Tadorna* ist die Rostgans (*Tadorna ferruginea*, Pallas 1764). Diese ernährt sich zwar überwiegend von Pflanzen und ist wie die Nilgans weniger an Binnengewässer gebunden, lebt aber nur in lückig besiedelten Gebieten und ist somit ein sehr seltener Brutvogel in Deutschland (Bauer et al. 2012). Die Datenbank der deutschen Avifaunisten zählte im Jahr 2020 insgesamt nur 85 Brutpaare in Deutschland (Dachverband deutscher Avifaunisten Datenbank 2021). Soweit man weiß liegen nur Berichte über

vereinzelte Funde von gastrointestinalen Endoparasiten bei Rostgänsen vor und es existieren keine Prävalenzuntersuchungen (Marinova et al. 2015; Lapage 1960). Somit lassen sich in Bezug auf diese Spezies keine parasitologischen Vergleiche anstellen. Die Brandgans, eine in Mitteleuropa einheimische Art, ist der Nilgans zwar phylogenetisch und damit auch physiologisch am ähnlichsten, besetzt aber eine ganz andere ökologische Nische und ist somit einem anderen Parasitenspektrum ausgesetzt, sodass von parasitologischen Vergleichen zwischen diesen beiden Spezies Abstand genommen werden sollte.

Stockenten besetzen in Deutschland ein Habitat, das dem der Nilgans am ähnlichsten ist: Stockenten werden ebenfalls sowohl in ländlichen Räumen als auch in urbanen Parkanlagen beobachtet, sind in der Lage, verschiedene Habitate zu besetzen, leben omnivor, aber ernähren sich hauptsächlich von Pflanzen (Bauer et al. 2012).

Die Stockente eignet sich zudem für einen parasitologischen Vergleich, weil die Datenlage zu ihrem Endoparasitenspektrum in Mitteleuropa vergleichsweise gut ist. Es existieren Studien mit einem repräsentativen Probenumfang, die teilweise sogar Prävalenzen beinhalten. Bei fast allen anderen Wasservogelarten in Deutschland gibt es nur vereinzelte Berichte über eine sehr kleine Anzahl untersuchter Tiere.

Wie weiter oben bereits erörtert (siehe Fischer et al. (2023b)), lassen sich die verschiedenen existierenden Studien über Wildvögel nur schwer in direkter Weise miteinander vergleichen, was vielfältige Gründe hat. Dennoch lässt sich in Mitteleuropa insgesamt nicht nur eine geringere Last an gastrointestinalen Parasiten bei Nilgänsen im Vergleich zu Stockenten feststellen. Die gebietsfremden Nilgänse sind auch mit weniger Parasitenarten infiziert als die einheimischen Stockenten. Jedoch wurden in beiden Studien weniger Habitate und weniger Individuen beprobt. Gregory und Blackburn (1991) zeigten anhand von statistischen Modellen, dass eine größere Anzahl beprobter Individuen zur Feststellung einer geringeren Prävalenz führen kann, da die rechnerisch ermittelbare minimale Prävalenz mit zunehmender Probenanzahl sinkt. Jedoch untersuchten Prüter et al. (2018b) insgesamt 100 Stockenten aus verschiedenen Teilen Deutschlands *post mortem* ($n = 100$). Die vorliegenden Arbeiten zur Nilgans stellen 114 untersuchte Tiere vor ($n = 114$). Prüter et al. (2018b) ermittelten, dass 66 % der Stockenten mit mindestens einem Endoparasiten infiziert waren ($66/ n = 100$). Nur bei 29 % der Nilgänse konnte ein Befall mit mindestens einer Endoparasitenart festgestellt werden ($34/ n = 114$). Der Probenumfang der beiden Studien ist vergleichbar groß. Dennoch weichen die ermittelten Prävalenzen stark voneinander ab. Wie weiter oben bereits erörtert, stellten sowohl Prüter et al. (2018a) als auch Jirsa et al. (2021) in Deutschland bei Stockenten insgesamt höhere Parasitenprävalenzen als bei Nilgänsen fest, obwohl es sich bei den nachgewiesenen Endoparasitenarten ausschließlich um euryxene Parasiten handelte. Es ist also davon auszugehen, dass ein vergleichbarer Infektionsdruck auf Nilgänse in Deutschland herrscht. Das bedeutet, dass Nilgänse sogar im Vergleich zu einer anderen generalistischen Wasservogelspezies eine geringere Parasitenlast aufweisen.

Ein Erklärungsansatz hierfür könnte sein, dass die europäischen euryxenen Endoparasitenarten noch nicht ausreichend an den gebietsfremden Wirt, in diesem Fall die Nilgans, angepasst sind (Torchin et al. 2003). Mooney und Cleland (2001) berichten beispielsweise von raschen Anpassungen der einheimischen

Ektoparasitenfauna an eingeführte Wirte in weniger als 50 Jahren (Mooney und Cleland 2001). Da Nilgänse schon seit dem 17. Jahrhundert Kontakt zu europäischen euryxenen Endoparasiten haben, könnte man also von einer bereits erfolgten Adaption ausgehen. Jedoch existieren auch Beweise für Verdünnungseffekte des Parasitendrucks durch gebietsfremde Wirte. In diesen Wirten können sich einheimische Parasiten nicht weiter entwickeln und die Infektionskette wird somit unterbrochen. Nichtsdestotrotz, werden Neobiota aber trotzdem von Parasitenarten infiziert, sodass das Risiko einer Infektion für einheimische Spezies sinkt (Thieltges et al. 2009; Creed et al. 2022a). Künftige Studien über Nilgänse sollten daher konkret ermitteln, ob z. B. der Zestode *Cloacotaenia infundibulum* oder der Acantocephala *P. minutus* sich in dem gebietsfremden Wirt reproduzieren können. Bei diesen beiden Parasitenarten ist angesichts der aktuellen Datenlage sowohl ein „Spillback-Effekt“ als negative Auswirkung auf die einheimische Fauna als auch ein Verdünnungseffekt dieser Parasiten als positive Auswirkung auf die einheimische Fauna denkbar.

Somit liefern die vorliegenden parasitologischen Ergebnisse neben der Beobachtung der positiven Populationsentwicklung der Nilgans in Mitteleuropa mögliche weitere Hinweise darauf, dass euryxene Endoparasiten bestimmten Wirtspopulationen einen Vorteil gegenüber anderen Wirtspopulationen verschaffen können. Hatcher et al. (2012) führen an, dass euryxene Parasiten großen Einfluss auf die Komposition eines Ökosystems haben können, indem sie einige Wirte stärker negativ beeinflussen als andere. So kann eine Wirtsspezies als vergleichsweise gering beeinflusste Reservoirpopulation für bestimmte Parasiten dienen, während die Gesamtfitness der direkten Konkurrenzspezies stark beeinträchtigt ist (Dunn et al. 2012; Hatcher et al. 2012). Aufgrund der begrenzten Datenlage lässt sich hier nur mutmaßen. Zieht man zu diesem Zweck die von Jirsa et al. (2021) ermittelten Prävalenzen von Endoparasiten bei Stockenten für einen Vergleich heran, könnte die Nilgans als Reservoirwirt für *P. minutus*, *E. grandis*, *P. crassum* und Trematodenarten der Gattung *Notocotylus* dienen. Für *Notocotylus*-Arten wurden bei Stockenten mehr als doppelt so hohe Prävalenzen ermittelt als bei Nilgänsen, aber es konnten keine signifikanten negativen Auswirkungen dieser Infektionen auf Gewicht durch eventuelle Ulzeraläsionen und Enteritiden der betroffenen Individuen festgestellt werden (Jirsa et al., 2021).

Es existieren zwar unterschiedliche Berichte über die Schwere der durch eine Echinostomose ausgelösten Enteritis bei Wasservögeln, die von einer milden Symptomatik bis hin zu Mortalitäten reichen kann (Griffiths et al. 1976; Huffmann 2008). Jedoch beschreibt Supperer (1959) durch den verhältnismäßig großen Mundsaugnapf und den Hakenkranz von *E. revolutum* hervorgerufene enterale Zottendegeneration sowie hämorrhagische Enteritiden, die bis hin zum Tod von jungen Hausenten führten. Adulte *Echinostoma* Trematoden wurden zwar *post mortem* im Darmlumen von neun Nilgänsen gefunden, aber keines dieser Exemplare war an die Darmschleimhaut angeheftet. Anzeichen für eine eventuelle Enteritis (e. g. dilatierte Darmabschnitte, Hämorrhagien, Petechien, vermehrte Mukusbildung, Verdickungen der Darmwand) wurden nur bei einem in Darmstadt geschossenen Tier in Form von vermehrter, teilweise blutiger Mukusbildung im Bereich des Jejunum beobachtet. Hier war jedoch nur ein einzelnes Exemplar auffindbar. Auch bei einer *Polymorphus* spp.-Infektion werden bei Anseriformes granulomatöse- und/oder hämorrhagische Enteritiden beschrieben, die zum Teil sogar mit einer erhöhten Mortalität assoziiert sein können (Olsen 2009). Hinweise

auf eine etwaige Enteritis wurden auch im Zusammenhang mit einem Polymorphusbefall bei Nilgänsen nicht beobachtet.

Pathologische Veränderungen des Darms, die die Beurteilung erschweren, könnten sich aber auch darauf zurückführen lassen, dass die postmortalen Untersuchungen in einem unterschiedlich langen Zeitraum nach dem Tod der Tiere stattfanden. Bei den meisten untersuchten Tierkörpern war unbekannt, wie schnell die Tiere nach dem Todeszeitpunkt eingefroren wurden und wie lange sie eingefroren waren. Zusätzlich entstehen agonal durch den Tötungsprozess hyperämische bis hämorrhagische Darmabschnitte sowie anschließend postmortal hypostatische Abschnitte, die kaum von einer möglichen geringgradigen durch Parasiten verursachte Enteritis unterscheidbar sind (Baumgärtner und Gruber 2020). Des Weiteren treten postmortale Veränderungen der Darmschleimhaut wie schmierige oder fetzenartige Autolyse der Schleimhäute besonders schnell nach dem Todeszeitpunkt ein, was die Beurteilung dieses Organs und das Auffinden von geringgradigen Veränderungen bei eingefrorenen und wieder aufgetauten Tierkörpern erheblich einschränkt (Friend 1999). Koproskopisch konnten aber bei 6,8 % der gesammelten Kotproben Eier von *E. revolutum* nachgewiesen werden. Das bedeutet, dass Nilgänse in der Lage sind, als kompetente Wirte für *E. revolutum* zu fungieren, aber höchstwahrscheinlich weniger als andere Wasservogelspezies von einer Infektion negativ beeinträchtigt werden.

Auch ein Befall mit dem parasitischen Nematoden *Echinuria uncinata* kann mit Mortalität bei Wasservogelbeständen assoziiert werden (Work et al. 2004; Cornell und Hawkins 1993). Es wird zwar von Mortalitäten bis zu 30 % aufgrund einer *E. uncinata*-Infektion berichtet, jedoch wurde nur ein Teil der verstorbenen Tiere *post mortem* detailliert untersucht (Cornell und Hawkins 1993). Cornell und Hawkins (1993) führen retrospektiv Berichte von *E. uncinata*-Infektionen bei 30 verschiedenen Vogelarten der Unterfamilie Anatinae an, darunter auch drei Spezies des Tribus Tadornini. Ferner wird von Infektionen bei drei Vögeln der Unterfamilie Anserinae berichtet. Dies zeigt das breite Wirtsspektrum von *E. uncinata* und somit, wie viele einheimische Wasservögel von einem eventuellen „Spillback-Effekt“ beeinflusst werden könnten. Nur drei Nilgänse, die in der Nähe von Stolzenau (Niedersachsen) bei einer Lockjagd geschossen wurden, waren mit *E. uncinata* infiziert. Durch die geringe ermittelte Prävalenz sind weitere Schlussfolgerungen kaum möglich aber weitere Untersuchungen zur Rolle der Echinurirose in Deutschland sollten folgen.

Die gesammelten und publizierten Daten der vorliegenden Arbeit können die Evolution of Increased Competitive Ability (EICA)-Hypothese (Tabelle 1) in Bezug auf Nilgänse in Mitteleuropa nicht hinreichend belegen bzw. widerlegen. Sie zeigen lediglich weiteren Forschungsbedarf in dieser Richtung auf und liefern eine Datengrundlage. Der EICA-Hypothese liegt die Beobachtung zugrunde, dass gebietsfremde Wirte zwar patent mit einheimischen Parasiten infiziert sind, diese aber trotzdem einen geringeren Effekt auf das gebietsfremde Wirtsindividuum und damit auf die Wirtspopulation haben (Creed et al. 2022b; Klironomos 2002). Es wird daher davon ausgegangen, dass durch die Verbringung von nur wenigen invasiven Individuen fast alle adaptierten Pathogene zurückgelassen werden. Gleichzeitig führt das Zurücklassen und die Überwindung des genetischen Flaschenhalses zu Genotypen, die weniger Ressourcen in die kostenintensive

Immunabwehr investieren und diese Ressourcen somit für ihre Reproduktion und ihr Größenwachstum nutzen können (Lee und Klasing 2004; Blossey und Notzold 1995). Zwar konnte diese Hypothese im Hinblick auf die Körpergröße sowohl bei Pflanzen als auch bei Tieren in zahlreichen Fällen bewiesen werden, klassenübergreifende Studien über gebietsfremde Arten konnten aber keine signifikant höhere Reproduktionsraten bei gebietsfremden Individuen einer Spezies nachweisen (Parker et al. 2013). Lee und Klasing (2004) erweiterten die Hypothese und nahmen an, dass eine reduzierte systemische Entzündung und eine höhere humorale Immunität den Umgang mit neuen Pathogenen (e. g. Endoparasiten) erleichtern und den Etablierungsprozess ermöglichen könnte. Belege hierfür konnten Bailly et al. (2016) und (Lee et al. 2005) in Tierversuchen bei verschiedenen gebietsfremden Vogelspezies erbringen. Aber auch gegenteilige Beobachtungen existieren, wie beispielsweise die Beobachtung, dass eine hohe T-Zell-Immunreaktion positiv mit Etablierungserfolg einer gebietsfremden Vogelspezies assoziiert sind (Møller und Cassey 2004). Eine zellmedierte Immunantwort wird von Klasing (2004) als „high-cost“ -Immunreaktion bezeichnet.

Für die Einschätzung der Invasivität einer Tierart in Deutschland durch das BfN werden auch die Übertragungsrisiken von anthroozoonotischen Erregern berücksichtigt (Nehring et al. 2015a). Wiederholt wurde in der Literatur darauf hingewiesen, dass künftig der Transport von Vektoren und Pathogenen durch den internationalen Handel stärker überwacht werden muss (Hulme 2014; Pili et al. 2023). Wassergeflügelarten in Europa werden als Überträger von anthroozoonotischen Erregern wie aviärer Influenza, *Salmonella* spp. und *Campylobacter* spp. beschrieben (Elmberg et al. 2017). Doch nicht nur Pathogene, die von Wildtieren auf Menschen und Haustiere übertragen werden, müssen beachtet werden. Wie die vorliegenden Studien und andere Arbeiten zeigen, ist der umgekehrte Infektionsweg, nämlich Infektionen von Wildtieren durch anthropogene Einflüsse, genauso beachtenswert (Thompson et al. 2009).

In der vorliegenden Arbeit wurden zudem die Nilgänsen auf folgende anthroozoonotische Erreger genauer untersucht: *Eustrongylides* spp., *Echinostoma* spp., *Giardia* spp., *Cryptosporidium* spp., *T. gondii*, *Sarcocystis* spp. *Salmonella* spp., *E. coli* sowie Born disease virus (BDV). *Salmonella* spp.-Infektionen waren entgegen der allgemeinen Annahme und öffentlichen Meinung in keiner der untersuchten Proben nachweisbar (Fischer et al. 2023a). Als einziger anthroozoonotischer Erreger wurde hingegen *E. revolutum* bei 7,9 % ($n = 114$) der untersuchten Tierkörper und bei 6,8 % ($n = 148$) der gesammelten Kotproben detektiert. Da sich der Endwirt ausschließlich über die orale Aufnahme von Frischwasserschnecken mit *E. revolutum*-Metazerkarien infizieren kann, scheint eine menschliche Infektion in Deutschland außer bei Kleinkindern sehr unwahrscheinlich.

Whole Genome Sequencing (WGS) von 260 Isolaten der Unterart *Salmonella enterica* subsp. *enterica* von verschiedenen Wildtierspezies in Deutschland ergab, dass die Wildtierisolate keine eigenständigen phylogenetischen Cluster bilden. Vielmehr zeigt beispielsweise der vogelassoziierte Stamm *S. Enteritidis* ST11 einen regelmäßigen Austausch zwischen Wildtieren, Nutztieren und Menschen. Uelze et al. (2021) betrachten daher die unmittelbare Stallumgebung sowie den Konsum kontaminierter anthropogener Abfälle als einen *Salmonella*-Hauptinfektionsort für Wildtiere (Uelze et al. 2021). Daraus lässt sich folgern, dass auch

wenn in der vorliegenden Arbeit keine Salmonellen bei Nilgänsen in urbanen und ländlichen Räumen nachweisbar waren, diese Kulturfolger als potenzielle Vektoren für Salmonellosen agieren können. Zumindest in innerstädtischen Räumen, in denen Nilgänse Parkanlagen, Liegewiesen und Schwimmbäder mit sehr vielen Menschen teilen – wobei es sich bei einem Teil dieser Menschen um vulnerable Gruppen (i. e. Kinder, ältere Menschen, Schwangere, vorerkrankte Menschen) handelt – sollte eine regelmäßige Überwachung der anthroponotischen Risiken stattfinden (Fischer et al. 2023a). Ähnliche Infektionswege wie bei den pathogenen Stämmen von *E. coli* sind bei anderen bakteriellen Erregern denkbar. Zukünftige Untersuchungen sollten großräumiger auch das Risiko einer potenziellen Übertragung von anthroponotischen Pathogenen von *E. coli* durch Nilgänse bewerten.

Für ein erfolgreiches Langzeitmanagement ist es einerseits wichtig, jede etablierte gebietsfremde Spezies individuell zu betrachten und möglichst viele Daten über diese Art zu sammeln, um pauschale speziesübergreifende Maßnahmen zu vermeiden. Diese sind nämlich vergleichsweise kostenintensiv und ineffektiv (Diagne et al. 2020). Genauso wichtig ist es aber auch, möglichst viele Daten über stattfindende erfolgreiche ökologische Invasionen zu sammeln, um diese künftig zu vermeiden und potenzielle invasive Arten möglichst früh zu erkennen. Da Managementmaßnahmen besonders im Hinblick auf Wirbeltiere eine breite öffentliche Diskussion mit moralisierendem Unterton hervorrufen, aber nur geringe Erfolgsaussichten im Hinblick auf den Erhalt der Biodiversität haben, ist die Prävention ins Zentrum der Anstrengungen zu rücken. Im Hinblick auf die gebietsfremde Spezies *A. aegyptiaca* in Mitteleuropa lassen sich die hier gesammelten Daten teilweise auf gebietsfremde Populationen in Nordamerika und auf der Arabischen Halbinsel übertragen. So können Managementmaßnahmen zu einem frühen Zeitpunkt des Etablierungsprozesses eingeleitet werden und damit effektiver in diesen eingreifen.

Nur die Generierung möglichst vieler wissenschaftlicher Daten über das ökologische Netzwerk rund um Invasoren wird es langfristig ermöglichen, korrekte Bekämpfungsmaßnahmen zu ergreifen um nicht nur die Ökosysteme mit endemischer Biodiversität, sondern auch die lokale Bevölkerung vor deren Pathogenen zu schützen.

VIII. Zusammenfassung

Seit spätestens dem Aurignacien vor ca. 40.000 bis 31.000 Jahren führt der Mensch (*Homo sapiens*) auf seinen Wanderbewegungen über die biogeografischen Grenzen hinweg in einem immer schnelleren Tempo Tiere und Pflanzen in stetig steigender Zahl mit sich (Pongsiri et al. 2009; Broodbank 2018). Die Etablierung von gebietsfremden Tier- und Pflanzenarten (i. e. Neobiota) gilt angesichts ihrer vielfältigen ökologischen Auswirkungen als eine der größten Bedrohungen für die weltweite Biodiversität (Cornet et al. 2016; Blackburn et al. 2009; Lee und Klasing 2004). Gebietsfremde Arten können Parasiten aus ihren ursprünglichen Verbreitungsgebieten in die neu besiedelten Lebensräume mitbringen, wo sie ebenfalls einer Vielzahl von für ihr Immunsystem neuen Pathogenen ausgesetzt sind. Die Interaktionen zwischen der Wirtspopulation und den Makro- bzw. Mikroparasiten nehmen Einfluss auf den Ausbreitungs- und Etablierungsprozess einer gebietsfremden Art (Drake 2003; Gethings et al. 2016; Torchin et al. 2001).

In der vorliegenden Arbeit wird die synanthrope Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) als exemplarisch für eine gebietsfremde Vogelspezies in Mitteleuropa vorgestellt und es werden die sie befallenden gastrointestinalen Endoparasiten untersucht. Diese synanthropen Halbgänse leben unter anderem in Parkanlagen, in Freibädern und auf Golfplätzen in der unmittelbaren Umgebung von Menschen, weshalb auch das Risiko einer von *Salmonella* spp. verursachten Anthroozoonose eingeschätzt wurde.

Die Nilgans ist in Mitteleuropa ein Neozoon. Diese Spezies wurde im 17. Jahrhundert nach England eingeführt, wo sie als Ziergeflügel in Parkanlagen gehalten wurde. Während die auf Parkflüchtlinge zurückgehende Nilganspopulation in Europa sich anfänglich nur sehr langsam ausbreitete (Lensink 1998; Sutherland und Allport 1991), hat sie sich hierzulande mittlerweile zu der am schnellsten expandierenden Wasservogelspezies entwickelt (Huysentruyt et al. 2022).

Für die vorliegende Studie wurden im Zeitraum zwischen Januar 2020 und Juni 2021 178 wild lebende Nilgänse in ihrem Habitat aufgespürt und 148 Kotproben gesammelt ($n = 148$). Diese Kotproben wurden in sieben deutschen Bundesländern gesammelt und auf parasitäre Zwischenstadien untersucht, wobei die Natriumacetat-Essigsäure-Formalin-Technik (SAF-Technik), modifiziert mit Essigsäureethylester, zur Anwendung kam. Im genannten Zeitraum wurden auch 114 geschossene oder verendete Tierkörper aus fünf deutschen Bundesländern *post mortem* auf Adult- und Zwischenstadien von Endoparasiten untersucht ($n = 114$). 83 Kotproben, 30 Socktupferpaare sowie 25 Blinddärme von frisch geschossenen Nilgänsen wurden auf *Salmonella* spp. untersucht ($n = 138$), wobei das Verfahren nach ISO 6975 (2017) und eine Kombination aus Voranreicherung und spezifischer kommerzieller PCR (Zulassungsnummer FLI-B-656) zur Anwendung kamen. Diese Proben stammten aus fünf Bundesländern. Dabei wurden auch Kotproben in 14 Freibädern gesammelt, welche regelmäßig von Nilgänsen aufgesucht wurden: So konnte dann *in vitro* getestet werden, ob die im Kot ausgeschiedenen Stämme von *Salmonella enterica* (subsp. *enterica* Serovar Anatum) im Schwimmbadwasser, das nach DIN 19643 mit Chlorgas behandelt worden war, infektiös blieben. Ferner

wurden 100 Proben auf *Cryptosporidium* spp. untersucht, wobei Mikroskopie, Koproantigen-ELISA und ein kommerzielles PCR-Kit zum Einsatz kamen.

Im Zuge der vorliegenden Studie wurden insgesamt 13 verschiedene mehrzellige Endoparasiten mittels Koprokopie und Sektion von Tierkörpern nachgewiesen. Im Fall von *Echinostoma revolutum* wurde die Speziesdiagnose mittels Sequenzierung eines Teils des ND1-Gens und des COX1-Gens gestellt. *Hystrichis tricolor*, ein in Mitteleuropa selten vorkommender Endoparasit des Proventriculus, wurde molekularbiologisch mittels Sequenzierung eines Teils des 18S-Gens identifiziert.

Es wurden signifikante Unterschiede bei den Prävalenzen zwischen den im urbanen Raum und den in periurbanen Gebieten lebenden Nilgänsen festgestellt. Es wurden auch geografische Zonen ausgemacht, in denen bestimmte Endoparasitenspezies öfter als in anderen Gebieten gefunden wurden, was möglicherweise Hinweise auf das Migrationsverhalten der Nilgans in Mitteleuropa liefern könnte. Es wurden patente Infektionen bei *Alopochen aegyptiaca* für die Endoparasiten *Hystrichis tricolor*, *Echinuria uncinata*, *Porrocaecum* spp. und *Echinostoma* spp., nachgewiesen. Daraus kann geschlossen werden, dass diese indigenen Endoparasiten den gebietsfremden Wirtsorganismus *Alopochen aegyptiaca* nicht nur infizieren, sondern zudem auch in der Lage sind, sich in diesem fortzupflanzen und über diesen dann dessen Artgenossen sowie andere Wasservogelarten und Säugetiere zu infizieren. Bei Infektionen mit den indigenen Endoparasiten *H. tricolor* und *E. uncinata* zeigten histologische Untersuchungen, dass die infizierten Nilgänse an einer schweren Entzündung des Drüsenmagens (Proventriculus) litten. Chronische Entzündungsprozesse kosten den Wirtsorganismus Ressourcen und verringern somit seine biologische Fitness. Da der Nachweis erbracht wurde, dass Nilgänse die genannten Parasiten übertragen, ergibt sich ganz klar ein weiterer Forschungsbedarf hinsichtlich eines potenziellen „Spillback-Effekts“ auf einheimische Wassergeflügelarten wie Stockenten (*Anas platyrhynchos*), Blässhühner (*Fulica atra*) und Teichhühner (*Gallinula chloropus*).

Vorbehaltlich einiger Einschränkungen lassen sich die in der vorliegenden Studie festgestellten Prävalenzen von Endoparasiten bei *Alopochen aegyptiaca* mit jenen in Untersuchungen von einheimischem Wassergeflügel wie *Anas platyrhynchos* vergleichen: Im Durchschnitt ist die Nilgans offenbar seltener und mit einer geringeren Bandbreite an Endoparasitenspezies infiziert als die in ähnlichen Habitaten lebende Stockente.

Schließlich zeigte die vorliegende Studie, dass das Risiko einer Anthropozoonose durch Erreger wie *Salmonella* spp., *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp., *Toxoplasma gondii* und *Echinostoma* spp. offenbar nur sehr gering ist, da in den untersuchten Proben keiner dieser Erreger nachgewiesen wurden. Allerdings konnte hier gezeigt werden, dass *Salmonella enterica* (subsp. *enterica* Serovar Anatum) bis zu 180 Minuten lang in chloriertem Schwimmbadwasser überleben konnte und entsprechend infektiös blieben. Das mit

Nilgänsen verbundene Risiko einer Echinostomiasis für Badegäste an Süßwasserseen oder Teichen ist aber nicht sehr hoch, da Menschen in Deutschland in der Regel keine ungekochten Süßwasserschnecken konsumieren.

VIII. Summary

At the latest since the Aurignacian about 40,000 to 31,000 years ago humans (*Homo sapiens*) have been carrying around in their course of migrations and expansions across biogeographical boundaries an ever-increasing number of animals and plants at an ever-faster pace (Pongsiri et al. 2009; Broodbank 2018). The introduction of non-native species resulting in the establishment of breeding populations and the associated multiple ecological consequences are seen as one of the most important threats to global biodiversity (Cornet et al. 2016; Blackburn et al. 2009; Lee und Klasing 2004). The introduced alien populations generally belong to generalist species. These neobiota can bring along pathogens/parasites from their native geographic range into the new habitats where, conversely, they are also exposed to a variety of pathogens/parasites that are new to their immune system. The interactions between the host population and the macroparasites/microparasites impact the process of alien expansion and establishment of non-native species.

This study presents the Egyptian goose (*Alopochen aegyptiaca*) as a good example for the introduction of a non-native bird species to Central Europe and examines the endoparasites infecting these neozoon birds. These synanthropic shelducks have taken up residence also in public parks, in garden areas of public swimming pools and on golf courses in the immediate vicinity to people. Therefore, the risk of anthroozoonosis transmission through Egyptian geese such as cryptosporidiosis or salmonellosis has also been assessed. In Germany the Federal Agency for Nature Conservation (Bundesamt für Naturschutz (BfN)) is running a list of non-native species and assessing their harmfulness. The associated transmission risk through anthroozoonotically relevant pathogens is evaluated and appropriate control measures can be thereafter decided if necessary (Nehring et al. 2015a).

Alopochen aegyptiaca is a neozoon in Central Europe and on the British Isles. The species has been introduced to England in the 17th century in order to be displayed as ornamental birds on estates and in private parks. The current European populations of Egyptian goose trace back to some birds escaped from these parks. Whereas this non-native species spread only very slowly in the beginning (Lensink 1998; Sutherland and Allport 1991), it has now become the fastest growing waterfowl population in Central Europe (Huysentruyt et al. 2022).

For the present study 178 free-ranging Egyptian geese were spotted in their natural habitats and 148 faecal samples were collected ($n = 148$) between January 2020 and June 2021. These faecal samples were collected in seven Federal States of Germany and examined for parasitic stages (i. e. eggs, oocysts, cysts, larvae) using the sodium acetate-acetic acid-formalin technique (SAF technique) modified with acetic acid ethyl ether. In addition, 114 shot or perished carcasses ($n = 114$) from five Federal States of Germany were analysed *post mortem* for endoparasites during the same period of time. 83 faecal samples, 30 pairs of boot cover swabs and 25 caecal samples from recently shot Egyptian geese were additionally tested for *Salmonella* spp. ($n = 138$) using ISO 6975 (2017) and a combination of pre-enrichment and specific

commercial PCR (approval number FLI-B-656). These samples came from five Federal States of Germany. Faecal samples were collected in 14 public swimming pools in Germany that were being attended by Egyptian geese. As well, it was possible to test *in vitro* whether strains of *Salmonella enterica* (subsp. *enterica* Serovar Anatum) which might be excreted in faeces had remained infectious in swimming pool water chlorinated in accordance with German DIN 19643. In addition, 100 samples were tested for *Cryptosporidium* spp. oocyst presence using carbol fuchsin faecal smears, coproantigenic ELISA and a commercial PCR kit.

The present study identified a total of 13 metazoan endoparasites using coprological investigations and necropsy. In the case of *Echinostoma revolutum* noted for unspecific external characteristics, the species diagnosis was carried out by sequencing parts of the ND1 and COX1 genes. *Hystrichis tricolor*, an endoparasite which colonizes the proventriculus and that is rarely found in Central Europe, was identified by sequencing part of the 18S gene as well as morphological criteria.

Significant differences in the prevalences have been observed between Egyptian geese living in urban space and birds based in peri-urban areas. In addition, specific geographical areas were identified where certain endoparasites were found more frequently than in other areas. These results could possibly provide insights into migration patterns of the Egyptian goose within Central Europa. Evidence of patent infection with native endoparasites, i.e. *H. tricolor*, *Echinuria uncinata*, *Porrocaecum* spp. and *E. revolutum*, was here demonstrated. This means that the native endoparasites identified do not only infect the non-native host *Alopochen aegyptiaca* but also able to reproduce within this neozoan host and hence to infect its conspecifics as well as other waterfowl species and mammals. Histological examinations carried out on Egyptian geese infected with the native endoparasites *H. tricolor* and *E. uncinata* showed that the birds suffered from severe inflammation of the proventriculus. A chronic inflammatory condition of intestine results in less nutrient absorption. Additionally, less energy consumes the host's resources and thus reduces its biological fitness. The present study clearly shows that neozoan Egyptian geese are a natural reservoir host for various avian parasites and that the risk of spillback on to native waterfowls such as mallards (*Anas platyrhynchos*), coots (*Fulica atra*) and moorhens (*Gallinula chloropus*) needs to be investigated further.

Subject to some caveats, the prevalences of endoparasites in *Alopochen aegyptiaca*, as evidenced by the present study, can be compared with the prevalences of endoparasites in native waterfowl such as *Anas platyrhynchos*, as evidenced by the quoted studies: On average, the Egyptian goose seems to be infected less frequently and with a smaller range of endoparasite species than the mallard living in similar habitats.

Finally, the present study has shown that the risk of getting infected with relevant parasitic and bacterial anthroponoses, such as echinostomosis, cryptosporidiosis and salmonellosis seems to be very low as the samples analyzed did not give evidence of these pathogens with exception of *E. revolutum*.

IX. Literaturverzeichnis

- AbouLaila, M.; El-Bahy, N.; Hilali, M.; Yokoyama, N.; Igarashi, I. (2008): Prevalence of the enteric parasites of ducks from Behera governorate, Egypt. In: *National Research Center for Protozoan Disease* (21), S. 36–44. DOI: 10.32268/jprotozoolres.21.2_36.
- Administration de la nature et des forêts (2020): Plan d'action pour espèces exotiques envahissantes – L'ouette d'Égypte *Alopochen aegyptiacus* (Linnaeus, 1766). Administration de la nature et des forêts. Luxemburg.
- Adriens, T.; Close, A.; Roberstone, P. A.; Maillard, J.-F.; Guillemain, M.; Pernollet, C. A.; Huysentruyt, F. (2020): Canada Goose (*Banta canadensis* Linnaeus 1758). In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): *Invasive birds. Global trends and impacts*. Wallingford, Boston MA: CABI.
- Allard, K.; Gilchrist, H. G. (2002): Kleptoparasitism of Herring Gulls Taking Eider Eggs by Canada Geese. In: *Waterbirds* 25 (2), S. 235. DOI: 10.1675/1524-4695(2002)025[0235:KOHGTE]2.0.CO;2.
- Anders, C. (2017): Erfassung der Bestände von Kanadagans *Branta canadensis* und Nilgans *Alopochen aegyptiaca* im Jahr 2016 im Großherzogtum Luxemburg. In: *Regulus Wissenschaftliche Berichte* (32), S. 12–19.
- Anderson, R. M. (1978): The regulation of host population growth by parasitic species. In: *Parasitology* 76 (2), S. 119–157. DOI: 10.1017/S0031182000047739.
- Anderson, R. M.; May, R. M. (1978): Regulation and Stability of Host-Parasite Population Interactions: I. Regulatory Processes. In: *Journal of Animal Ecology* 47 (1), S. 219. DOI: 10.2307/3933.
- Andrews, C. W. (1897): On some Fossil Remains of Carinate Birds from Central Madagascar. In: *Ibis* 39 (3), S. 343–359. DOI: 10.1111/j.1474-919X.1897.tb03281.x.
- Andris, K.; Gabier, E.; Hurst, J.; Münch, C.; Rupp, J.; Westermann, K. (2011): Rasche Ausbreitung der Nilgans (*Alopochen aegyptiaca*) am südlichen Oberrhein. In: *Naturschutz südl. Oberrhein* (6), S. 85–98. Online verfügbar unter <http://fosor.de/artikel/nilgans.pdf>.
- Anselin, A.; Devons, K. (2007): Review of the status of introduced non-native waterbirds and their effects in Flanders, Belgium. Hg. v. Instituut voor Natuur - en Bosonderzoek. Brussels.
- Arbeitsgruppe Arten- und Biotopschutz der LANa (2019): Nilgans – Management- und Maßnahmenblatt zu VO (EU) Nr. 1143/2014.
- Atkinson, C. T. (2008): Avian Malaria. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Avery, L. M.; Feare, C. J. (2020): Control or eradication: problems in the management of invasive birds. Hg. v. C. T. Downs und L. A. Hart. Wallingford, Boston MA: CAB International.
- Avery, R. A. (1966): Helminth parasites of wildfowl from Slimbridge, Gloucestershire. I. Parasites of captive Anatidae. In: *Journal of helminthology* 40 (3), S. 269–280. DOI: 10.1017/S0022149X00020897.
- Bailly, J.; Garnier, S.; Khimoun, A.; Arnoux, E.; Eraud, C.; Goret, J.-Y. et al. (2016): Reduced inflammation in expanding populations of a neotropical bird species. In: *Ecology and evolution* 6 (20), S. 7511–7521. DOI: 10.1002/ece3.2486.
- Ballweber, L. R. (2004): Waterfowl parasites. In: *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 13 (4), S. 197–205. DOI: 10.1053/j.saep.2004.04.005.
- Banks, A. N.; Wright, L. J.; Maclean I. M. D.; Hann, C.; Rehfisch, M. M. (2008): Review of the status of introduced non-native waterbird species in the area of the African-Eurasian Waterbird Agreement: 2007 update. In: *British Trust for Ornithology, Thretford, UK*.
- Barnagaud, J.-Y.; Barbaro, L.; Papaix, J.; Deconchat, M.; Brockerhoff, E. G. (2014): Habitat filtering by landscape and local forest composition in native and exotic New Zealand birds. In: *Ecology* 95 (1), S. 78–87. DOI: 10.1890/13-0791.1.
- Bauer, H. G.; Bezzel, E.; Fiedler, W. (2012): *Das Kompendium der Vögel Mitteleuropas*. 2. Aufl. Wiebelsheim: Aula.

Bauer, H. G.; Woog, F. (2008): Nicht einheimische Vogelarten (Neozoen) in Deutschland, Teil I: Auftreten, Bestände und Status. In: *Vogelwarte* (46), S. 157–194.

Baumgärtner, W.; Gruber, A. D. (2020): *Spezielle Pathologie für die Tiermedizin*. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.

Bean, A. G. D.; Lowenthal, J. W. (2021): Avian cytokines and their receptors. In: B. Kaspers, K. A. Schat, T. Göbel und L. Vervelde (Hg.): *Avian immunology*. Third edition / edited by Bernd Kaspers, Karel A. Schat, Thomas Göbel, Lonke Verdelde. Amsterdam: Academic Press.

Beaury, E. M.; Finn, J. T.; Corbin, J. D.; Barr, V.; Bradley, B. A. (2020): Biotic resistance to invasion is ubiquitous across ecosystems of the United States. In: *Ecology letters* 23 (3), S. 476–482. DOI: 10.1111/ele.13446.

Benskin, C. McW H.; Wilson, K.; Jones, K.; Hartley, I. R. (2009): Bacterial pathogens in wild birds: a review of the frequency and effects of infection. In: *Biological reviews of the Cambridge Philosophical Society* 84 (3), S. 349–373. DOI: 10.1111/j.1469-185X.2008.00076.x.

Bernauer, D.; Jansen, W. (2006): Recent invasions of alien macroinvertebrates and loss of native species in the upper Rhine River, Germany. In: *AI* 1 (2), S. 55–71. DOI: 10.3391/ai.2006.1.2.2.

Berto, B. P.; Brice, B.; Thomas, G.; Elloit, A.; Zahedi, A.; Yang, R. (2022): *Eimeria* spp. and *Tyzzeria perniciosa* Allen, 1936 (Apicomplexa: Eimeriidae) from a Pacific black duck, *Anas superciliosa* Gmelin (Aves: Anseriformes), in western Australia. In: *Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases* 2, S. 100075. DOI: 10.1016/j.crvpbd.2022.100075.

Blackburn, T. M.; Lockwood, J. L.; Cassey, P. (2009): Avian invasions. The ecology and evolution of exotic birds. Oxford: Oxford Univ. Press (Oxford avian biology, 1). Online verfügbar unter <http://site.ebrary.com/lib/alltitles/docDetail.action?docID=10348634>.

Blair, R. B. (1996): Land Use and Avian Species Diversity Along an Urban Gradient. In: *Ecological Applications* 6 (2), S. 506–519. DOI: 10.2307/2269387.

Blossey, B.; Notzold, R. (1995): Evolution of Increased Competitive Ability in Invasive Nonindigenous Plants: A Hypothesis. In: *J Ecology* 83 (5), S. 887. DOI: 10.2307/2261425.

Boag, D. A.; Pearlstone, P. S. M. (1979): On the life cycle of *Lymnaea stagnalis* (Pulmonata: Gastropoda) in southwestern Alberta. In: *Can. J. Zool.* 57 (2), S. 353–362. DOI: 10.1139/z79-041.

Bolte, A. L.; Lutz, W.; Kaleta, E. F. (2000a): Untersuchungen zum Vorkommen von Infektionserregern bei freilebenden Graugänsen (*Anser anser* Linné, 1758). In: *Zeitschrift für Jagdwissenschaft* 46 (3), S. 176–179. DOI: 10.1007/BF02241355.

Bolte, A. L.; Lutz W.; Kaleta, E. F. (2000b): Investigation of the occurrence of infective agents among free living gray geese (*Anser anser* Linne, 1758). In: *Zeitschrift für Jagdwissenschaft* 2000 46 (3), S. 176–179. Online verfügbar unter https://www.researchgate.net/publication/289417047_Investigation_of_the_occurrence_of_infective_agents_among_free_living_gray_geese_Anser_anser_Linne_1758.

Bomford, M.; O'Brien, P. (1995): Eradication or Control for Vertebrate Pests? In: *Wildlife Society Bulletin* (23), S. 249–255.

Brehm, A. E. (1855): *Reiseskizzen aus Nord-Ost-Afrika. oder den unter ägyptischen Herrschaft stehenden Ländern Egypten, Nubien, Sennahr, Rosseeres und Kordofahn*. Jena.

Brehm, A. E. (1893): *Brehms Tierleben. kleine Ausgabe für Volk und Schule. Zweiter Band Die Vögel*. Leipzig und Wien.

Breuste, J.; Schnellinger, J.; Qureshi, S.; Faggi, A. (2013): Urban Ecosystem services on the local level: Urban green spaces as providers. In: *Ekologia* 32 (3). DOI: 10.2478/eko-2013-0026.

Brinck-Lindroth, G.; Smit, F. G. A. M. (2007): *The fleas (Siphonaptera) of Fennoscandia and Denmark*. Leiden, Boston: Brill (Fauna entomologica Scandinavica, v. 41).

- Broodbank, C. (2018): Die Geburt der mediterranen Welt: Von den Anfängen bis zum klassischen Zeitalter: Verlag C.H. Beck.
- Brown, L. H.; Urban, E. K.; Newman, K. (1982): The Birds of Africa. Volume 1. London: Academic Press Inc. (London) Ltd.
- Burnett, J. L.; Allen, C. R. (2020): Continental Analysis of Invasive Birds: North America. In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): Invasive birds. Global trends and impacts. Wallingford, Boston MA: CABI.
- Buscher, H. N. (1965a): Dynamics of the Intestinal Helminth Fauna in Three Species of Ducks. In: *The Journal of Wildlife Management* 29 (4), S. 772. DOI: 10.2307/3798553.
- Buscher, H. N. (1965b): Ectoparasites from anseriform birds in Manitoba. In: *Can. J. Zool.* 43, S. 219–221. DOI: 10.1139/z65-020.
- Callaghan, C. T.; Brooks, D. M. (2016): Ecology, Behavior, and Reproduction of Invasive Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) in Texas. In: *Bulletin Texas Ornithology Society* 49 (1-2). Online verfügbar unter https://www.researchgate.net/publication/313892980_Ecology_Behavior_and_Reproduction_of_Invasive_Egyptian_Geese_Alopochen_aegyptiaca_in_Texas.
- Callaghan, C. T.; Major, R. E.; Wilshire, J. H.; Martin, J. M.; Kingsford, R. T.; Cornwell, W. K. (2019): Generalists are the most urban-tolerant of birds: a phylogenetically controlled analysis of ecological and life history traits using a novel continuous measure of bird responses to urbanization. In: *Oikos* 128 (6), S. 845–858. DOI: 10.1111/oik.06158.
- Campbell, B.; Lack, E. (1985): A Dictionary of birds. Calton: T & AD Poyser.
- Canaris, A. G.; Ortiz, R.; Canaris, G. J. (2010): A predictable suite of helminth parasites in the long-billed dowitcher, *Limnodromus scolopaceus*, from the Chihuahua desert in Texas and Mexico. In: *The Journal of parasitology* 96 (6), S. 1060–1065. DOI: 10.1645/GE-2503.1.
- CDC - DPDx - Echinostomiasis (2023). Online verfügbar unter <https://www.cdc.gov/dpdx/echinostomiasis/>, zuletzt aktualisiert am 06.10.2023, zuletzt geprüft am 06.10.2023.
- Chapman, R.; Jones, D. N. (2009): Just Feeding the Ducks: Quantifying a Common Wildlife-human Interaction. In: *Sunbird: Journal of the Queensland Ornithological Society* (39), S. 19–28.
- Cheke, A. S. (2010): An ecological history of the Mascarene Islands, with particular reference to extinctions and introductions of land vertebrates. In: A. W. Diamond (Hg.): *Studies of Mascarene Island Birds*: Cambridge University Press, S. 5–89.
- Chuammitri, P.; Ostojić, J.; Andreassen, C. B.; Redmond, S. B.; Lamont, S. J.; Palić, D. (2009): Chicken heterophil extracellular traps (HETs): novel defense mechanism of chicken heterophils. In: *Veterinary immunology and immunopathology* 129 (1-2), S. 126–131. DOI: 10.1016/j.vetimm.2008.12.013.
- Clark, N. J.; Olsson-Pons, S.; Ishtiaq, F.; Clegg, S. M. (2015): Specialist enemies, generalist weapons and the potential spread of exotic pathogens: malaria parasites in a highly invasive bird. In: *International journal for parasitology* 45 (14), S. 891–899. DOI: 10.1016/j.ijpara.2015.08.008.
- Cohen, S.; Greenwood, M. T.; Fowler, J. A. (1991): The louse *Trinoton anserinum* (Amblycera: Phthiraptera), an intermediate host of *Sarconema euryerca* (Filarioidea: Nematoda), a heartworm of swans. In: *Medical and veterinary entomology* 5 (1), S. 101–110. DOI: 10.1111/j.1365-2915.1991.tb00527.x.
- Colautti, R. I.; Ricciardi, A.; Grigorovich, I. A.; MacIsaac, H. J. (2004): Is invasion success explained by the enemy release hypothesis? In: *Ecol Letters* 7 (8), S. 721–733. DOI: 10.1111/j.1461-0248.2004.00616.x.
- Cole, R. A.; Friend, M. (1999): Parasites and Parasitic Diseases (Field Manual of Wildlife Diseases). In: *Zoonotics and Wildlife Disease* (15).

- Colles, F. M.; Ali, J. S.; Sheppard, S. K.; McCarthy, N. D.; Maiden, M. C. J. (2011): *Campylobacter* populations in wild and domesticated Mallard ducks (*Anas platyrhynchos*). In: *Environmental microbiology reports* 3 (5), S. 574–580. DOI: 10.1111/j.1758-2229.2011.00265.x.
- Cornell, H. V.; Hawkins, B. A. (1993): Accumulation of Native Parasitoid Species on Introduced Herbivores: A Comparison of Hosts as Natives and Hosts as Invaders. In: *The American Naturalist* (141), S. 847–865.
- Cornet, S.; Brouat, C.; Diagne, C.; Charbonnel, N. (2016): Eco-immunology and bioinvasion: revisiting the evolution of increased competitive ability hypotheses. In: *Evolutionary applications* 9 (8), S. 952–962. DOI: 10.1111/eva.12406.
- Cornet, S.; Sorci, G.; Moret, Y. (2010): Biological invasion and parasitism: invaders do not suffer from physiological alterations of the acanthocephalan *Pomphorhynchus laevis*. In: *Parasitology* 137 (1), S. 137–147. DOI: 10.1017/S0031182009991077.
- Creed, R. P.; Bailey, G. L.; Skelton, J.; Brown, B. L. (2022a): The dilution effect in a freshwater mutualism: Impacts of introduced host species on native symbionts. In: *River Research & Apps* 38 (8), S. 1460–1468. DOI: 10.1002/rra.3940.
- Creed, R. P.; Brown, B. L.; Skelton, J. (2022b): The potential impacts of invasions on native symbionts. In: *Ecology* 103 (8), e3726. DOI: 10.1002/ecy.3726.
- Crompton, D. W.; Whitfield, P. J. (1968): The course of infection and egg production of *Polymorphus minutus* (Acanthocephala) in domestic ducks. In: *Parasitology* 58 (1), S. 231–246. DOI: 10.1017/S0031182000073583.
- Cumming, G. S.; Gaidet, N.; Ndlovu, M. (2012): Towards a unification of movement ecology and biogeography: conceptual framework and a case study on Afrotropical ducks. In: *Journal of Biogeography* 39 (8), S. 1401–1411. DOI: 10.1111/j.1365-2699.2012.02711.x.
- Curtis, O. E.; Hockey, P. A. R.; Koeslag, A. N. N. (2007): Competition with Egyptian Geese *Alopochen aegyptiaca* overrides environmental factors in determining productivity of Black Sparrowhawks *Accipiter melanoleucus*. In: *Ibis* 149 (3), S. 502–508. DOI: 10.1111/j.1474-919X.2007.00675.x.
- Cuthbert, R. N.; Bartlett, A. C.; Turbelin, A. J.; Haubrock, P. J.; Diagne, C.; Pattison, Z. et al. (2021): Economic costs of biological invasions in the United Kingdom. In: *NB* 67, S. 299–328. DOI: 10.3897/neobiota.67.59743.
- Dachverband deutscher Avifaunisten Datenbank (2021): Deutschlandweite Nilgansbeobachtungen. Online verfügbar unter https://www.ornitho.de/index.php?m_id=81&sp_tg=1&speciesfilter=&frmSpecies=81&frmDisplay=Auflisten, zuletzt geprüft am 31.01.2022.
- DAISIE Database (2022). Online verfügbar unter <https://www.gbif.org/species/2498252>, zuletzt aktualisiert am 28.02.2022, zuletzt geprüft am 28.02.2022.
- Daoust, P.-Y.; Prescott, J. F. (2008): Salmonellosis. In: Nancy J. Thomas, D. Bruce Hunter und Carter T. Atkinson (Hg.): *Infectious Diseases of Wild Birds*. 1., Auflage. New York, NY: John Wiley & Sons.
- Dare, O. K.; Forbes, M. R. (2013): Do invasive bullfrogs in Victoria, British Columbia, Canada, show evidence of parasite release? In: *Journal of helminthology* 87 (2), S. 195–202. DOI: 10.1017/S0022149X12000211.
- Degen, W. G. J.; van Daal, N.; Rothwell, L.; Kaiser, P.; Schijns, V. E. J. C. (2005): Th1/Th2 polarization by viral and helminth infection in birds. In: *Veterinary microbiology* 105 (3-4), S. 163–167. DOI: 10.1016/j.vetmic.2004.12.001.
- Delannoy, C. A.; Cruz, A. (1991): Philornid parasitism and nestling survival of the Puerto Rican sharp-shinned hawk. In: J. E. Loye und M. Zuk (Hg.): *Bird-Parasite Interactions. Ecology, Evolution and Behaviour*. New York: Oxford University Press.
- Deplazes, P.; Joachim, A.; Mathis, A.; Strube, C.; Taubert, A.; Samson-Himmelstjerna, G.; Zahner, H. (2021): *Parasitologie für die Tiermedizin*. 4., überarbeitete Auflage. Stuttgart, New York: Georg Thieme Verlag.
- Dhondt, A. A. (2012): *Interspecific competition in birds*. Oxford, New York: Oxford University Press (Oxford avian biology series, 2).

Diagne, C.; Leroy, B.; Gozlan, R. E.; Vaissière, A-C; Assailly, C.; Nuninger, L. et al. (2020): InvaCost, a public database of the economic costs of biological invasions worldwide. In: *Scientific data* 7 (1), S. 277. DOI: 10.1038/s41597-020-00586-z.

Djurđević, B.; Vučićević, I.; Bogunović, D.; Pajić, M.; Vejnović, B.; Prodanov-Radulović, J.; Polaček, V. (2022): First Report of *Sarconema euryerca* Heart Infection in Mute Swans in Serbia. In: *Acta parasitologica* 67 (4), S. 1773–1777. DOI: 10.1007/s11686-022-00616-3.

Dobson, A. P.; May, R. M. (1986): Patterns of Invasions by Pathogens and Parasites. In: W. D. Billings, F. Golley, O. L. Lange, J. S. Olson, H. Remmert, Harold A. Mooney und James A. Drake (Hg.): *Ecology of Biological Invasions of North America and Hawaii*, Bd. 58. New York, NY: Springer New York (Ecological Studies), S. 58–76.

Dold, C. (2012): *Nematoda: Ascaris lumbricoides*. In: Tracey Lamb (Hg.): *Immunity to parasitic infection*. Chichester West Sussex UK, Hoboken NJ: John Wiley & Sons.

Domagella, G. (2015): Untersuchungen zur Prävalenz von Salmonellen in konventionellen und modernen alternativen Legehennenhaltungssystemen. Hannover. Online verfügbar unter https://elib.tiho-hannover.de/receive/etd_mods_00000425.

Donne-Goussé, C.; Laudet, V.; Hänni, C. (2002): A molecular phylogeny of anseriformes based on mitochondrial DNA analysis. In: *Molecular phylogenetics and evolution* 23 (3), S. 339–356. DOI: 10.1016/S1055-7903(02)00019-2.

Drake, J. M. (2003): The paradox of the parasites: implications for biological invasion. In: *Proceedings. Biological sciences* 270 Suppl 2 (suppl_2), S133-5. DOI: 10.1098/rsbl.2003.0056.

Dubey, J. P.; Murata, F. H. A.; Cerqueira-Cézar, C. K.; Kwok, O. C. H.; Su, C. (2021): Epidemiologic significance of *Toxoplasma gondii* infections in turkeys, ducks, ratites and other wild birds: 2009-2020. In: *Parasitology* 148 (1), S. 1–30. DOI: 10.1017/S0031182020001961.

Dubey, J. P.; Parnell, P. G.; Sreekumar, C.; Vianna, M. C. B.; Young, R. W. de; Dahl, E.; Lehmann, T. (2004): Biologic and molecular characteristics of *Toxoplasma gondii* isolates from striped skunk (*Mephitis mephitis*), Canada goose (*Branta canadensis*), black-winged lory (*Eos cyanogenia*), and cats (*Felis catus*). In: *The Journal of parasitology* 90 (5), S. 1171–1174. DOI: 10.1645/GE-340R.

Dubey, J. P.; Rosenthal, B. M.; Felix, T. A. (2010): Morphologic and molecular characterization of the sarcocysts of *Sarcocystis rileyi* (Apicomplexa: Sarcocystidae) from the mallard duck (*Anas platyrhynchos*). In: *The Journal of parasitology* 96 (4), S. 765–770. DOI: 10.1645/GE-2413.1.

Dubey, J. P.; Webb, D. M.; Sundar, N.; Velmurugan, G. V.; Bandini, L. A.; Kwok, O. C. H.; Su, C. (2007): Endemic avian toxoplasmosis on a farm in Illinois: clinical disease, diagnosis, biologic and genetic characteristics of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*), and a goose (*Anser anser*). In: *Veterinary parasitology* 148 (3-4), S. 207–212. DOI: 10.1016/j.vetpar.2007.06.033.

Dunn, A. M. (2009): Parasites and biological invasions. In: *Advances in parasitology* 68, S. 161–184. DOI: 10.1016/S0065-308X(08)00607-6.

Dunn, A. M.; Perkins, S. E. (2012): Invasions and infections. In: *Functional Ecology* 2012 (26), S. 1234–1237. DOI: 10.1111/1365-2435.12022.

Dunn, A. M.; Torchin, M. E.; Hatcher, M. J.; Kotanen, P. M.; Blumenthal, D. M.; Byers, J. E. et al. (2012): Indirect effects of parasites in invasions. In: *Functional Ecology* 26 (6), S. 1262–1274. DOI: 10.1111/j.1365-2435.2012.02041.x.

Dunn, P. O.; Armenta, J. K.; Whittingham, L. A. (2015): Natural and sexual selection act on different axes of variation in avian plumage color. In: *Science advances* 1 (2), e1400155. DOI: 10.1126/sciadv.1400155.

Elmberg, J.; Berg, C.; Lerner, H.; Waldenström, J.; Hessel, R. (2017): Potential disease transmission from wild geese and swans to livestock, poultry and humans: a review of the scientific literature from a One Health perspective. In: *Infection ecology & epidemiology* 7 (1), S. 1300450. DOI: 10.1080/20008686.2017.1300450.

Eltringham, S. K. (1974): The survival of broods of Egyptian Goose in Uganda. In: *Wildfowl* (24), S. 41–48.

- Emde, S.; Rueckert, S.; Palm, H. W.; Klimpel, S. (2012): Invasive Ponto-Caspian amphipods and fish increase the distribution range of the acanthocephalan *Pomphorhynchus tereticollis* in the river Rhine. In: *PLoS one* 7 (12), e53218. DOI: 10.1371/journal.pone.0053218.
- Enigk, K.; Dey-Hazra, A. (1968): Die perkutane Infektion bei *Amidostomum anseris* (Strongyloidea, Nematoda). In: *Z. F. Parasitenkunde* 31 (2). DOI: 10.1007/BF00259541.
- Ewers, C.; Guenther, S.; Wieler, L. H.; Schierack, P. (2009): Mallard ducks - a waterfowl species with high risk of distributing *Escherichia coli* pathogenic for humans. In: *Environmental microbiology reports* 1 (6), S. 510–517. DOI: 10.1111/j.1758-2229.2009.00058.x.
- Ewers, C.; Wieler, L. H. (2023): Gattung *Escherichia* (Enterobacteriaceae). In: H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hg.): *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. Stuttgart: Georg Thieme Verlag KG.
- Fagerholm, H.-P.; Overstreet, R. M. (2008): Ascariid Nematodes: *Contraecaecum*, *Porrocaecum*, and *Baylisascaris*. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Feare, C. J.; Sanders, M. F.; Blasco, R.; Bishop, J. D. (1999): Canada goose (*Branta canadensis*) droppings as a potential source of pathogenic bacteria. In: *The journal of the Royal Society for the Promotion of Health* 119 (3), S. 146–155. DOI: 10.1177/146642409911900303.
- Fedynich, A. M.; Pence, D. B. (1994): Helminth community structure and pattern in a migratory host (*Anas platyrhynchos*). In: *Can. J. Zool.* 72 (3), S. 496–505. DOI: 10.1139/z94-067.
- Fedynich, A. M.; Thomas, N. J. (2008): *Amidostomum* and *Epomidiostomum*. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Feng, Y.; Alderisio, K. A.; Yang, W.; Blancero, L. A.; Kuhne, W. G.; Ndareski, C. A. et al. (2007): *Cryptosporidium* genotypes in wildlife from a new york watershed. In: *Applied and Environmental Microbiology* 73 (20), S. 6475–6483. DOI: 10.1128/AEM.01034-07.
- Fernando, M. A.; Barta, J. R. (2008): Tracheal worms. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Fernando, M. A.; Hoover, I. J.; Ogungbade, S. G. (1973): The Migration and Development of *Cyathostoma bronchialis* in Geese. In: *The Journal of parasitology* 59 (5), S. 759. DOI: 10.2307/3278400.
- Fhogartaigh, N. C.; Edgeworth, J. D. (2009): Bacterial gastroenteritis. In: *Medicine* 37 (11), S. 586–593. DOI: 10.1016/j.mpmed.2009.08.006.
- Fiedler, W.; Geiter, O.; Köppen, U. (2013): Ringfunde – herausgepickt. *Meldungen aus den Beringungszentralen* 51_2013, S. 131–136.
- Fischer, E. F.; Müller, R.; Todte, M.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2023a): Role of Free-Ranging Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*) as Natural Host Reservoirs for *Salmonella* spp. in Germany. In: *Animals : an open access journal from MDPI* 13 (21). DOI: 10.3390/ani13213403.
- Fischer, E. F.; Recht, S.; Vélez, J.; Rogge, L.; Taubert, A.; Hermosilla, C. R. (2023b): Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Synanthropic Neozoan Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca*, Linnaeus 1766) in Germany. In: *Diversity* 15 (3), S. 388. DOI: 10.3390/d15030388.
- Fischer, E. F.; Schlohsarczyk, E. K.; Gröf, M.; Gärtner, U.; Taubert, A.; Hermosilla, C. (2023c): New Insights on the Neglected Avian Nematode *Hystrichis tricolor*: Hystrichiosis-Induced Proventriculitis in Synanthropic Egyptian Geese (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766) in Germany. In: *Pathogens (Basel, Switzerland)* 12 (5). DOI: 10.3390/pathogens12050663.
- Freitas, P. M. G. de (2019): Análise do potencial impacto de uma espécie invasora em albufeiras do Alentejo: o ganso do Egito *Alopochen aegyptiaca*. Dissertation. Universidade de Évora. Departamento de biologia.

- Friend, M. (1999): Field manual of wildlife diseases. General field procedures and diseases of birds. Washington, D.C.: U.S. Dept. of the Interior U.S. Geological Survey (Information and technology report, 1999-001).
- Gaertner, M.; Wilson, J. R. U.; Cadotte, M. W.; MacIvor, J. S.; Zenni, R. D.; Richardson, D. M. (2017): Non-native species in urban environments: patterns, processes, impacts and challenges. In: *Biol Invasions* 19 (12), S. 3461–3469. DOI: 10.1007/s10530-017-1598-7.
- Gajadhar, A. A.; Wobeser, G.; Stockdale, P. H. G. (1983): Coccidia of domestic and wild waterfowl (Anseriformes). In: *Can. J. Zool.* 61 (1), S. 1–24. DOI: 10.1139/z83-001.
- Geberth, A. (2011): Verhaltensbiologische Untersuchungen zum Einfluss der Nilgans (*Alopochen aegyptiacus*) auf andere Wasservögel während der Brutzeit. In: *Zeitschrift für Vogelkunde und Naturschutz in Hessen* 19, S. 59–66.
- Georgieva, S.; Faltýnková, A.; Brown, R.; Blasco-Costa, I.; Soldánová, M.; Sitko, J. et al. (2014): Echinostoma 'revolutum' (Digenea: Echinostomatidae) species complex revisited: species delimitation based on novel molecular and morphological data gathered in Europe. In: *Parasites & vectors* 7, S. 520. DOI: 10.1186/s13071-014-0520-8.
- Gethings, O. J.; Sage, R. B.; Morgan, E. R.; Leather, S. R. (2016): Body condition is negatively associated with infection with *Syngamus trachea* in the ring-necked pheasant (*Phasianus colchicus*). In: *Veterinary parasitology* 228, S. 1–5. DOI: 10.1016/j.vetpar.2016.08.007.
- Gharagozlu, M. J.; Mobedi, I.; Aghaebrahimi Samani, R.; Taghizadeh, F.; Mowlavi, G. (2019): Esophageal-Crop Capillariasis and Proventriculus Ventriculus Hystrichiasis in a Migratory Duck (*Anas crecca*). In: *Iranian Journal of Parasitology* 14 (3), S. 413–420.
- Gower, W. C. (1939): Host-Parasite Catalogue of the Helminths of Ducks. In: *The American Midland Naturalist* 22 (3), S. 580. DOI: 10.2307/2420338.
- Grabner, D.; Doliwa, A.; Bulantová, J.; Horák, P.; Sures, B. (2020): Morphological comparison of genetically differentiated *Polymorphus* cf. *minutus* types. In: *Z. F. Parasitenkunde* 119 (1), S. 153–163. DOI: 10.1007/s00436-019-06525-1.
- Graczyk, T. K.; Fayer, R.; Trout, J. M.; Lewis, E. J.; Farley, C. A.; Sulaiman, I.; Lal, A. A. (1998): *Giardia* sp. cysts and infectious *Cryptosporidium parvum* oocysts in the feces of migratory Canada geese (*Branta canadensis*). In: *Applied and Environmental Microbiology* 64 (7), S. 2736–2738. DOI: 10.1128/AEM.64.7.2736-2738.1998.
- Graczyk, T. K.; Fried, B. (1998): Echinostomiasis: a common but forgotten food-borne disease. In: *The American journal of tropical medicine and hygiene* 58 (4), S. 501–504. DOI: 10.4269/ajtmh.1998.58.501.
- Graczyk, T. K.; Shiff, C. J. (1993): Experimental infection of domestic ducks and rodents by *Notocotylus attenuatus* (Trematoda: Notocotylidae). In: *Journal of wildlife diseases* 29 (3), S. 434–439. DOI: 10.7589/0090-3558-29.3.434.
- Green, A. J.; Elmberg, J. (2014): Ecosystem services provided by waterbirds. In: *Biological reviews of the Cambridge Philosophical Society* 89 (1), S. 105–122. DOI: 10.1111/brv.12045.
- Gregory, R. D.; Blackburn, T. M. (1991): Parasite prevalence and host sample size. In: *Parasitology Today* 7 (11), S. 316–318. DOI: 10.1016/0169-4758(91)90269-T.
- Greiner, E. C. (2008): *Isospora, Atoxoplasma, and Sracocystis*. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Griffiths, H. J.; Gonder, Eric; Pomeroy, B. S. (1976): An Outbreak of Trematodiasis in Domestic Geese. In: *Avian Diseases* 20 (3), S. 604. DOI: 10.2307/1589396.
- Groszholz, E. D.; Ruiz, G. M. (2003): Biological invasions drive size increases in marine and estuarine invertebrates. In: *Ecol Letters* 6 (8), S. 700–705. DOI: 10.1046/j.1461-0248.2003.00495.x.
- Grossi, A. A.; Sharanowski, B. J.; Galloway, T. D. (2014): *Anatoecus* species (Phthiraptera: Philopteridae) from Anseriformes in North America and taxonomic status of *Anatoecus dentatus* and *Anatoecus icterodes*. In: *Can Entomol* 146 (6), S. 598–608. DOI: 10.4039/tce.2014.12.

- Guerrini, A.; Carminati, A.; Stancampiano, L.; Roncada, P.; Frasnelli, M. (2021): Use of Flubendazole and Fenbendazole for Treatment of Lung Severe Infection by the Gapeworm *Cyathostoma bronchialis* (Nematoda: Syngamidae) in *Branta hutchinsii*, *Anser indicus* and *B. leucopsis* Exotic Geese: An Interesting Case. In: *Veterinary sciences* 8 (8). DOI: 10.3390/vetsci8080147.
- Guillemain, M.; Söderquist, P.; Champagnon, J.; Elmerg, J. (2020): Mallard (*Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758). In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): *Invasive birds. Global trends and impacts*. Wallingford, Boston MA: CABI.
- Gürtler, M.; Alter, T.; Kasimir, S.; Fehlhaber, K. (2005): The importance of *Campylobacter coli* in human campylobacteriosis: prevalence and genetic characterization. In: *Epidemiology and infection* 133 (6), S. 1081–1087. DOI: 10.1017/S0950268805004164.
- Gyimesi, A.; Lensink, R. (2010): Risk analysis of the Egyptian Goose in the Netherlands. Hg. v. Bureau Waardenburg. Culemborg, Netherlands.
- Hagemeijer, W. J. M.; Blair, M. J. (1997): *The EBCC atlas of European breeding birds. Their distribution and abundance / edited by Ward J.M. Hagemeijer, Michael J. Blair ; data editing team, Ward Hagemeijer ... [et al.] ; text editing team, Mike Blair ... [et al.]*. London: T. & A.D. Poyser.
- Halse, S. A. (1984): Diet, Body Condition, and Gut Size of Egyptian Geese. In: *The Journal of Wildlife Management* 48 (2), S. 569. DOI: 10.2307/3801191.
- Harris, H. J.; Ladowski, J. A.; Worden, D. J. (1981): Water-Quality Problems and Management of an Urban Waterfowl Sanctuary. In: *The Journal of Wildlife Management* 45 (2), S. 501. DOI: 10.2307/3807934.
- Hart, A. L.; Downs, C. T. (2020a): Introduction. In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): *Invasive birds. Global trends and impacts*. Wallingford, Boston MA: CABI.
- Hart, L. A.; Downs, C. T. (2020b): Greylag Goose (*Anser anser* Linnaeus, 1758). In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): *Invasive birds. Global trends and impacts*. Wallingford, Boston MA: CABI.
- Härtle, S.; Magor, K. E.; Göbel, T. W.; Davison, F.; Kaspers, B. (2021): Structure an evolution of avian Immunglobulins. In: B. Kaspers, K. A. Schat, T. Göbel und L. Vervelde (Hg.): *Avian immunology. Third edition / edited by Bernd Kaspers, Karel A. Schat, Thomas Göbel, Lonke Verdelde*. Amsterdam: Academic Press.
- Harvey, R. E.; Mazzotti, F. J. (2014): The Invasion Curve: A Tool for Understanding Invasive Species Management in South Florida. In: *Wildlife Ecology and Conservation Department*.
- Hatcher, M. J.; Dick, J. T.; Dunn, A. M. (2012): Diverse effects of parasites in ecosystems: linking interdependent processes. In: *Frontiers in Ecology and the Environment* (4), Artikel 10, S. 186–194. DOI: 10.1890/110016.
- Haupt, F. (2018): Nilgänse- Minder anziehend ist ihr Wesen. In: *Frankfurter Allgemeine Zeitung*, 18.04.2018.
- Havekes, F.W.J.; Snoek, M.; Ofman, D. D.; Hoogkamer, M.J.M. (2014): Predatie in een stadspopulatie van de Grauwe gans in Zoetermeer. In: *De Levende Natuur* 115 (001), S. 10–16. Online verfügbar unter <https://natuurtijdschriften.nl/pub/711350/>.
- Heinzel, H.; Fitter, R. S. R.; Parslow, J. (1977): *Pareys Vogelbuch. Alle Vögel Europas, Nordafrikas und des Mittleren Ostens*. 2., bearb. und erw. Aufl. Hamburg: Parey.
- Heneberg, P.; Sitko, J.; Bizos, J. (2015): Integrative taxonomy of central European parasitic flatworms of the family Prosthogonimidae Lühe, 1909 (Trematoda: Plagiorchiida). In: *Parasitology international* 64 (5), S. 264–273. DOI: 10.1016/j.parint.2015.02.003.
- Hohmann, R.; Woog, F. (2021): Comparing behavioural responses of Greylag Geese *Anser anser* and Egyptian Geese *Alopochen aegyptiaca* to human disturbance in an urban setting. In: *Wildfowl* (71), S. 244–261.
- Holljesiefken, A. (2007): *Die rechtliche Regulierung invasiver gebietsfremder Arten in Deutschland: Bestandsaufnahme und Bewertung (Schriftenreihe Natur und Recht)*: Springer.
- Houlihan, P.; Goodman, S. M. (1986): *The birds of Ancient Egypt*. Warminster: Aris.

- Hudson, P. J. (1968): Red grouse: the biology and management of a wild gamebird: The Game Conservancy Trust.
- Hudson, P. J.; Dobson, A. P. (1991): The direct and indirect effects of the caecal nematode *Trichostrongylus tenuis* on red grouse. In: J. E. Loye und M. Zuk (Hg.): *Bird-Parasite Interactions. Ecology, Evolution and Behaviour*. New York: Oxford University Press.
- Huffman, J. E.; Fried, B. (2012): The biology of Echinoparyphium (Trematoda, Echinostomatidae). In: *Acta parasitologica* 57 (3), S. 199–210. DOI: 10.2478/s11686-012-0042-5.
- Huffmann, J. E. (2008): Trematodes. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Hughes, R. C. (1941): A Key to the Species of Tapeworms in Hymenolepis. In: *Transactions of the American Microscopical Society* 60 (3), S. 378. DOI: 10.2307/3222833.
- Hulme, P. E. (2014): Invasive species challenge the global response to emerging diseases. In: *Trends in parasitology* 30 (6), S. 267–270. DOI: 10.1016/j.pt.2014.03.005.
- Hume, J. P.; Winters, R. (2016): Captive birds on Dutch Mauritius: bad-tempered parrots, warty pigeons and notes on other native animals. In: *Historical Biology* 28 (6), S. 812–822. DOI: 10.1080/08912963.2015.1036750.
- Huysentruyt, F.; Callaghan, C. T.; Strubbe, D.; Winston, K.; Adriaens, T.; Brooks, D. M. (2020): Egyptian Goose (*Alopochen aegyptiaca* Linnaeus, 1766). In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): *Invasive birds. Global trends and impacts*. Wallingford, Boston MA: CABI.
- Huysentruyt, F.; van Moer, K.; Adriaens, T. (2022): Testing the efficacy of different Larson trap designs for trapping Egyptian geese (*Alopochen aegyptiacus* L.) in Flanders (northern Belgium). In: *MBI* 13 (2), S. 391–405. DOI: 10.3391/mbi.2022.13.2.08.
- Inderjit, C. M. W.; Colautti, R. I. (2005): The ecology of biological invasions: past, present and future. In: Inderjit (Hg.): *Invasive Plants: Ecological and Agricultural Aspects*. Basel: Birkhäuser-Verlag, S. 19–43.
- Jacobs, D. E.; Fox, M.; Gibbons, Ly. M.; Hermosilla, C. (2016): *Principles of veterinary parasitology*. Chichester, West Sussex: Wiley Blackwell.
- Jaenike, J. (1996): Suboptimal virulence of an insect-parasitic Nematode. In: *Evolution; international journal of organic evolution* 50 (6), S. 2241–2247. DOI: 10.1111/j.1558-5646.1996.tb03613.x.
- Jaška, P.; Řepa, P. (2017): Breeding of the Egyptian Goose (*Alopochen aegyptiaca*) in the Czech Republic in 2006–2016 and a detailed analysis of its occurrence in the Karlovy Vary and Plzeň regions 2006–2016 (53), S. 103–130. Online verfügbar unter https://www.birdlife.cz/wp-content/uploads/2017/12/sylvia53_2jaska.pdf.
- Jirsa, F.; Reier, S.; Smales, L. (2021): Helminths of the mallard *Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758 from Austria, with emphasis on the morphological variability of *Polymorphus minutus* Goeze, 1782. In: *Journal of helminthology* 95, e16. DOI: 10.1017/S0022149X21000079.
- Kaiser, P. (2010): Advances in avian immunology—prospects for disease control: a review. In: *Avian pathology : journal of the W.V.P.A* 39 (5), S. 309–324. DOI: 10.1080/03079457.2010.508777.
- Kampe-Persson, H. (2010): Occurrence of Egyptian Goose *Alopochen aegyptiacus* in Europe. In: *Goose bulletin* (10), S. 34–38.
- Kanev, I.; Vassilev, I.; Dimitrov, V.; Radev, V. (1994): Life-cycle, delimitation and redescription of *Catantropis verrucosa* (Frlich, 1789) Odhner, 1905 (Trematoda: Notocotylidae). In: *Systematic parasitology* 29 (2), S. 133–148. DOI: 10.1007/BF00009809.
- Kavetska, K. M.; Pilarczyk, B.; Królaczyk, K. (2012): Stomach Nematodes of Wild Ducks (Subfamily Anatinae) Wintering in the North-Western Poland. In: *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy* 56 (1), S. 27–31. DOI: 10.2478/v10213-012-0005-5.

- Kayser, F. H.; Böttger, E. C.; Deplazes, P.; Haller, O.; Roers, A. (2014): Taschenlehrbuch Medizinische Mikrobiologie. 13., vollst. überarb. und erw. Aufl. Stuttgart: Thieme.
- Kear, J. (1966): The food of geese. In: *International Zoo Yearbook* 6 (1), S. 96–103. DOI: 10.1111/j.1748-1090.1966.tb01706.x.
- Kear, J. (2005): Ducks, geese and swans. Oxford: Oxford University Press (Bird families of the world, 16).
- Kear, J. (2010): Man and wildfowl. London: T & AD Poyser.
- Kelly, D. W.; Paterson, R. A.; Townsend, C. R.; Poulin, R.; Tompkins, D. M. (2009): Parasite spillback: a neglected concept in invasion ecology? In: *Ecology* 90 (8), S. 2047–2056. DOI: 10.1890/08-1085.1.
- Kinsella, J. M.; Hon, L. T.; Reed, P. B. (1973): A Comparison of the Helminth Parasites of the Common Gallinule (*Gallinula chloropus cachinnans*) and the Purple Gallinule (*Porphyryla martinica*) in Florida. In: *The American Midland Naturalist* 89 (2), S. 467. DOI: 10.2307/2424053.
- Klasing, K. C. (2004): The costs of immunity. In: *Acta Zoologica Sinica* (50), S. 961–969.
- Kleespies, M. W. (2023): Wahrnehmung von invasiven Arten durch Interessengruppen und die Bevölkerung in Deutschland. ZOWIAC-Konferenz. Goethe-Universität, Frankfurt. Frankfurt, 15.09.2023.
- Klingenstein, F.; Otto, C. (2008): Zwischen Aktionismus und Laissez-faire: Stand und Perspektiven eines differenzierten Umgangs mit invasiven Arten in Deutschland. In: *Natur und Landschaft* (83), S. 407–411.
- Klironomos, J. N. (2002): Feedback with soil biota contributes to plant rarity and invasiveness in communities. In: *Nature* 417 (6884), S. 67–70. DOI: 10.1038/417067a.
- Knispel, B. H. M. (2005): Morphologische und molekularbiologische Untersuchungen (PCR und REA der 5,8S rRNA-Region) an *Trichomonas gallinae* und *Tetratrichomonas gallinarum* verschiedener Vogelarten. Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen.
- Knorre, D. von; Grün, G.; Günther, R.; Schmidt, K. (1986): Die Vogelwelt Thüringens. Wiesbaden: Aula.
- Kogut, M. (2021): Avian granulocytes. In: B. Kaspers, K. A. Schat, T. Göbel und L. Vervelde (Hg.): Avian immunology. Third edition / edited by Bernd Kaspers, Karel A. Schat, Thomas Göbel, Lonke Verdelde. Amsterdam: Academic Press.
- Konicek, C.; Vodrázka, P.; Barták P.; Knotek, Z.; Hess, C.; Racka, K. et al. (2016): Detection of zoonotic pathogens in wildbirds in the cross-border region Austria-Czech Republic. In: *Journal of wildlife diseases* 52 (4), S. 850–861. DOI: 10.7589/2016-02-038.
- Konter, A. (2022a): Mögliche Zweitbruten der Nilgänse *Alopochen aegyptiaca* in Luxemburg. In: *Regulus – Wissenschaftliche Berichte (natur&ëmwelt, Luxemburg)* (37), S. 13–19.
- Konter, A. (2022b): Zur Gefährdung anderer Arten durch die zunehmende Nilganspopulation *Alopochen aegyptiaca* in Mitteleuropa. In: *Regulus – Wissenschaftliche Berichte (natur&ëmwelt, Luxemburg)* (37), S. 20–27.
- Kostadinova, A.; Herniou, E. A.; Barrett, J.; Littlewood, D. T. J. (2003): Phylogenetic relationships of *Echinostoma Rudolphi*, 1809 (Digenea: Echinostomatidae) and related genera re-assessed via DNA and morphological analyses. In: *Systematic parasitology* 54 (3), S. 159–176. DOI: 10.1023/a:1022681123340.
- Kowarik, I.; Boye, P. (2003): Biologische Invasionen. Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa ; 76 Tabellen. Stuttgart: Ulmer.
- Kruckenbergh, H.; Müller, T.; Freuling, C.; Mühle, R.-U.; Globig, A.; Schirmer, H. et al. (2011): Serological and virological survey and resighting of marked wild geese in Germany. In: *Eur J Wildl Res* 57 (5), S. 1025–1032. DOI: 10.1007/s10344-011-0514-1.

- Kutkiene, L.; Prakas, P.; Sruoga, A.; Butkauskas, D. (2010): The mallard duck (*Anas platyrhynchos*) as intermediate host for *Sarcocystis wobeseri* sp. nov. from the barnacle goose (*Branta leucopsis*). In: *Parasitology research* 107 (4), S. 879–888. DOI: 10.1007/s00436-010-1945-4.
- Lachish, S.; Knowles, S. C. L.; Alves, R.; Wood, M. J.; Sheldon, B. C. (2011): Fitness effects of endemic malaria infections in a wild bird population: the importance of ecological structure. In: *Journal of Animal Ecology* 80 (6), S. 1196–1206. DOI: 10.1111/j.1365-2656.2011.01836.x.
- Lambrecht, B.; Marché, S.; Houdart, P.; van den Berg, T.; Vangeluwe, D. (2016): Impact of Age, Season, and Flowing vs. Stagnant Water Habitat on Avian Influenza Prevalence in Mute Swan (*Cygnus olor*) in Belgium. In: *Avian Diseases* 60 (1 Suppl), S. 322–328. DOI: 10.1637/11132-050815-Reg.
- Landman, W. J. M.; Gantois, N.; Sawant, M.; Majoor, F. A.; van Eck, J. H. H.; Viscogliosi, E. (2021): Prevalence of trichomonads in the cloaca of wild wetland birds in the Netherlands. In: *Avian pathology : journal of the W.V.P.A* 50 (6), S. 465–476. DOI: 10.1080/03079457.2021.1967876.
- Lapage, G. (1960): A list of the parasitic protozoa, Helminths and Arthropoda recorded from species of the Family Anatidae (Ducks, Geese and Swans) species of the Family Anatidae (Ducks, Geese and Swans) 51, Artikel 51, S. 1–10.
- Le Minor, L.; Popoff, M. Y. (1987): Designation of *Salmonella enterica* sp. nov., nom. rev., as the Type and Only Species of the Genus *Salmonella*: Request for an Opinion. In: *International Journal of Systematic Bacteriology* 37 (4), S. 465–468. DOI: 10.1099/00207713-37-4-465.
- Lee, K. A.; Klasing, K. C. (2004): A role for immunology in invasion biology. In: *Trends in ecology & evolution* 19 (10), S. 523–529. DOI: 10.1016/j.tree.2004.07.012.
- Lee, K. A.; Martin, L. B.; Wikelski, M. C. (2005): Responding to inflammatory challenges is less costly for a successful avian invader, the house sparrow (*Passer domesticus*), than its less-invasive congener. In: *Oecologia* 145 (2), S. 244–251. DOI: 10.1007/s00442-005-0113-5.
- Leggett, H. C.; Buckling, A.; Long, G. H.; Boots, M. (2013): Generalism and the evolution of parasite virulence. In: *Trends in ecology & evolution* 28 (10), S. 592–596. DOI: 10.1016/j.tree.2013.07.002.
- Leibovitz, L. (1968): *Wenyonella philiplevinei*, n. sp., a Coccidial Organism of the White Pekin Duck. In: *Avian Diseases* 12 (4), S. 670. DOI: 10.2307/1588452.
- Lensink, R. (1998): Temporal and spatial expansion of the Egyptian goose *Alopochen aegyptiacus* in The Netherlands, 1967–94. In: *Journal of Biogeography* 25 (2), S. 251–263. DOI: 10.1046/j.1365-2699.1998.252173.x.
- Lensink, R. (1999): Aspects of the biology of Egyptian Goose *Alopochen aegyptiacus* colonizing The Netherlands. In: *Bird Study* 46 (2), S. 195–204. DOI: 10.1080/00063659909461131.
- Lensink, R.; van den Berk, V. (1996): Rosse Stekelstaarteend en Nijlgans in Nederland, zijn deze uitheemse soorten een bedreiging? : IKC Natuurbeheer Ministerie van Landbouw.
- Li, Y.; Ma, X. X.; Lv, Q. B.; Hu, Y.; Qiu, H. Y.; Chang, Q. C.; Wang, C. R. (2019): Characterization of the complete mitochondrial genome sequence of *Tracheophilus cymbius* (Digenea), the first representative from the family Cyclocoelidae. In: *Journal of helminthology* 94, e101. DOI: 10.1017/S0022149X19000932.
- Liebich, H.-G. (2010): Funktionelle Histologie der Haussäugetiere und Vögel. Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis. Unter Mitarbeit von Klaus-Dieter Budras, Sabine Kölle, Johann Maierl, Sven Reese und Grammatia Zengering. 5 ed. Stuttgart: Schattauer.
- Lindsay, D. S.; Blagburn, B. L. (2008): *Cryptosporidium*. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas and D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Lively, C. M.; Dybdahl, M. F. (2000): Parasite adaptation to locally common host genotypes. In: *Nature* 405 (6787), S. 679–681. DOI: 10.1038/35015069.

- Lochmiller, R. L.; Deerenberg, C. (2000): Trade-offs in evolutionary immunology: just what is the cost of immunity? In: *Oikos* 88 (1), S. 87–98. DOI: 10.1034/j.1600-0706.2000.880110.x.
- Long, J. L. (1981): Introduced birds of the world. The worldwide history distribution and influence of birds introduced to new environments / John L. Long. Newton Abbot, London: David & Charles.
- Loxton, K. C.; Lawton, C.; Stafford, P.; Holland, C. V. (2017): Parasite dynamics in an invaded ecosystem: helminth communities of native wood mice are impacted by the invasive bank vole. In: *Parasitology* 144 (11), S. 1476–1489. DOI: 10.1017/S0031182017000981.
- Loye, J. E.; Zuk, M. (Hg.) (1991): Bird-Parasite Interactions. Ecology, Evolution and Behaviour. New York: Oxford University Press.
- Lymbery, A. J.; Morine, M.; Kanani, H. G.; Beatty, S. J.; Morgan, D. L. (2014): Co-invaders: The effects of alien parasites on native hosts. In: *International journal for parasitology. Parasites and wildlife* 3 (2), S. 171–177. DOI: 10.1016/j.ijppaw.2014.04.002.
- Macy, R. W. (1965): On the Life Cycle of the Trematode *Prosthogonimus cuneatus* (Rudolphi, 1809) (Plagiorchiidae) in Egypt. In: *Transactions of the American Microscopical Society* 84 (4), S. 577. DOI: 10.2307/3224804.
- Madge, S.; Burn, H. (1988): Wildfowl. An identification guide to the ducks, geese and swans of the world. [1. Aufl.]. London: Christopher Helm (/Helm Identification Guides)].
- Madsen, C. S.; Mchugh, K. P.; Kloet, S. R. de (1988): A partial classification of waterfowl (Anatidae) based on single-copy DNA. In: *The Auk* (105), S. 452–459.
- Madumarov, M. J.; Kuchboev, A. E.; Abdunazarov, H. K.; Olimonovich, A. O. (2021): Development of the Parasite Nematode *Echinuria uncinata* (Nematoda: Acuariidae) in the Intermediate Host in Uzbekistan. In: *Annals of R. S. C. B.* (6), S. 3118–3124.
- Mallin, M. A.; McIver, M. R.; Wambach, E. J.; Robuck, A. R. (2016): Algal blooms, circulators, waterfowl, and eutrophic Greenfield Lake, North Carolina. In: *Lake and Reservoir Management* 32 (2), S. 168–181. DOI: 10.1080/10402381.2016.1146374.
- Malviya, H. C.; Dwivedi, P.; Varma, T. K. (1988): Effect of irradiated *Ascaridia galli* eggs on growth and cell-mediated immune responses in chickens. In: *Veterinary parasitology* 28 (1-2), S. 137–141. DOI: 10.1016/0304-4017(88)90025-8.
- Marinova, M. H.; Georgiev, B. B.; Vasileva, G. P. (2015): Description of *Diorchis thracica* n. sp. (Cestoda, Hymenolepididae) from the ruddy shelduck *Tadorna ferruginea* (Pallas) (Anseriformes, Anatidae) in Bulgaria. In: *Systematic parasitology* 91 (3), S. 261–271. DOI: 10.1007/s11230-015-9569-9.
- McDonald, M. E. (1981): Key to trematodes reported in waterfowl. In: *Resource Publication* (142). Online verfügbar unter <https://pubs.er.usgs.gov/publication/rp142>.
- McDonald, M. E. (1988): Key to acanthocephala reported in waterfowl. In: *Resource Publication* (173). Online verfügbar unter <https://pubs.er.usgs.gov/publication/2001086>.
- McLaughlin, J. D. (2008): Cestodes. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Médoc, V.; Bollache, L.; Beisel, J.-N. (2006): Host manipulation of a freshwater crustacean (*Gammarus roeseli*) by an acanthocephalan parasite (*Polymorphus minutus*) in a biological invasion context. In: *International journal for parasitology* 36 (13), S. 1351–1358. DOI: 10.1016/j.ijpara.2006.07.001.
- Meister, S. L.; Wenker, C.; Wyss, F.; Zühlke, I.; Berenguer Veiga, I.; Basso, W. U. (2022): *Syngamus trachea* in free-ranging white stork (*Ciconia ciconia*) nestlings in Switzerland. In: *International journal for parasitology. Parasites and wildlife* 18, S. 76–81. DOI: 10.1016/j.ijppaw.2022.04.007.
- Mettrick, D. F. (1959): On the nematode genus *Capillaria* in British Birds. In: *Annals and Magazine of Natural History* 2 (14), S. 65–84. DOI: 10.1080/00222935908651029.

- Meuren, D. (2022): Nilgänse in Freibädern- Sie sind wieder da. In: *Frankfurter Allgemeine Zeitung*, 11.08.2022.
- Møller, A. P.; Cassey, P. (2004): On the relationship between T-cell mediated immunity in bird species and the establishment success of introduced populations. In: *Journal of Animal Ecology* 73 (6), S. 1035–1042. DOI: 10.1111/J.0021-8790.2004.00879.X.
- Møller, A. P.; Christe, P.; Lux, E. (1999): Parasitism, host immune function, and sexual selection. In: *The Quarterly review of biology* 74 (1), S. 3–20. DOI: 10.1086/392949.
- Mooij, J. H. (1998): Die Nilgans- ein etablierter Neubürger in Westeuropa. In: *Der Falke* 45, S. 338–343.
- Mooney, H. A.; Cleland, E. E. (2001): The evolutionary impact of invasive species. In: *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 98 (10), S. 5446–5451. DOI: 10.1073/pnas.091093398.
- Morgan, J. A.; Blair, D. (1998): Relative merits of nuclear ribosomal internal transcribed spacers and mitochondrial CO1 and ND1 genes for distinguishing among Echinostoma species (Trematoda). In: *Parasitology* 116 (Pt 3), S. 289–297. DOI: 10.1017/s0031182097002217.
- Mori, E.; Meini, S.; Strubbe, D.; Ancillotto, L.; Sposimo, P.; Menchetti, M. (2018): Do alien free-ranging birds affect human health? A global summary of known zoonoses. In: G. Mazza und E. Tricarico (Hg.): *Invasive Species and Human Health*. Wallingford: CAB International.
- Moriarty, E. M.; Weaver, L.; Sinton, L. W.; Gilpin, B. (2012): Survival of *Escherichia coli*, enterococci and *Campylobacter jejuni* in Canada goose faeces on pasture. In: *Zoonoses and public health* 59 (7), S. 490–497. DOI: 10.1111/zph.12014.
- Muniz-Pereira, L. C.; Amato, S. B. (1998): Fimbriaria fasciolaris and Cloacotaenia megalops (Eucestoda, Hymenolepididae), cestodes from Brazilian waterfowl. In: *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 93 (6), S. 767–772. DOI: 10.1590/S0074-02761998000600014.
- NABU Vogelzählungen, Database (2006-2021): Alle Daten auf einen Blick. Die Ergebnisse der Stunde der Gartenvögel. Hg. v. NABU. Online verfügbar unter <https://www.nabu.de/tiere-und-pflanzen/aktionen-und-projekte/stunde-der-gartenvoegel/ergebnisse/15767.html>, zuletzt aktualisiert am 28.02.22.
- Nagy, N.; Oláh, I.; Vervelde, L. (2021): Structure of the avian lymphoid system. In: B. Kaspers, K. A. Schat, T. Göbel und L. Vervelde (Hg.): *Avian immunology. Third edition / edited by Bernd Kaspers, Karel A. Schat, Thomas Göbel, Lonke Verdelde*. Amsterdam: Academic Press.
- Ndlovu, M.; Cumming, G. S.; Hockey, P. A. R. (2014): Influence of moult and location on patterns of daily movement by Egyptian Geese in South Africa. In: *Emu - Austral Ornithology* 114 (1), S. 23–29. DOI: 10.1071/MU12108.
- Nehring, S.; Essl, F.; Rabitsch, W. (2015a): Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten. Version 1.3 ; unter Verwendung von Ergebnissen aus den F+E-Vorhaben FKZ 806 82 330, FKZ 3510 86 0500 und FKZ 3511 86 0300 und FKZ 3514 86 0200. Bonn: Bundesamt für Naturschutz (BfN-Skripten, 401).
- Nehring, S.; Rabitsch, W.; Kowarik, I. (2015b): Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde Wirbeltiere. Unter Verwendung von Ergebnissen aus den F+E-Vorhaben FKZ 806 82 330, FKZ 3510 86 0500 und FKZ 3511 86 0300. In: *BfN Skripten* (409).
- Nentwig, W. (2008): *Biological Invasions*. Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag Berlin Heidelberg (Ecological Studies, Analysis and Synthesis, 193).
- Nentwig, W. (2010): *Invasive Arten*. 1. Aufl. Bern: Haupt (UTB Profile, 3383).
- Nordberg, E. J.; Schwarzkopf, L. (2019): Reduced competition may allow generalist species to benefit from habitat homogenization. In: *J Appl Ecol* 56 (2), S. 305–318. DOI: 10.1111/1365-2664.13299.
- O'Connor, J. M. (2016): The population and range expansion of the Egyptian Goose (*Alopochen aegyptiacus*) across the UK 1993-2014. Masterthesis. University of East Anglia, UK. School of Biological Sciences.

- O'Donnell, J.; Gallagher, R. V.; Wilson, P. D.; Downey, P. O.; Hughes, L.; Leishman, M. R. (2012): Invasion hotspots for non-native plants in Australia under current and future climates. In: *Glob Change Biol* 18 (2), S. 617–629. DOI: 10.1111/j.1365-2486.2011.02537.x.
- Olsen, G. H. (2009): Bacterial and Parasitic Diseases of Anseriformes. In: *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 12 (3), S. 475–490. DOI: 10.1016/j.cvex.2009.07.004.
- Ondračková, M.; Janáč, M.; Borchering, J.; Grabowska, J.; Bartáková, V.; Jurajda, P. (2021): Non-native gobies share predominantly immature parasites with local fish hosts. In: *Journal of Vertebrate Biology* 70 (4). DOI: 10.25225/jvb.21050.
- Opsteegh, M.; Langelaar, M.; Sprong, H.; Hartog, L. den; Craeye, S. de; Bokken, G. et al. (2010): Direct detection and genotyping of *Toxoplasma gondii* in meat samples using magnetic capture and PCR. In: *International Journal of Food Microbiology* 139 (3), S. 193–201. DOI: 10.1016/j.ijfoodmicro.2010.02.027.
- Pacheco, B. L. B.; Nogueira, C. P.; Venancio, E. J. (2023): IgY Antibodies from Birds: A Review on Affinity and Avidity. In: *Animals* 13 (19), S. 3130. DOI: 10.3390/ani13193130.
- Parker, John D.; Torchin, Mark E.; Hufbauer, Ruth A.; Lemoine, Nathan P.; Alba, Christina; Blumenthal, Dana M. et al. (2013): Do invasive species perform better in their new ranges? In: *Ecology* 94 (5), S. 985–994. DOI: 10.1890/12-1810.1.
- Paterson, A. M.; Palma, R. A.; Gray, R. D. (1999): How Frequently do Avian Lice Miss the Boat? Implications for Coevolutionary Studies. In: *Systematic biology* (48), S. 214–223.
- Pence, D. B. (1972): The Genus *Oxyspirura* (Nematoda: Thelaziidae) from Birds in Louisiana. In: *The Helminthological Society of Washington* (39), S. 23–28.
- Pieper, J.; Locke, M.; Ruzaike, G.; Voigt, S.; Methner, U.; Berndt, A. (2017): In vitro and in vivo generation of heterophil extracellular traps after *Salmonella* exposure. In: *Veterinary immunology and immunopathology* 188, S. 1–11. DOI: 10.1016/j.vetimm.2017.04.008.
- Pieterse, S.; Tamis, W. (2005): Exoten in de Nederlandse avifauna: integratie of concurrentie? In: *het Vogeljaar* (53), S. 3–10.
- Pili, A. N.; Tingley, R.; van Winkel, D.; Maria, L.; Chapple, D. G. (2023): The escalating global problem of accidental human-mediated transport of alien species: A case study using alien herpetofauna interceptions in New Zealand. In: *Biological Conservation* 278, S. 109860. DOI: 10.1016/j.biocon.2022.109860.
- Pleidrup, J.; Dalgaard, T. S.; Norup, L. R.; Permin, A.; Schou, T. W.; Skovgaard, K. et al. (2014): *Ascaridia galli* infection influences the development of both humoral and cell-mediated immunity after Newcastle Disease vaccination in chickens. In: *Vaccine* 32 (3), S. 383–392. DOI: 10.1016/j.vaccine.2013.11.034.
- Pollack, U. (2009): Die städtische Mensch-Tier-Beziehung. Ambivalenzen, Chancen und Risiken. Berlin: Univ.-Verl. der TU, Univ.-Bibliothek (Soziale Regeln, 6).
- Pongsiri, M. J.; Roman, J.; Ezenwa, V. O.; Goldberg, T. L.; Koren, H. S.; Newbold, S. C. et al. (2009): Biodiversity Loss Affects Global Disease Ecology. In: *BioScience* 59 (11), S. 945–954. DOI: 10.1525/bio.2009.59.11.6.
- Poulin, R. (2007): Evolutionary ecology of parasites. 2nd ed. Princeton, N.J., Woodstock: Princeton University Press. Online verfügbar unter <http://www.loc.gov/catdir/enhancements/fy0668/2006050364-d.html>.
- Price, R. D.; Beer, J. R. (1965): A Review of *Ciconiphilus* Bedford (Mallophaga: Menoponidae). In: *Can Entomol* 97 (6), S. 657–666. DOI: 10.4039/Ent97657-6.
- Prüter, H.; Czirják, G. Á.; Twietmeyer, S.; Harder, T.; Grund, C.; Mühlendorfer, K.; Lüschor, D. (2018a): Sane and sound: a serologic and molecular survey for selected infectious agents in neozootic Egyptian geese (*Alopochen aegyptiacus*) in Germany. In: *Eur J Wildl Res* 64 (6). DOI: 10.1007/s10344-018-1231-9.

- Prüter, H.; Franz, M.; Auls, S.; Cziráj, G. Á.; Greben, O.; Greenwood, A. D. et al. (2018b): Chronic lead intoxication decreases intestinal helminth species richness and infection intensity in mallards (*Anas platyrhynchos*). In: *The Science of the total environment* 644, S. 151–160. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2018.06.297.
- Prüter, H.; Franz, M.; Twietmeyer, S.; Böhm, N.; Middendorff, G.; Portas, R. et al. (2020): Increased immune marker variance in a population of invasive birds. In: *Scientific reports* 10 (1), S. 21764. DOI: 10.1038/s41598-020-78427-7.
- Radford, C. D. (1953): The mites (Acarina: Analgesidae) living on or in the feathers of birds. In: *Parasitology* 42 (3-4), S. 199–230. DOI: 10.1017/S0031182000084468.
- Refsum, T.; Holstad, G.; Kapperud, G.; Handeland, K. (2005): An investigation of salmonella bacteria in waterfowls and migratory birds in Norway. In: *Acta veterinaria Scandinavica* 46 (1-2), S. 95–100. Online verfügbar unter https://www.researchgate.net/publication/7652880_An_investigation_of_salmonella_bacteria_in_waterfowls_and_migratory_birds_in_Norway.
- Rehfisch, M. M.; Allan, J. R.; Austin, G. E. (2010): The effect on the environment of Great Britain's naturalized Greater Canada Branta canadensis and Egyptian Geese Alopochen aegyptiacus: British Ornithologists' Union Proceedings-Impacts of Non-native Species. Online verfügbar unter https://www.researchgate.net/profile/balasz-farkas/post/what-are-the-known-effects-of-egyptian-geese-on-native-bird-populations-in-the-uk-europe/attachment/59d635fcc49f478072ea3aaa/as%3a273669744463891%401442259360322/download/rehfisch_et_al_2010.pdf.
- Robert-Koch-Institut (2021): Infektionsepidemiologische Jahrbuch meldepflichtiger Krankheiten für 2020. Unter Mitarbeit von Robert Koch-Institut.
- Rogers, A. M.; Kark, S. (2020): Competition an Invasive Specie. Impacts on Native Communities. In: C. T. Downs und L. A. Hart (Hg.): *Invasive birds. Global trends and impacts*. Wallingford, Boston MA: CAB.
- Rommel, M.; Eckert, J.; Kutzer, E.; Körting, W.; Schnieder, T.; Boch, J. (2000): *Veterinärmedizinische Parasitologie*. 100 Tabellen. 5., vollst. neubearb. Aufl. Berlin: Parey.
- Rossin, M. A.; Poulin, R.; Timi, J. Tomás; M., A.-I. (2005): Causes of inter-individual variation in reproductive strategies of the parasitic nematode *Graphidioides subterraneus*. In: *Parasitology research* 96 (5), S. 335–339. DOI: 10.1007/s00436-005-1400-0.
- Sayol, F.; Cooke, R. S. C.; Pigot, A. L.; Blackburn, T. M.; Tobias, J. A.; Steinbauer, M. J. et al. (2021): Loss of functional diversity through anthropogenic extinctions of island birds is not offset by biotic invasions. In: *Science advances* 7 (46), eabj5790. DOI: 10.1126/sciadv.abj5790.
- Scherer, N. M.; Gibbons, H. L.; Stoops, K. B.; Muller, M. (1995): Phosphorus Loading of an Urban Lake by Bird Droppings. In: *Lake and Reservoir Management* 11 (4), S. 317–327. DOI: 10.1080/07438149509354213.
- Schmäschke, R. (2014): *Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin*. Hannover: Schlütersche (Der praktische Tierarzt Vetpraxis Special).
- Schmidt-Rhaesa, A. (Hg.) (2014): *Gastrotricha, cycloneuralia and gnathifera. Nematoda*. Berlin: De Gruyter (Handbook of zoology, volume 2). Online verfügbar unter <https://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&scope=site&db=nlebk&db=nlabk&AN=710696>.
- Schmiedel, D.; Wilhelm, E. G.; Nehring, S.; Scheibner, C.; Roth, M.; Winter, S. (2015): *Management-Handbuch zum Umgang mit gebietsfremden Arten in Deutschland; Band 1. Niedere Pflanzen und Gefäßpflanzen: Naturschutz und Biologische Vielfalt Heft 141*. 1. Auflage. Münster: LV Buch (NaBIV Heft, 141).
- Schöne, R.; Schmäschke, R. (2015): *Lebensraum Federkleid. Federn und Federbewohner heimischer Vögel*. 1. Auflage: 2015. Bern: Haupt Verlag (Haupt Natur).
- Scott, M. E. (2023): Helminth-host-environment interactions: Looking down from the tip of the iceberg. In: *Journal of helminthology* 97, e59. DOI: 10.1017/S0022149X23000433.

- Scott, M. E.; Rau, M. E.; McLaughlin, J. D. (1982): Comparative migration, growth and development of *Typhlocoelum cucumerinum sisowi* in dabbling ducks and *Typhlocoelum cucumerinum cucumerinum* in diving ducks. In: *Parasitology* 84 (Pt 2), S. 333–350. DOI: 10.1017/S003118200044887.
- Sedinger, J. S. (1997): Adaptations to and Consequences of an Herbivorous Diet in Grouse and Waterfowl. In: *The Condor* 99 (2), S. 314–326. DOI: 10.2307/1369937.
- Selbitz, H.-J.; Truyen, U.; Valentin-Weigand, P. (Hg.) (2011): Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 103 Tabellen. Unter Mitarbeit von Gottfried Alber. 9., vollst. überarb. Aufl. Stuttgart: Enke.
- Selbitz, H.-J.; Truyen, U.; Valentin-Weigand, P. (Hg.) (2023): Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. Stuttgart: Georg Thieme Verlag KG.
- Sellner, K. G.; Doucette, G. J.; Kirkpatrick, G. J. (2003): Harmful algal blooms: causes, impacts and detection. In: *Journal of industrial microbiology & biotechnology* 30 (7), S. 383–406. DOI: 10.1007/s10295-003-0074-9.
- Sharma, N.; Hunt, P. W.; Hine, B. C.; Ruhnke, I. (2019): The impacts of *Ascaridia galli* on performance, health, and immune responses of laying hens: new insights into an old problem. In: *Poultry science* 98 (12), S. 6517–6526. DOI: 10.3382/ps/pez422.
- Shorthouse, J. D.; Floate, K. D.; Cárcamo, H. A.; Giberson, D. J. (Hg.) (2010): Arthropods of Canadian grasslands. [Ottawa, Ont.]: Biological Survey of Canada (Terrestrial Arthropods) (Biological Survey of Canada monograph series, no. 3 (2010)-).
- Simon, S.; Pietsch, M.; Fischer, J.; Lamparter, C.; Meinen, A.; Flieger, A. (27.09.23): Salmonellose beim Menschen- von alten Bekannten und neuen Vehikeln. Jenaer Salmonella Workshop. RKI, BfN. FLI. Jena, 27.09.23.
- Smith, A. L.; Powers, C.; Beal, R. (2021): The avian enteric immune system in health and disease. In: B. Kaspers, K. A. Schat, T. Göbel und L. Vervelde (Hg.): Avian immunology. Third edition / edited by Bernd Kaspers, Karel A. Schat, Thomas Göbel, Lonneke Verdelde. Amsterdam: Academic Press.
- Smith, O. M.; Snyder, W. E.; Owen, J. P. (2020): Are we overestimating risk of enteric pathogen spillover from wild birds to humans? In: *Biological reviews of the Cambridge Philosophical Society* 95 (3), S. 652–679. DOI: 10.1111/brv.12581.
- Smith, T. M.; Smith, R. L. (2009): Ökologie. 6., aktual. Aufl. München: Pearson Ed (Pearson Studium).
- Sol, D.; González-Lagos, C.; Lapedra, O.; Díaz, M. (2017): Why Are Exotic Birds So Successful in Urbanized Environments? In: Enrique Murgui und Marcus Hedblom (Hg.): Ecology and Conservation of Birds in Urban Environments. Cham: Springer International Publishing, S. 75–89.
- Sousa, T. de (2020): Plan d'action pour espèces exotiques envahissantes au Grand-Duché de Luxembourg: l'Ouette d'Égypte, *Alopochen aegyptiacus* (Linnaeus, 1766) 04/09/2020, 23 pp.
- Spatz, D. R.; Zilliacus, K. M.; Holmes, N. D.; Butchart, S. H. M.; Genovesi, P.; Ceballos, G. et al. (2017): Globally threatened vertebrates on islands with invasive species. In: *Science advances* 3 (10), e1603080. DOI: 10.1126/sciadv.1603080.
- Sraml, M.; Christidis, L.; Easteal, S.; Horn, P.; Collet, C. (1996): Molecular Relationships Within Australasian Waterfowl (Anseriformes). In: *Aust. J. Zool.* 44 (1), S. 47. DOI: 10.1071/ZO9960047.
- Stübing, S. (2020): Wirksamkeit eines stationären Prädatorenschutzzaunes auf Brutbestand und Bruterfolg des Kiebitzes (*Vanellus vanellus*) im Wetteraukreis. In: *Zeitschrift für Vogelkunde und Naturschutz in Hessen* (24), S. 39–58.
- Suerbaum, S.; Burchard, G.-D.; Kaufmann, S. H. E.; Schulz, T. F. (Hg.) (2020): Medizinische Mikrobiologie und Infektiologie. 9th ed. 2020. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg; Springer. Online verfügbar unter <http://nbn-resolving.org/urn:nbn:de:bsz:31-epflicht-1800589>.
- Supperer, R. (1959): Studies on parasites of the domestic duck, *Anas platyrhynchos dom.* In: *Z. F. Parasitenkunde* 19, S. 259–277. DOI: 10.1007/BF00260162.

- Sutherland, W. J.; Allport, G. (1991): The distribution and ecology of naturalized Egyptian Geese *Alopochen aegyptiacus* in Britain. In: *Bird Study* 38 (2), S. 128–134. DOI: 10.1080/00063659109477080.
- Tamaru, M.; Yamaki, S.; Jimenez, L. A.; Sato, H. (2015): Morphological and molecular genetic characterization of three *Capillaria* spp. (*Capillaria anatis*, *Capillaria pudendotecta*, and *Capillaria madseni*) and *Baruscapillaria obsignata* (Nematoda: Trichuridae: Capillariinae) in avians. In: *Z. F. Parasitenkunde* 114 (11), S. 4011–4022. DOI: 10.1007/s00436-015-4629-2.
- Taraschewski, H. (2006): Hosts and parasites as aliens. In: *Journal of helminthology* 80 (2), S. 99–128. DOI: 10.1079/JOH2006364.
- Thieltges, D. W.; Reise, K.; Prinz, K.; Jensen, K. T. (2009): Invaders interfere with native parasite–host interactions. In: *Biol Invasions* 11 (6), S. 1421–1429. DOI: 10.1007/s10530-008-9350-y.
- Thiengo, S. C.; Faraco, F. A.; Salgado, N. C.; Cowie, R. H.; Fernandez, M. A. (2007): Rapid spread of an invasive snail in South America: the giant African snail, *Achatina fulica*, in Brasil. In: *Biol Invasions* 9 (6), S. 693–702. DOI: 10.1007/s10530-006-9069-6.
- Thompson, R. C. A.; Kutz, S. J.; Smith, A. (2009): Parasite zoonoses and wildlife: emerging issues. In: *International journal of environmental research and public health* 6 (2), S. 678–693. DOI: 10.3390/ijerph6020678.
- Thünen Atlas (2023): Durchschnittliche Jagdstrecken & Wild. Online verfügbar unter https://atlas.thuenen.de/layers/waldatlas_wild:geonode:waldatlas_wild_StreckenentwicklungSW, zuletzt aktualisiert am 06.10.2023, zuletzt geprüft am 06.10.2023.
- Toft, C. A. (1991): Current theory of host-parasite interactions. In: J. E. Loye und M. Zuk (Hg.): *Bird-Parasite Interactions. Ecology, Evolution and Behaviour*. New York: Oxford University Press.
- Toledo, Rafael; Fried, Bernard (2014): *Digenetic trematodes*. New York, NY: Springer (Advances in experimental medicine and biology, 766). Online verfügbar unter <http://www.springer.com/gb/> BLDSS.
- Tompkins, D. M.; Dobson, A. P.; Arneberg, P.; Begon, M. E.; Newborn, D. (2001): Parasites and host population dynamics. Online verfügbar unter https://www.researchgate.net/profile/per-arneberg-2/publication/291981752_parasites_and_host_population_dynamics.
- Torchin, M. E.; Lafferty, K. D.; Dobson, A. P.; McKenzie, V. J.; Kuris, A. M. (2003): Introduced species and their missing parasites. In: *Nature* 421 (6923), S. 628–630. DOI: 10.1038/nature01346.
- Torchin, M. E.; Lafferty, K. D.; Kuris, A. M. (2002): Parasites and marine invasions. In: *Parasitology* 124 Suppl, S137-51. DOI: 10.1017/S0031182002001506.
- Torchin, M. E.; Mitchell, C. E. (2004): Parasites, Pathogens, and Invasions by Plants and Animals. In: *Frontiers in Ecology and the Environment* 2 (4), S. 183. DOI: 10.2307/3868313.
- Torchin, Mark E.; Byers, James E.; Huspeni, Todd C. (2005): Differential Parasitism of Native and Introduced Snails: Replacement of a Parasite Fauna. In: *Biol Invasions* 7 (6), S. 885–894. DOI: 10.1007/s10530-004-2967-6.
- Torchin, Mark E.; Lafferty, Kevin D.; Kuris, Armand M. (2001): Release from Parasites as Natural Enemies: Increased Performance of a Globally Introduced Marine Crab. In: *Biol Invasions* 3 (4), S. 333–345. DOI: 10.1023/A:1015855019360.
- Trolle, L.; Jensen, J.-K. (2001): The Fleas (Siphonaptera) of the Faroe Islands. Yvirlit yvir loppur skrásettir í Føroyum. In: *Fróðskaparrit* (48), S. 135–144. DOI: 10.18602/fsj.v48i.762.
- Tymcio, T.; Kavetska, K.; Czyz, M. J.; Skoracki, M. (2013): Ontogeny of *Chenophila platyrhynchos* sp. nov. (Acari: Syringophilidae), an ectoparasite of the Mallard *Anas platyrhynchos* (Anseriformes: Anatidae). In: *Turk J Zool* 37, S. 659–667. DOI: 10.3906/zoo-1302-11.

- Uelze, L.; Bloch, A.; Borowiak, M.; Grobbel, M.; Deneke, C.; Fischer, M. et al. (2021): What WGS Reveals about *Salmonella enterica* subsp. *enterica* in Wildlife in Germany. In: *Microorganisms* 9 (9). DOI: 10.3390/microorganisms9091911.
- Uterak, I.; Hejlícek, K.; Nezval, J.; Folk, C. (1992): Incidence of *Toxoplasma gondii* in populations of wild birds in the Czech Republic. In: *Avian pathology : journal of the W.V.P.A* 21 (4), S. 659–665. DOI: 10.1080/03079459208418887.
- van Dijk, J. (2000): Hoe groot is de invloed van Nijlganzen *Alopochen aegyptiacus* op het broedsucces van roofvogels? In: *De Takkeling* 8 (3), S. 218–220.
- Ward, A. (2016): État des lieux des connaissances sur les populations de l'Ouette d'Égypte dans le département du Nord. In: *Direction départementale des territoires et de la mer du Nord*.
- Warner, R. E. (1968): The Role of Introduced Diseases in the Extinction of the Endemic Hawaiian Avifauna. In: *The Condor* 70 (2), S. 101–120. DOI: 10.2307/1365954.
- Weirich, O.; Heuser, W.; Homma, S.; Geiter, S. (2021): Phänologie, Reproduktion, Verhalten und Flächennutzung der Nilgans *Alopochen aegyptiaca* in städtischen Parkanlagen in Wiesbaden und Vorschläge zum Management. In: *Vogelwarte* (59), S. 337–356.
- Weirich, O.; Heuser, W.; Krüger, M.; Langkabel, H.; Rochwani, C. (2020): Monitoring der Nilgans *Alopochen aegyptiaca* in Wiesbaden 2019. Untersuchungsbericht im Auftrag des Magistrats der Stadt Wiesbaden.
- Weißbrod, B. (2021): Ministerium will nicht-heimische Tierarten stärker bekämpfen. In: *Süddeutsche Zeitung*, 07.01.2021.
- Wilcove, D. S.; Rothstein, D.; Dubow, J.; Phillips, A.; Losos, E. (1998): Quantifying Threats to Imperiled Species in the United States. In: *BioScience* 48 (8), S. 607–615. DOI: 10.2307/1313420.
- Williamson, M. H. (1996): Biological invasions. London: Chapman & Hall (Population and community biology series, 15).
- Wobeser, G. A. (1997): Diseases of Wild Waterfowl. Second edition. Boston, MA: Springer US; Imprint; Springer.
- Woog, F.; Maierhofer, J.; Haag, H. (2011): Endoparasites in the annual cycle of feral Greylag Geese *Anser anser*. In: *Wildfowl* (61), S. 166–181.
- Work, T. M.; Meteyer, C. U.; Cole, R. A. (2004): Mortality in Laysan Ducks (*Anas laysanensis*) by Emaciation Complicated by *Echinuria uncinata* on Laysan Island, Hawaii, 1993. In: *Journal of wildlife diseases* 40 (1), S. 110–114. DOI: 10.7589/0090-3558-40.1.110.
- Yabsley, M. J. (2008): *Eimeria*. In: C. T. Atkinson, N. J. Thomas und D. B. Hunter (Hg.): *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Zetlmeisl, C.; Hermann, J.; Petney, T.; Glenner, H.; Griffiths, C.; Taraschewski, H. (2011): Parasites of the shore crab *Carcinus maenas* (L.): implications for reproductive potential and invasion success. In: *Parasitology* 138 (3), S. 394–401. DOI: 10.1017/S0031182010001344.

X. Danksagung

Mein besonderer Dank gilt meinem Betreuer, Herrn Professor Dr. Dr. habil. Carlos Hermosilla, für die Überlassung eines Themas mit ständig zunehmender Relevanz, das einen ökologischen Sachverhalt aus veterinärmedizinischer Sicht beleuchtet, sowie für sein ständiges Interesse am Fortgang der vorliegenden Arbeit und seine Unterstützung in allen Bereichen. Besonders danke ich ihm für das entgegengebrachte Vertrauen, auch Zeit und Mühe in die bakteriologische Veröffentlichung mit mir zu investieren. Die konstruktiven Diskussionen zur Bedeutung von vernachlässigten Anthroprozoonosen und Parasitosen wie Echinostomose sowie über diverse ökologische Sachverhalte werde ich sehr vermissen. Daher hoffe ich auf eine weitere Zusammenarbeit. Ohne seine durchgängige Unterstützung wäre diese kumulative Doktorarbeit nicht entstanden.

Ich danke auch Frau Professor Dr. Anja Taubert, der Leiterin des Instituts für Parasitologie der Justus-Liebig-Universität Gießen, sowohl für die Möglichkeit, an ihrem Institut promovieren zu dürfen, als auch für die Bereitstellung eines stets hilfsbereiten und freundlichen Teams.

Die durch den Dachverband der deutschen Avifaunisten zur Verfügung gestellten Daten konnten viele Nilgänse in Feldarbeit erst aufgefunden und beprobt werden. Ich danke sehr für diese Daten.

Ferner danke ich dem Team von Avicare* unter der Leitung von Herrn Dr. Matthias Todte für die Möglichkeit, die Labor-, Sektionsräume und deren gesamte Ressourcen während der Covid-19-Pandemie für die Beschaffung von Probenmaterial und deren Untersuchung nutzen zu dürfen.

Weiters danke ich Frau Sabine Recht, Herrn Dr. de Quadros, Frau Romy Müller, Frau Bettina Kliche und Frau Alexandra Sommer für die Annahme der eingesendeten Tierkörper, die Beantwortung vieler fachlicher Fragen, die Bestellung von Primern, die Unterstützung bei der Erstellung von PCR-Protokollen, die stets tatkräftige Unterstützung, wo eine dritte Hand nötig war, und ihre Nachsicht, wenn Labor- und Sektionsräume zwischenzeitlich chaotische Zustände annahmen.

Die vorliegende Arbeit wäre nicht möglich gewesen ohne zahlreiche Jägern aus ganz Deutschland, den Wildlife Control Coordinator des Frankfurter Flughafens und das Jagdschloss Springe, welche ihre erlegten Tierkörper diesem Projekt zur Verfügung gestellt und die Tiere teilweise per Post versendet haben. Im Besonderen möchte ich hier dem Jäger der Stadt Darmstadt danken. Danken möchte ich die Zeitschriften „Jägerleben“ und die „Deutsche Jagdzeitung“ die durch ihre Publikationen den Kontakt zu Jägern in ganz Deutschland herstellen konnten.

Hiermit möchte ich auch dem Team der AG Biomathematik unter Leitung von Frau PD Dr. Kathrin Büttner für die Hilfestellung bei der statistischen Auswertung der Ergebnisse danken.

Ich danke Herrn Lukas Trzebiatowski für die Annahme, Abholung und Aufbewahrung von Tierkörpern in Gießen.

Auch möchte ich allen Schwimmbadbetreibern und -angestellten für ihre Kooperation danken, ohne die diese Untersuchungen in öffentlichen Freibädern nicht möglich gewesen wären.

Ich danke Frau Dr. Lisa Segeritz für viele hilfreiche Tipps, das Gegenlesen von Manuskripten und die konstruktive Kritik an denselben, die eine Publikation überhaupt erst möglich gemacht haben.

Frau Linda Rogge hat das Projekt und Veröffentlichungen aus geografischer Perspektive großartig unterstützt. Ich danke ihr sehr dafür.

Des Weiteren möchte ich Herrn Dr. Dennis Rubbenstroht und Herrn Dr. Gereon Schares für ihre Kooperation und die durchgeführten Untersuchungen am Friedrich-Löffler-Institut, Riems, danken.

Herrn Dr. Kernt Köhler und Frau Professor Dr. Christiane Herden möchte ich für stets kurzfristige und unkomplizierte histologische Gewebeuntersuchungen und die Hilfe bei deren Interpretation danken. Frau Dr. Elfi Schlohsarcyk und Frau Dr. Manuela Gröf danke ich für die bereichernde Kooperation und die gemeinsame Veröffentlichung einer Publikation.

Ferner danke ich den technischen Mitarbeiterinnen des Instituts für Parasitologie, Frau Birgit Reihardt, Frau Agnes Mohr und im Besonderen Frau Christine Henrich für ihre tatkräftige Unterstützung bei der molekularen Analyse der Proben. Sie haben mir parasitologische Methoden erklärt und mit mir PCRs und Sequenzierungen durchgeführt.

Ich danke Herrn Dr. Oberländer für die wirklich großartige Idee, sich mit Nilgänsen in Mitteleuropa zu beschäftigen.

Herr Simon Bracey hat wiederholt englischsprachige Manuskripte gegengelesen und sie sprachlich korrigiert. Dafür danke ich ihm sehr. Weiters danke ich Frau Sylvia Haupt und Herrn Jean-Paul Beck für das Gegenlesen des deutschen Manuskripts.

XI. Deklaration

Hiermit erkläre ich, dass ich diese eingereichte Dissertation unabhängig und selbstständig verfasst habe. Weiterhin möchte ich bestätigen, dass keine Interessenkonflikte vorliegen, die mit den veröffentlichten Publikationen in Verbindung stehen könnten. Alle verfassten Texte wurden ordnungsgemäß zitiert, und zwar aus öffentlichen oder nicht öffentlichen Publikationen. Alle Details, die auf verbalen Informationen basieren, wurden als solche gekennzeichnet. Alle Analysen und Daten, die dieser Dissertation zugrunde liegen, folgen den Prinzipien der guten wissenschaftlichen Praxis, die in den Statuten der Justus-Liebig-Universität Gießen festgehalten sind.

Ella F. Fischer

ISBN: 978-3-86345-724-2



Verlag der DVG Service GmbH

An der Alten Post 2 • 35390 Gießen

Tel.: 0641 984446-0 • Fax: 0641 984446-25

E-Mail: info@dvg.de • Web: www.dvg.de