

Mikrobiologische und parasitologische Untersuchungen
an handaufgezogenen Waldrappen (*Geronticus eremita*)
im Rahmen eines EU-Erhaltungszuchtprogramms (EEP)

Juliane Weinel



INAUGURAL-DISSERTATION zur Erlangung des Grades eines **Dr. med. vet.**
beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2012

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1st Edition 2012

© 2012 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus dem Klinikum Veterinärmedizin,
Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Herr Prof. Dr. Dr. h.c. Erhard F. Kaleta

**Mikrobiologische und parasitologische Untersuchungen
an handaufgezogenen Waldrappen (*Geronticus eremita*)
im Rahmen eines EU-Erhaltungszuchtprogramms (EEP)**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.

beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Juliane Weinel

Tierärztin aus Mannheim

Gießen 2011

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

Dekan: Prof. Dr. Dr. h.c. M. Kramer

Gutachter: Prof. Dr. Dr. h.c. E. F. Kaleta

Prof. Dr. H. Zahner

Tag der Disputation: 12.12.2011

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

AI	avian influenza
AIV	avian influenza virus
APEC	avian pathogenic <i>Escherichia coli</i>
APMV	Aviäre Paramyxoviren
BfR	Bundesinstitut für Risikobewertung
BME	Basal Medium Eagle mit Earle's Salzen
bp	Basenpaar
BPLS	Brilliantgrün-Phenolrot-Lactose-Saccharose-Agar
d	Tag(e)
DDT	Dichlordiphenyltrichlorethan
DPBS	Dulbecco's Phosphate-Buffered Saline Solution
EDTA	Ethylendiamintetraacetat
EEP	Europäisches Erhaltungszuchtprogramm
EHEC	enterohemorrhagic <i>Escherichia coli</i>
et al.	et alii, lateinisch für „und andere“
g	Gramm
g (x g)	Relative Erdbeschleunigung ($g=9,81 \text{ m/s}^2$)
FKS	fetales Kälberserum
HA	Hämagglutinin
HA (-Test)	Hämagglutinationstest
HAH	Hämagglutinationshemmungstest
HPAIV	High pathogenic avian influenza virus
IAGNBI	International advisory group for Northern Bald Ibis
I.E.	Internationale Einheit(en)
ICPI	intrazerebraler Pathogenitätsindex
IUCN	International Union for Conservation of Nature
LPAIV	Low pathogenic avian influenza virus
M1	Matrixprotein 1
min.	Minute(n)
NDV	Newcastle Disease Virus
NA	Neuraminidase
NP	Nucleoprotein

Nr.	Nummer
OIE	Office International des Epizooties
PCR	Polymerase-Kettenreaktion
PMV	Paramyxovirus
SAF	Sodium Acetate Acetic Acid Formaldehyde Technique
SPF	spezifiziert pathogenfrei
sp.	Spezies (Einzahl)
spp.	Spezies (Mehrzahl)
ssp.	Subspezies
ss RNA	Einzelstrang-Ribonukleinsäure
syn.	Synonym
WWF	World Wide Fund For Nature

INHALTSVERZEICHNIS

1	EINLEITUNG	1
2	LITERATURÜBERSICHT	3
2.1	Zur Biologie des Waldrapps	3
2.2	Historische und heutige Verbreitung des Waldrapps	13
2.2.1	Historische Verbreitung des Waldrapps in Europa	13
2.2.2	Historische Verbreitung des Waldrapps außerhalb Europas	18
2.2.3	Heutige Verbreitung des Waldrapps	21
2.3	Versuche zur Wiederansiedlung des Waldrapps	23
2.4	Handaufzucht und Prägung des Waldrapps	27
2.5	Krankheiten des Waldrapps	32
2.5.1	Nicht infektiöse Krankheiten und Todesursachen	33
2.5.2	Parasiten	34
2.5.2.1	Protozoen	35
2.5.2.1.1	Kokzidien	35
2.5.2.1.2	Trichomonaden	35
2.5.2.1.3	Gregarinen	35
2.5.2.2	Zestoden	36
2.5.2.3	Trematoden	37
2.5.2.4	Askariden	38
2.5.2.5	Federlinge	38
2.5.3	Autochthone Keimflora des Waldrapp und verwandter Spezies	38
2.5.4	Bakteriellbedingte Krankheiten	39
2.5.4.1	Grampositive Bakterien	39
2.5.4.2	Gramnegative Bakterien	43
2.5.5	Pilzbedingte Krankheiten	49
2.5.5.1	Hefepilze	49
2.5.5.2	Schimmelpilze	50
2.5.6	Virusbedingte Krankheiten	51

3	MATERIAL UND METHODEN	57
3.1	Material	57
3.1.1	Einzelkot-, Kloakentupfer- und Blutproben von Waldrappen	57
3.1.2	Informationen zu den untersuchten Jungvögeln	58
3.1.3	Informationen zu den Elterntieren	62
3.1.4	Haltungs- und Ernährungsbedingungen der Elterntiere	62
3.1.5	Verwandtschaften der Elterntiere und Nachzuchten	65
3.1.6	Probenmaterial	68
3.1.7	Gebrauchs- und Verbrauchsmaterial	70
3.1.7.1	Medien und Lösungen für parasitologische Untersuchungen	70
3.1.7.2	Medien und Lösungen für bakteriologische Untersuchungen	72
3.1.7.3	Medien und Lösungen für mykologische Untersuchungen	75
3.1.7.4	Medien und Lösungen für virologische Untersuchungen	75
3.1.7.5	Medien und Lösungen für serologische Untersuchungen	76
3.1.7.6	Verbrauchsmaterialien und verwendete Testkits	76
3.1.8	Soft- und Hardware	77
3.1.9	Testvirusstämme	77
	Paramyxovirus Typ 1, Stamm F	78
	Influenza A-Virus, A/turkey/Ontario/7732/1966 (H5N9)	78
	Influenza A-Virus, A/carduelis/Germany/Coca/1979 (H7N7)	78
3.1.10	Materialien mit Zell- oder DNA-Bestandteilen	78
3.2	Methoden	79
3.2.1	Klinische Untersuchungen der Waldraupe	79
3.2.2	Parasitologische Untersuchungen	80
3.2.3	Bakteriologische Untersuchungen	81
3.2.4	Mykologische Untersuchungen	86
3.2.5	Virologische Untersuchungen	86
3.2.6	Serologische Untersuchungen	88
4	ERGEBNISSE	91
4.1	Klinische Befunde bei den untersuchten Waldrappen	91
4.2	Beurteilung der Haltungsbedingungen	93
4.3	Parasitologische Befunde	93

INHALTSVERZEICHNIS

4.4	Bakteriologische Befunde	96
4.5	Mykologische Befunde	104
4.6	Virologische Befunde	105
4.7	Serologische Befunde	105
4.8	Befunde bei der Sektion	106
5	DISKUSSION	110
5.1	Grundsätzliches zum EU-Erhaltungszuchtprogramm	110
5.2	Kontinuierliche veterinärmedizinische Überwachung	114
5.3	Nachgewiesene relevante Krankheitserreger	117
5.4	Waldrapp als Vektor von Krankheitserregern für Wildtiere	118
5.5	Zur Qualität der Einzelkot- und Tupferproben	119
5.6	Bewertung der Erregernachweise	120
5.6.1	Bewertung der parasitologischen Befunde	120
5.6.2	Bewertung der bakteriologischen Befunde	121
5.6.3	Bewertung der mykologischen Befunde	134
5.6.4	Bewertung der virologischen Befunde	135
5.6.5	Bewertung der serologischen Befunde	135
5.7	Einteilung der nachgewiesenen Bakterienspezies in autochthone, passagere und potentiell pathogene Bakterien	137
6	ZUSAMMENFASSUNG	137
7	SUMMARY	140
8	LITERATURVERZEICHNIS	142
9	ANHANG	

INHALTSVERZEICHNIS

10 DANKSAGUNG

11 ERKLÄRUNG

1 EINLEITUNG

Der Waldrapp (*Geronticus eremita*, KLEINSCHMIDT, 1899; Erstbeschreibung als *Upupa eremita*, LINNAEUS, 1758) war nachweislich bis ins 17. Jahrhundert in vielen Gebieten Europas heimisch. Heute kommen diese stark vom Aussterben bedrohten und auf der Roten Liste als „critically endangered“ aufgeführten Vögel in freier Wildbahn nur noch in Marokko (ca. 500 Exemplare) und Syrien (ca. 5 bis 8 Exemplare) vor.

Das österreichische Artenschutzprojekt „Waldrappteam“ führt bereits seit 2004 einen Pilotversuch durch, der klären soll, ob eine Wiederansiedlung des Waldrapps in seinem früheren europäischen Verbreitungsgebiet möglich ist.

Die seit den 1950er Jahren in zoologischen Einrichtungen gehaltenen Waldrappe gehen auf die marokkanische, die Westpopulation, zurück. In ihrem natürlichen Habitat in Marokko sind diese Vögel aufgrund des ganzjährig ausreichenden Futterangebotes und des milden Klimas keine Zugvögel. Zudem sind die für das Projekt zur Verfügung stehenden Nestlinge Nachkommen von Waldrappen, die seit vielen Generationen in Gefangenschaft gehalten werden. Um den Jungvögeln die früher von den mitteleuropäischen Waldrappen genutzten Migrationsrouten beizubringen, werden sie von ihren Betreuern darauf trainiert, einem Ultraleichtflugzeug entlang charakteristischer Landschaftsmerkmale bis in das frühere Überwinterungsgebiet in der Toskana (Italien) zu folgen.

Hierfür werden Waldrappnestlinge aus zoologischen Einrichtungen von Hand aufgezogen und auf ihre Betreuer geprägt. Im Überwinterungsgebiet leben die Jungvögel dann weitgehend unabhängig vom Menschen und kehren erst nach Eintritt der Geschlechtsreife selbstständig in ihr Aufzuchtgebiet zurück, um dort zu brüten.

Da es sich bei den bisher für diagnostische Untersuchungen zur Verfügung stehenden Waldrappen ausnahmslos um Zootiere handelt, die in Volieren gehalten wurden, ist die Aussagekraft dieser Untersuchungen hinsichtlich des Erregerspektrums von frei lebenden Waldrappen und der für sie relevanten Erkrankungen eher schwach.

Im Rahmen dieser Arbeit wurden Aufzuchtgruppen der Jahre 2007 und 2008

EINLEITUNG

des Waldrappteams untersucht. Dies soll einerseits eine kontinuierliche, veterinärmedizinische Überwachung dieser wertvollen Tiere von der Aufzucht bis zur Freilassung im Wintergebiet gewährleisten. Andererseits sollen aber auch Informationen über die autochthone bakterielle Keimflora des Waldrapps, seine relevanten Erkrankungen und die eventuelle Rolle des Waldrapps als Vektor für Krankheitserreger anderer Wildtiere gesammelt werden. Hierfür wurden von mir über den gesamten Zeitraum von Beginn der Aufzucht bis zur Auswilderung der jungen Waldrappe kontinuierlich Einzelkotproben der Vögel parasitologisch und mikrobiologisch untersucht und ausgewertet. Zusätzlich wurden Kloakentupfer der Vögel aus der Aufzucht im Jahre 2007 auf das Vorhandensein von Viren und Chlamydien untersucht und Blutproben für serologische Untersuchungen und für Geschlechtsbestimmungen herangezogen. Im Jahr 2008 wurden zur Geschlechtsbestimmung nur Federproben verwendet.

2 LITERATURÜBERSICHT

2.1 Zur Biologie des Waldrapps

Der Waldrapp wurde erstmals von Carl von LINNÉ (1758) beschrieben, der ihn allerdings zunächst fälschlich als *Upupa eremita* der Familie der Upupidae (Wiedehopfe) zuordnete und später (1766) als *Corvus eremita* zu den Rabenvögeln stellte. Der Gattungsname *Geronticus*, der Greisenhafte, geht auf WAGLER (1832) zurück, der den Waldrapp als *Geronticus spec. nov.* benannte. Die Artbezeichnung *eremita* und damit die heute gültige Bezeichnung als *Geronticus eremita* erscheint erstmals bei KLEINSCHMIDT (1899). WOLTERS (1975-1982) entwickelte die heute in Deutschland gebräuchliche systematische Einteilung des Waldrapps, *Geronticus eremita*. Systematik nach WOLTERS (1975-1982):

Klasse	Aves
Ordnung	Ciconiiformes (Schreitvögel)
Unterordnung	Ciconiae (Storchvögel)
Familie	Threskiornithidae (Ibisse)
Gattung	<i>Geronticus</i>
Art	<i>Geronticus eremita</i>

Die Gattung *Geronticus* umfasst neben *Geronticus eremita* noch *Geronticus calvus*, den in Südafrika vorkommenden Glattnackenrapp.

Waldrappe sind heute stark vom Aussterben bedroht. In der Roten Liste werden sie als „critically endangered“ geführt (IUCN Red List, Stand 2008). Der größte Teil der heute lebenden Waldrappe ist in europäischen zoologischen Einrichtungen (Österreich, Tschechische Republik Schweiz u.a.) untergebracht. Gemäß einer Mitteilung des Alpenzoos Insbruck¹ gibt es derzeit ca. 1.000 Vögel, die in 70 Zoos leben. Alle diese Vögel gehen auf die Westpopulation zurück, die heute noch in vier bekannten Brutkolonien in Marokko zu finden ist. In den 1950er Jahren wurden etwa 150 Jungvögel aus den marokkanischen Brutkolonien entnommen. Von diesen überlebten nur etwa 50 bis 60 Tiere den Transport und die Eingewöhnungsphase, bildeten aber die Gründerpopulation heutiger Zoobestände (BÖHM, 2005).

¹ <http://www.alpenzoo.at/tiere/waldrapp>. Eingesehen am 22.06 2011.

LITERATURÜBERSICHT

Die sogenannte Ostpopulation, die frei lebend in Birecik in der Türkei zu brüten pflegte, gilt seit 1989 als erloschen. Dort werden die Waldralpe außerhalb der Brutsaison nur noch in Volieren gehalten (PEGORARO, 1996; IUCN Red List, Stand 2008). PEGORARO et al. (2001) wiesen genetische Unterschiede zwischen der West- und der Ostpopulation in einem Abschnitt des Cytochrom B-Gens nach, die nahe legen, dass in Zuchtprogrammen die Herkunft der Vögel in Zukunft mehr beachtet werden muss. Vor kurzem ist eine weitere Brutkolonie mit sieben Waldralpen im Talila-Wildschutzgebiet bei Palmyra (Syrien) entdeckt worden, deren Fortbestehen aber aufgrund ihrer geringen Populationsgröße als unsicher anzusehen ist (IUCN Red List, Stand 2008). Auch die Vögel in Syrien sind höchstwahrscheinlich der Ostpopulation zuzurechnen.

Der Waldralpe, der im Englischen als Northern Bald Ibis bezeichnet wird, ist ein Vogel von ungewöhnlichem Aussehen, „von herber Schönheit“ wie es FRITZ (2003) formulierte. Die meisten Zoobesucher zählen den Waldralpe nicht zu den attraktiven Schautieren.

Adulte Waldralpe der Westpopulation erreichen eine Körperlänge von 70 bis 80 cm, eine Flügelspannweite von 125 bis 135 cm und ein Gewicht von etwa 1,3 kg. Waldralpe verfügen über keinen äußerlich erkennbaren Geschlechtsdimorphismus und auch saisonal ändert sich ihr Erscheinungsbild nicht (CRAMP et al., 1977; FRITZ, 2003). Der Schwanz ist von abgerundeter Form und misst 18,7 bis 21,0 cm (KLEINSCHMIDT, 1899; SAFRIEL, 1980).

Die weiblichen Tiere sind im Allgemeinen etwas kleiner und zarter gebaut als ihre männlichen Artgenossen.

Beim adulten Waldralpe sind Kopf- und Kehlgion unbefiedert. Die Haut an den Kopfseiten und der Kehle ist kirschrot, am Oberkopf befindet sich beidseits je ein mattschieferschwarzer Pigmentfleck und mittig ein rötlich-orangegelber Streifen (VINS und RATJEN, 2006).

HIRSCH (1976) beschreibt eine mit fortschreitendem Alter zunehmende Ausdehnung der beiden grau-schwarzen Pigmentflecke am Kopf der adulten Waldralpe. THALER et al. (1981) hingegen beobachten auch bei Jungtieren großflächige Pigmentflecken. Sie können während ihrer mehrjährigen Untersuchungen keine nennenswerten Veränderungen in der Ausdehnung

dieser Flecken bei den einzelnen Vögeln feststellen und beurteilen diese deshalb als individuelle Kennzeichen.

Die Federn im Nacken, der sogenannte Schopf, sind stark verlängert, haben eine lanzettartige Form und sind von schwarzer Farbe mit purpurnem und grünlichem Schillern. Das Gefieder an Hals und Körper des Waldrapps ist schwarz mit metallischem Glanz (VINS und RATJEN, 2006). Auf den Flügeldecken tragen die Vögel metallisch-schillernde, violett-bläuliche "Spiegel", die bei Lichteinfall aufleuchten (FRITZ, 2006).

SIEGFRIED (1972) fand bei Schnabellmessungen von Waldrappen der Ost- und der Westpopulation heraus, dass die Waldrappe der türkischen Kolonie signifikant kürzere Schnäbel haben als ihre marokkanischen Artgenossen und, dass die Schnabellänge auch mit dem Geschlecht variiert. Bei den westlichen Waldrappen betrug die Schnabellänge bei den männlichen Waldrappen (n=16) $141,1 \pm 5,5$ mm und bei den weiblichen (n=12) $133,5 \pm 4,6$ mm, bei den östlichen Waldrappen betrug sie bei den männlichen Vögeln (n=8) $129,0 \pm 2,3$ mm und bei den weiblichen (n=5) $123,6 \pm 2,4$ mm. PEGORARO (1996) beschrieb ausführlich das äußere Erscheinungsbild des Waldrapp. Sie schreibt, der Schnabel des Waldrapp ist lang, leicht nach unten gebogen, lederartig weich und korallenrot gefärbt. Die Beine und Füße der Waldrappe sind schmutzig rot und die Zehen im proximalen Viertel durch Zehenzwischenhäute verbunden (PEGORARO, 1996). Bei Tieren mit einem Alter von über drei Jahren ist die Iris von orange-roter Farbe und der Lidrand rot. Bei den jüngeren, noch nicht geschlechtsreifen Waldrappen weist die Iris hingegen noch eine gelb-graue Färbung auf (CRAMP et al., 1977; FRITZ, 2006; VINS und RATJEN, 2006).

Das Dunenkleid der Nestlinge ist rauchbraun und im Kopfbereich etwas dunkler gefärbt als am übrigen Körper. Das Jugendkleid ist in der Grundfarbe ebenfalls braun. Hals und Kopf sind schwarz braun dicht und kurz befiedert. Die Federn im Nacken sind relativ kurz und der Schopf noch wenig ausgeprägt.

Das Gefieder der einjährigen Waldrappe ist dunkel-flaschengrün. Das metallische Schillern und die purpurnen Farbtöne erscheinen erst nach der Mauser im zweiten Gefieder (PEGORARO und MALIN, 1990; VINS und RATJEN, 2006). Die Iris der Jungtiere ist grau (CRAMP et al., 1977).

LITERATURÜBERSICHT



Abbildung 1: Adulter Waldtrapp (*Geronticus eremita*) (Quelle: eigene Aufnahme)
Beachte: Kopf unbefiedert bis auf langen Federschopf im Nacken, Iris orange-rot, Schnabel und Beine sind korallenrot, metallischer Glanz auf den Flügeldecken.



Abbildung 2: Juvenile Waldtrappe (*Geronticus eremita*) (Quelle: eigene Aufnahme)
Beachte: Kopf dunkel befiedert mit nur kurzem oder fehlendem Federschopf, Iris grau, Schnabel und Beine bräunlich bis schmutzig rot, Gefieder einheitlich braun ohne Schillern.

LITERATURÜBERSICHT

Zur Fortpflanzung bevorzugen Waldrappe aride Gebiete, wo sie in hohen, unzugänglichen Felswänden, Klippen und Steilwänden nisten. Häufig werden auch von Menschen errichtete Bauwerke wie Burgruinen oder aufgegebene Steinbrüche genutzt (PEGORARO, 1996).

Zur Nahrungssuche bevorzugen die Vögel nahe gelegene Wiesen, Steppengebiete mit geringer Vegetationsdichte und -höhe, Flussbetten und Kulturland. Besonders außerhalb der Brutsaison werden auch hoch gelegene Weiden, Sümpfe, Täler in Gebirgszügen und Küstenbereiche zur Nahrungssuche genutzt (CRAMP et al., 1977; VINS und RATJEN, 2006).

Das Nahrungsspektrum von Waldrappen umfasst alle Arten von am und im Boden lebenden Insekten, v. a. Würmer, Käfer, Larven, Ameisen und Schnecken. Bei der Nahrungssuche stochern die Vögel mit ihren langen, schmalen Schnäbeln im lockeren Erdreich. Andere Beutetiere, die sie vom Boden fangen, sind neben Heuschrecken und anderen Insekten auch kleine Wirbeltiere, wie z. B. Eidechsen, kleine Nagetiere, Vögel, kleine Fische und Schlangen (FRITZ, 2006; VINS und RATJEN, 2006). Zusätzlich nehmen Waldrappe auch pflanzliche Nahrung in Form von Wurzelteilen von Wasserpflanzen sowie Beeren und junge Triebe auf (ELLIOTT, 1992).

In Gefangenschaft werden Waldrappe meist mit einer Mischung von Eintagsküken, Jungmäusen, Rinderherz, verschiedenen Insekten und pflanzlicher Nahrung, wie z. B. Salat und Karotten, gefüttert.

Nach FRITZ (2006) erreichen Waldrappe ihre Geschlechtsreife im zweiten Lebensjahr, laut ELLIOTT (1992) mit drei Jahren bzw. im dritten Jahr (PEGORARO et al., 1995). Abweichungen sind vermutlich einerseits individuell bedingt und bestehen andererseits zwischen wild lebenden und in Gefangenschaft lebenden Individuen. So brüten Waldrappe in menschlicher Obhut bereits im Alter von drei Jahren während wild lebende Waldrappe zum Teil erst im Alter von 6 Jahren zum ersten Mal brüten (ELLIOTT, 1992).

In der Waldrappkolonie in Birecik (Türkei), die 1989 erloschen ist, begann die Brutsaison mit dem Bezug der Brutplätze in der Zeit um den 13. Februar. Die Eiablage erfolgte dort zwischen Ende März und Anfang April. Schon in der Zeit um den 15. Juni waren die meisten Jungvögel ausgeflogen (KUMER-LOEVE, 1962; CRAMP et al., 1977).

In den küstennahen marokkanischen Brutkolonien erfolgt die Eiablage ab

LITERATURÜBERSICHT

Mitte Februar, während zu dieser Jahreszeit die früher vorhandenen Brutkolonien im Gebirge noch nicht einmal besetzt waren. Bei den Waldrapen der heute verlassenen Brutkolonie im Antiatlas erfolgte die Eiablage, wie auch bei den Vögeln im Alpenzoo Innsbruck, erst Ende März/ Anfang April (PEGORARO, 1996).

Im Alpenzoo Innsbruck (Österreich) ist das Einsetzen der Nestbauaktivität, je nach Witterung, ab Mitte oder Ende Februar festzustellen. Die Brutpaare bleiben etwa ab Mitte März stabil und die Eiablage erfolgt in der Kolonie fast synchron. Nachgelege, wegen gescheiterter Brut, erfolgen noch bis Ende Juni oder Anfang Juli (THALER et al., 1981).

Die Brutpaare sind meist nur für eine Brutsaison monogam. Waldrappe nisten bevorzugt auf Vorsprüngen und in Höhlen an unzugänglichen Felswänden, teils auch in Nischen im Gemäuer von Burgruinen oder Stadtmauern. HIRSCH (1976) beschreibt den Einfluss von zu intensiver Sonneneinstrahlung auf den Bruterfolg anhand der Waldrappkolonie in Birecik (Türkei). Je nach Lage und Beschaffenheit der Nester, z. B. durch das Fehlen eines weit gehenden Sonnenschutzes durch darüber liegende Felsvorsprünge, betrug die Jungtierverluste zum Teil 100 %.

Beide Brutpartner errichten auf geeigneten Vorsprüngen gemeinsam ein „unordentliches“ Nest, das lose aus Zweigen und Wurzeln gebaut und mit Gras, Stroh und ähnlichen Materialien ausgepolstert wird. Das Nistmaterial wird in der Umgebung der Brutstätte gesammelt, wenn ein Mangel besteht, wird auch aus den benachbarten Nestern „gestohlen“ (CRAMP et al., 1977; VINS und RATJEN, 2006).

Waldrappe brüten nur einmal im Jahr. Die Henne legt in Abständen von ein bis drei Tagen meist zwei bis vier ovale, rauschalige Eier (CRAMP et al., 1977; VINS und RATJEN, 2006). Die Eier sind etwas größer als Hühnereier. Die Frischeimassen liegen zwischen 58,3 g und 68,0 g, die mittleren Schalenmassen zwischen 5,98 g und 6,75 g (PEGORARO, 1996). Die Schale ist bläulich gefärbt und hat kleine braune Flecken. Nach etwa 27 bis 28 Tagen, in denen die Eier von beiden Partnern bebrütet werden, schlüpfen die Jungen nacheinander, meist im Abstand von zwei bis drei Tagen (CRAMP et al., 1977; ŞAHIN, 1982; VINS und RATJEN, 2006).

Wenn mehrere Junge schlüpfen, überlebt bei Nahrungsknappheit oft nur

eines von drei oder vier Nestlingen. Die Jungen werden etwa 14 Tage gehudert, wobei sie nicht nur gegen Kälte und Wind sondern, v. a. in den Mittagsstunden, gegen die starke Sonneneinstrahlung und die große Hitze geschützt werden. Beide Elternteile füttern die Brut durch Regurgitieren eingesammelter Nahrung. Ab etwa der dritten Lebenswoche verlassen sie, bei knappem Nahrungsangebot, für die Futtersuche auch gleichzeitig das Nest. Wie bei den meisten Nesthockern, erfolgt das Schlüpfen bei Waldrapen asynchron und die Jungtiere zeigen, unabhängig vom vorhandenen Nahrungsangebot, v. a. ab der dritten Lebenswoche, eine ausgeprägte Nestlingsaggressivität. Die größeren Nestlinge greifen die kleineren an, töten diese aber nicht sondern unterdrücken durch aggressives Schnabelhacken deren Futterbetteln so lange, bis das unterlegene Jungtier in Demutshaltung seinen Kopf unter dem Körper versteckt oder sich entfernt. Bei Nahrungsknappheit bedeutet das, dass die kleineren Nestlinge verhungern. Die Eltern greifen hier, im Gegensatz zu vielen anderen Vogelarten, ein und trennen streitende Jungtiere voneinander. Allerdings werden nur bettelnde Jungtiere von den Eltern gefüttert. Wenn das stärkste Jungtier aufhört, fängt das nächst stärkste mit dem Futterbetteln an und wird seinerseits gefüttert. Auch Kolonienmitglieder die selbst nicht erfolgreich gebrütet haben, füttern Jungtiere anderer Eltern obwohl diese ihnen mit großer Aggressivität begegnen, wenn sie sie am Nest antreffen (ŞAHIN, 1982; TINTNER und KOTRSCHAL, 2002; VINS und RATJEN, 2006). Wenn nicht gefüttert wird oder die Eltern ganz abwesend sind, verbringen die Jungen neben der sozialen Gefiederpflege, viel Zeit mit der Erkundung ihrer Umgebung sowie Objekt- und Sozialspielen. Auch zu den Eltern besteht ein sehr inniges Verhältnis mit gegenseitiger Gefiederpflege und ausgiebigem Kraulen (PEGORARO, 1996).

Nach 45 bis 50 Tagen werden die jungen Waldrappe flügge und beginnen die Eltern auf den Nahrungsflügen zu begleiten (ŞAHIN, 1982). Sie werden noch etwa sieben Monate von den Eltern gefüttert und über lange Zeit von ihnen geführt. Entgegen HIRSCHs (1979a) Meinung, die Jungtiere verließen bald nach dem sie flügge werden die Brutkolonie für mehrere Jahre, berichten PEGORARO und MALIN (1990), dass die Jungvögel einen zweijährigen Eingliederungsprozess durchlaufen, der für die Sozialstruktur wichtige Lernprozesse im Familienverband beinhaltet.

Die ausgeflogenen Jungvögel bilden Jugendtrupps. Nachdem durch anfängliche Raufereien eine Rangordnung hergestellt ist, bleiben diese Gruppen innerhalb der Kolonien bis zum Erreichen der Geschlechtsreife lose zusammen, suchen oft gemeinsam nach Nahrung und beziehen nahe beieinander liegende Schlafplätze (PEGORARO, 1996).

Waldrappe haben als Koloniebrüter ein Repertoire an ausdrucksstarken Signalen, die im Kontakt mit dem Partner anders als im Gruppenkontakt ausgeführt werden. Die Verstärkung dieser Ausdruckssignale erfolgt durch Gefiederplustern, Aufrichten der Schopffedern, einer Internsivfärbung der unbefiederten Körperregionen in tief rot und „Nickhautblinkern“.

Das Lautrepertoire der Vögel ist wenig umfangreich, jedoch mit individuellen Unterschieden. Alle Rufe werden sowohl von den weiblichen als auch von den männlichen Vögeln geäußert (PEGORARO und FÖGER, 1995). Adulte Waldrappe zeigen lange, einsilbige, verschieden rau und tief klingende „Chrup“- und „Gruuh“-Rufe (THALER et al., 1981). Der einsilbige „Gruuh“-Ruf ist ein unspezifischer Erregungslaut, der aus ein bis drei Elementen besteht. Im Paarkontakt geben die Vögel außerdem eine Art „Meckern“ aus einem oder mehreren Silben von sich. Der am häufigsten zu hörende Ruf ist „Chrup“. Er besteht manchmal aus mehreren Elementen und dauert bei männlichen Vögeln im Mittel länger als bei den weiblichen. Beim Drohen sind die Rufe signifikant länger und meist lauter als beim Grüßen (PEGORARO und FÖGER, 1995).

Nestlinge geben anfangs klare „Kjuck-“ / „Juck-“Bettellaute von sich, die dann mit zunehmendem Alter einen heiser-metallischen Klang annehmen. In Auseinandersetzungen mit ihren Geschwistern lassen sie auch meckernde und krächzende Laute hören. Im Alter von etwa fünf bis sieben Monaten erfolgt bei den Jungtieren ein „Stimmbruch“, in dem das „Kjuck“ dem tieferen „Chrup“ weicht. Allerdings klingen die Laute erst bei einjährigen Waldrappen wirklich ausgereift (THALER et al., 1981).

PEGORARO und FÖGER (1995) schließen aus der Tatsache, dass auch Waldrappe, die künstlich erbrütet und mit der Hand aufgezogen wurden, über das vollständige Lautrepertoire ihrer natürlich geschlüpften und aufgezogenen Artgenossen verfügen, dass das Muster der artspezifischen Laute zu einem großen Anteil genetisch determiniert sein muss und weisen in ihren

LITERATURÜBERSICHT

Untersuchungen außerdem nach, dass die „Chrup“-Rufe den Waldrappen ermöglichen, das Geschlecht und Alter des Rufenden zu bestimmen, Individuen zu erkennen, und dass Nestlinge anhand der Rufe ihre Eltern eindeutig erkennen können. ŞAHIN (1982) beschreibt, dass die Elterntiere ihrerseits die Jungen zunächst nicht identifizieren können, da sie, wenn die Jungen in den ersten Wochen das Nest verlassen, um z. B. der Sonne auszuweichen, diese außerhalb des Nestes nicht als ihre eigenen Jungtiere erkennen und ihnen sogar mit Aggression begegnen, wenn sie versuchen, nach dem Einfliegen eines Elternteils ins Nest zurückzukehren. PEGORARO (1996) hingegen vertritt die These, dass die Eltern ihre Jungen sowohl akustisch als auch optisch identifizieren können und belegt dies mit Beobachtungen, nach denen von Waldrappeltern sowohl eigene Junge außerhalb des Nestes erkannt wurden als auch fremde Junge, die ins eigene Nest geklettert waren.

Waldrappe zeigen ein ausgeprägtes Gruß- und Imponierverhalten. Beim Grüßen handelt es sich um sehr konstante Verhaltensweisen mit wenig Variationen: der Kopf wird dabei ruckartig rückenwärts bewegt und dann nach unten gesenkt (THALER et al., 1981), wobei die individuelle Kopfzeichnung präsentiert wird (PEGORARO und FÖGER, 1995). ŞAHIN (1990) gibt, den Ursprung dieses „Kopfnickens“ in den „Bettelbewegungen“ der Nestlinge, die zunächst nur leichte und mit zunehmendem Alter immer deutlichere, Auf- und Abbewegungen des Kopfes beim Futterbetteln zeigen, an. Während des Grüßens werden manchmal die Rücken- und Schopffedern aufgerichtet. Einige oder alle übrigen Kolonienmitglieder fallen gewöhnlich in das Verhalten ein; es wirkt also stimmungsübertragend. Das Grüßen ist meist partnerorientiert und wird je nach dessen Entfernung verschieden stark ausgeführt. Nahe beieinander stehende Partner verschränken dabei häufig die Hälse und führen das ruckartige Zurückwerfen des Kopfes abgeschwächt oder gar nicht aus, sondern senken gemeinsam die Schnäbel. Dabei kann auch Nickhautblinkern beobachtet werden. Wenn die Vögel weiter voneinander entfernt sind, fallen die Bewegungen großzügiger aus. Das Grüßen wird stets von „Chrup“-Rufen begleitet.

Beim Imponieren werden die Bewegungsabläufe, anders als beim Grüßen, langsam und starr ausgeführt, meist ohne Lautäußerung. Beim Imponier-

verhalten des Waldrapps können vier Formen unterschieden werden.

Das Drohimponieren, z. B. gegenüber Rivalen oder Eindringlingen, wird immer stumm und meist mehrmals hintereinander ausgeführt. Manchmal wird dieses Verhalten auch von Übersprungshandlungen, wie plötzlicher Gefiederpflege oder Futteraufnahme, unterbrochen.

Das Imponierbegrüßen zum weiblichen Partner wird v. a. zur Anpaarungszeit ausgeführt. Wie auch beim Grüßen des Partners aus der unmittelbaren Nähe, ist die ruckartige Aufwärtsbewegung des Kopfes hier abgeschwächt; die Abwärtsbewegung kann unter Umständen in Nestbauverhalten auslaufen. Es werden auch Grußlaute gerufen, die Partner berühren sich aber nicht.

Das Nachimponieren nach der Kopulation wird von beiden Partnern ohne Lautäußerung ausgeführt. Dabei kauern sie meist mit abgewinkelten Intertarsalia und zeigen „Nickhautblinkern“.

Beim Landeimponieren, das von einfliegenden Männchen gezeigt wird, sind die Auf- und Abwärtsbewegungen des Kopfes fließender, ähnlich wie bei einer Balancekorrektur. Dieses Verhalten, das eher der Gruppe als ganzes gilt, wird am häufigsten von dem Männchen ausgeführt, das zuerst einen Horst besetzt hat. Bei Weibchen kann man es dagegen nur selten beobachten.

Gruß- und Imponierverhalten wechseln sich im jahreszeitlichen Ablauf ab. Zu Beginn und gegen Ende der Fortpflanzungsperiode, während der Besetzung der Nistplätze und später während der Eingliederung der Jungen in die Kolonie wird häufiges Imponierverhalten beobachtet. Grußverhalten ist v. a. während der Brutperiode, verstärkt während der Paarbildung zu beobachten (THALER et al., 1981).

Die Waldralpe in Nordafrika / Marokko zeigen kein Zugverhalten und der Großteil der Vögel verbringt den Winter im Land. Nur die Waldralpe der heute verlassenen Kolonien in den Bergregionen des Atlasgebirges verließen die Brutgebiete für den Winter und wurden noch in den 1950er und frühen 1960er Jahren in Mauretanien und Spanisch-Sahara gesichtet (PEGORARO (1996).

Die Waldralpe der östlichen Population überwinterten vor 1989 in Äthiopien, im Irak, im Jemen, in Saudi-Arabien, in Somalia und im Sudan (PEGORARO, 1996).

Die Mitglieder der Kolonie in Syrien scheinen traditionell nach Saudi-Arabien und Eritrea zu migrieren, da sich Sichtungen von Waldrappen in diesen Ländern nach dem Erlöschen der Kolonie von Birecik 1989 nicht anders erklären lassen (IUCN Red List, 2008).

2.2 Historische und heutige Verbreitung des Waldrapps

2.2.1 Historische Verbreitung des Waldrapps in Europa

Die ältesten Hinweise auf Waldrappe wurden 1941 in den Schweizer Alpen, nahe der Ruine Balm bei Günsberg entdeckt. Bei Ausgrabungen von mittelsteinzeitlichen Knochen wurden auch Waldrappknochen gefunden. Allerdings ist nicht auszuschließen, dass die Waldrappknochen erst nachträglich durch grabende Dachse in diese Kulturschicht eingebracht wurden (TRATZ, 1960/61 zitiert nach PEGORARO, 1996; SCHENKER, 1977). Ein weiterer Fund von Waldrappknochen in der Ruine Alt-Wartburg bei Olten, in der Schweiz im Kanton Aargau, konnte auf die Zeit um 1400 n. Chr. datiert werden (HÄSLER, 1977; Schenker, 1977). Für die Zeit dazwischen fehlen Belege für das Vorkommen von Waldrappen. Er taucht allerdings in einer Sage aus der Zeit Friedrichs II (1194 bis 1250) auf, wonach die Heilquelle von Pfäfers bei der Suche nach Waldrappen entdeckt worden sein soll (LAUTERBORN, 1912 und STROHL, 1917, beide zitiert nach PEGORARO, 1996). Im 16. Jahrhundert findet man die meisten Hinweise auf den Waldrapp. Viele, wie auch die Beschreibung des Vogels durch CONRAD GESNER (1555), beziehen sich auf die Schweiz. In den Züricher Rats- und Richtbüchern findet sich im Jahre 1535 ein Fall, in dem ein Knecht zu einer Geldstrafe verurteilt wurde, weil er „Felixem von Jonen einen Waldrappen one ursach zu tod geschlagen hatt...“ Diese Textstelle, wie auch Berichte von GESNER (1557), lassen auf eine Gefangenschaftshaltung von Waldrappen zu dieser Zeit schließen (PEGORARO, 1996). Ein mit GESNER befreundeter englischer Arzt und Theologe, der aus seiner Heimat vertrieben wurde, WILLIAM TURNER, beschreibt 1544 in seinem „Avium historia“ einen *Helvetiorum Vualtrapus*, den er selbst in den Händen gehalten haben will (STROHL, 1917, zitiert nach SCHENKER, 1977 bzw. PEGORARO, 1996).

JOHANN STUMPF erwähnt in seinem damals sehr bekannten Buch „Gemeiner loblicher Eydgenossenschaft Stetten Landen und Völcker Chronik werdig thaaten beschreybung“ auch den Waldrapp kurz (STROHL, 1917 zitiert nach PEGORARO, 1996). In seinem Buch findet sich die Abbildung eines Ibis, die angeblich einen Waldrapp darstellen soll. Wenn das zutrifft, handelt es sich hierbei um die älteste bekannte bildliche Darstellung eines Waldrapps im europäischen Raum. Die Beschreibung scheint auch, im Gegensatz zu vielen anderen, die folgten, unabhängig von der GESNERS entstanden zu sein. Dieser beschreibt 1555 in seinem lateinischen Werk „Historiae animalium liber III, qui est de avium natura“ (STROHL, 1917 zitiert nach PEGORARO, 1996) den, bei ihm als *Corvus sylvaticus* bezeichneten, Waldrapp detailliert und geht auch auf dessen Verhalten und sein Nahrungsspektrum ein. In einem weiteren Buch GESNERS, dem Vogelbilderbuch „Icones avium“ von 1555, finden sich die verschiedenen Bezeichnungen, nämlich Waldrapp, Steinrapp und Clausrapp, die alle im deutschen Sprachraum üblich waren. In einer aus Sankt Gallen stammenden Handschrift von 1562 ist neben zahlreichen anderen Vogelornamenten auch ein Waldrapp dargestellt (PEGORARO, 1996). Ein Basler Arzt namens FELIX PLATTER trug in sein Tagebuch ein, dass ihm am 26. Mai 1564 auf der Burg Angenstein im Bristal ein Waldrapp zum Essen gereicht wurde, der allerdings durch den Biss eines tollwütigen Hundes zu Tode gekommen war und dessen Verzehr er deshalb ablehnte (SCHENKER, 1977; KUMERLOEVE, 1978).

In Deutschland stammen die ältesten gefundenen Waldrappknochen aus der Zeit um das 4. Jahrhundert n. Chr. Sie wurden bei Ausgrabungen einer spätrömischen Befestigung auf dem Burgberg Sponeck bei Jechtingen am Kaiserstuhl entdeckt (HÖLZINGER, 1988 zitiert nach PEGORARO, 1996). Vermutlich handelt es sich hierbei um Siedlungs- und v. a. Speiseabfälle. Die älteste schriftliche Quelle stammt von PLINIUS D. Ä. aus der Zeit von 23-79 n. Chr. Dieser berichtet in der „Historia naturalis“, dass ein Präfekt namens EGNATIUS CALVINUS in den Alpen einen, eigentlich in Ägypten heimischen, Ibis gesehen haben will (LAUTERBORN, 1912 zitiert nach PEGORARO, 1996). Neben der Beschreibung des Vogels, die z. B. den Sichler als den Vogel, der gesehen wurde, ausschließt, erwähnt er auch die schwarze Farbe des in Ägypten heimischen Ibis. In der Wartburg bei Eisenach sind auf einer

Säule neben anderen Vögeln auch zwei abgebildet, bei denen es sich der Gestalt nach um Waldrappe handeln könnte. Über das Relief, das wahrscheinlich aus dem letzten Drittel des 12. Jahrhunderts stammt, ist nichts weiter bekannt, so bleibt die Annahme ungeklärt (PECHLANER, 1994 zitiert nach PEGORARO, 1996).

Der Überlinger Bürgermeister LIENHARD WINTERSULGER berichtet in einer Chronik von einem heftigen Kälteeinfall im März 1481, der von großen Schneemassen begleitet wurde (KUMERLOEVE, 1978). Neben vielen anderen geschwächten Vögeln habe man auch Waldrappe, die bereits aus dem Wintergebiet zurückgekehrt waren, von Hand fangen können. VALERIUS CORDUS († 1544), von Beruf Arzt, erwähnt in seinen gesammelten Werken Nistorte der Waldrappe in Felswänden und Steinbrüchen des Donautals bei Passau und Kelkheim (LAUTERBORN, 1912 zitiert nach PEGORARO, 1996). Auch bei dem „Uttenschwalb“ im Wappen des deutschen Adelsgeschlechts VON CLOSEN (VON HEFNER, 1856; GOLDNER und BAHNMÜLLNER, 1985, zitiert nach PEGORARO, 1996), das im 16. Jahrhundert vor allem zwischen Isar und Inn Besitz hatte, dürfte es sich um den Waldrapp handeln. LADISLAUS WELENUS BARON VON ZIEROTIN erwähnt in seinem Reisebericht aus dem Jahr 1593 einen mittelalterlichen Wohnturm des Schlosses in Breisach am Rhein als Brutort der Waldrappe (SCHENKER, 1977).

In Österreich geht der älteste Nachweis für das Vorkommen des Waldrapps auf ein Mandat des Erzbischofs LEONHARD VON SALZBURG aus dem Jahr 1504 zurück (MEYER, 1952, zitiert nach PEGORARO, 1996), in dem er das Schießen von jungen Reihern und Waldrappen unter Strafe stellte. Fürst MATHEUS erließ 1530 ein Verbot zum Schutz der ansässigen Clausrappen, das das Schießen aus den Häusern in der Umgebung ihrer Brutplätze untersagte (MOEWES, 1929; KLEIN, 1958, zitiert nach PEGORARO, 1996). Dieses Verbot wurde jeweils 1544, 1558 und 1584 erneuert. Es gibt auch Hinweise, dass Waldrappe damals in Österreich als Leckerbissen gehandelt wurden. Aus dem Mandat des Jahres 1578 geht außerdem hervor, dass neben dem Scheibenschießen auch das Schießen auf die Klausrabben am Mönchsberg beliebt war. Auf einer Rechnung des Salzburger Hofes und einer weiteren des Stiftes Sankt Peter aus dem 16. Jahrhundert, stehen als Posten

LITERATURÜBERSICHT

Trinkgelder für das Ausnehmen von Waldrappnestern (KLEIN, 1958; Salzburger Landesarchiv, Stiftsarchiv, zitiert nach PEGORARO, 1996). In einer Liste von Lebensmitteln, die Herzog ALBRECHT VON BAYERN im Juni 1571 seiner Frau ANNA, die sich in Badgastein zur Kur befand, anlässlich des Besuchs ihres Bruders schickte, sind „...Copaun und Claußraben...“ besonders hervorgehoben (Salzburger Landesarchiv, zitiert nach PEGORARO, 1996). Waldrappe sind in Österreich allem Anschein nach nicht nur gejagt, sondern auch gefangen und zur Bekämpfung von Schädlingen gehalten worden, wie aus Salzburg berichtet wird. In OSTERMANNs Vokabular (1591) wird der Waldrapp als häufiger Brutvogel der Felswände in der Stadt erwähnt. Außerdem wird berichtet, Waldrappe würden dort in Gärten gehalten (SCHENKER, 1977). Aus der Stadt Sankt Jakob an der Thurn stammt eine Rüge, die an die Herren von Thurn gerichtet ist und besagt, diese sollen auf ihrem Grund die Falkenbeize aufgeben, könnten aber dort weiter Clausraben fangen lassen (SCHENKER, 1977). Ein weiterer Beleg für das Vorkommen des Waldrapps in Österreich stammt aus Graz. MAXIMILIAN I. (1459-1519) soll dem steirischen Vizedom befohlen haben, in die Felswände, unterhalb des heutigen Herbersteingartens, künstliche Nischen zu hauen, damit die Waldrappe mehr Platz haben (HABLE, 1994, zitiert nach PEGORARO, 1996). König FERDINAND überschrieb dem Freiherrn SIGMUND VON DIETRICHSTEIN 1528 das landesfürstliche Hubhaus der Stadt Graz mit der Auflage, die am Schlossberg lebenden Waldrappe zu schützen (PEGORARO, 1996). Im Jahr 1560 soll der Waldrapp im Wappen des Stadtpfarrers von Graz ANDREAS GIGLER zu sehen gewesen sein (TRATZ, 1960/61, zitiert nach PEGORARO, 1996). Der Erzherzog KARL beauftragte 1566 seinen Fischmeister die Waldrappe zu hegen und Abschüsse oder Störungen zu verhindern. Diese Anweisung wurde zwar 1621 zum letzten Mal erneuert, was aber nicht bedeuten muss, dass zu dieser Zeit noch Waldrappe in Mitteleuropa lebten (PEGORARO, 1996). Die Annahme, dass der Waldrapp auch in Tirol heimisch gewesen sei und Brutplätze in den Leoganger Steinbergen (JANETSCHKEK, 1960, zitiert nach PEGORARO, 1996) und im Karwendel (GAMS, 1936; PSENNER, 1970, zitiert nach PEGORARO, 1996) genutzt habe, konnte bis heute nicht sicher belegt werden (PEGORARO, 1992).

Die Österreichische Nationalbibliothek ist im Besitz einer Waldrappdarstellung, die gegen 1590 in Prag entstand. Der Künstler, der das Bild malte, war bis heute nicht zu ermitteln (PEGORARO, 1996).

1603 beschreibt in Illyrien (heute u. a. im Staatsgebiet Albaniens gelegen) ALDROVANDI einen Phalacrocorax, der ihm von Verwandten zugesandt worden war, und den er als Kormoran identifiziert. Nach ROTHSCHILD et al. (1897) (zitiert nach SCHENKER, 1977) handelt es sich eindeutig um einen Waldrapp.

Weitere nicht gesicherte Hinweise auf das Vorkommen von Waldrappen, stammen aus Ungarn, Jugoslawien, Italien, Spanien, Frankreich und Polen. Es handelt sich größtenteils um Angaben von GESNER (1555), die nicht mit anderen Quellen zu belegen waren und zum Teil vermutlich auf Verwechslungen mit anderen Vogelarten zurückzuführen sind (SCHENKER, 1977).

Im 17. Jahrhundert findet der Waldrapp in der Literatur zwar noch Erwähnung, die Autoren kennen ihn allerdings nicht mehr selbst, sondern nur aus der älteren Literatur, v. a. aus GESNERs Werken. Es ist davon auszugehen, dass der Waldrapp zu dieser Zeit in Europa schon einige Zeit ausgestorben war. Den Autoren gelingt es nicht, dem Waldrapp eine Stellung in der Systematik der Vögel zuzuordnen. SCHWENCKFELD (1603, zitiert nach PEGORARO, 1996) etwa bezieht die Beschreibung des Vogels auf die verbreitete Alpenkrähe. JOHN RAY (1667, zitiert nach PEGORARO, 1996) stellt den Waldrapp bei der Herausgabe der Ornithologie von WILLUGHBY in den Anhang, in dem unbekannte Vögel aufgezählt werden. Schließlich verbreitet sich die Annahme, der Waldrapp habe nie existiert und Autoren wie LINNÉ und GESNER seien durch beschädigte Präparate von Alpenkrähen (MEISNER, 1820, zitiert nach PEGORARO, 1996) oder künstliche Präparate, die aus mehreren verschiedenen Vögeln gefertigt wurden (FRIEDRICH, 1891, zitiert nach PEGORARO, 1996), getäuscht worden. Zu dieser Zeit war der Waldrapp allerdings in Nordafrika bereits wieder entdeckt worden (siehe 2.2.2).

Kurz darauf erkennen KLEINSCHMIDT, ROTHSCHILD und HARTERT in BECHSTEINs Waldrappabbildung von 1791 den in DRESSERs 1880 erschienenem Werk „A History of the birds of Europe“ abgebildeten „Ibis

comata“, der in „Nordafrika, Abessinien und Arabien“ beheimatet sein soll und der unter deutschen Ornithologen als Schopf- oder Mähnenibis schon sehr bekannt ist. ROTHSCCHILD et al. (1897, zitiert nach PEGORARO, 1996) erregten mit der Veröffentlichung dieser Entdeckung großes Aufsehen. Daraufhin wird der Waldrapp sehr populär und Gegenstand vieler Veröffentlichungen.

2.2.2 Historische Verbreitung des Waldrapps außerhalb Europas

Die ältesten Belege für das Vorkommen von Waldrapen außerhalb des europäischen Kontinents finden sich in ägyptischen Hieroglyphen, die 3000 bis 1000 v. Chr. entstanden sind. Solche finden sich z. B. im Opferraum von Achet-Hetep-Her aus der Zeit des Pharaos Neferirkare (ca. 2430 bis 2410 v. Chr.) aus der 5. Dynastie des alten Reiches (KUMERLOEVE, 1984). In den hieroglyphischen Aufzeichnungen tauchen aus der Familie der Ibisse neben dem Waldrapp (*Geronticus eremita*) auch *Threskiornis aethiopicus* (Heiliger Ibis), *Plegadis falcinellus* (Brauner Sichler) und *Bostrychia carunculata* (Klunkeribis oder Karunkelibis) auf. Nach KUMERLOEVE (1984) repräsentierte der Waldrapp zwar nie eine Gottheit, und es gibt auch keine Mumienfunde von Waldrapen, wohl aber ein Symbol für Glanz und Pracht und er stand für Güte, Ehre und Tugendhaftigkeit. GESNER (1669) beschreibt den „schwarzen Ibis“ als in Ägypten, präziser am Nil, vorkommenden Vogel. Auch die, bereits an früherer Stelle erwähnten, Aufzeichnungen von PLINIUS D. Ä. aus der Zeit von 23-79 n. Chr. belegen das Vorkommen des Waldrapps in Ägypten zu dessen Lebzeiten. Im Jahre 1921 wurden noch 8 Waldrappe in der Nähe der Pyramiden von Gizeh beobachtet (MEINERTZHAGEN, 1930, zitiert nach PEGORARO, 1996) und Ende März 1962 wurde ein einzelner Waldrapp bei der Futtersuche auf dem Sinai gesichtet (KYLLINGSTAD, 1986 zitiert nach PEGORARO, 1996). Wann genau der Waldrapp aus Ägypten verschwand, ist unbekannt (KUMERLOEVE, 1984).

1825 erfassten die beiden deutschen Naturforscher HEMPRICH und EHRENBURG während einer Expedition an die arabische Küste des Roten Meeres eine neue Vogelspezies und schickten zwei Exemplare an das Zoologische Museum in Berlin (HEMPRICH und EHRENBURG, 1828/1829

zitiert nach KUMERLOEVE, 1984). Im Andenken an seinen während der Expedition verstorbenen Freund benannte EHRENBURG den Vogel *Ibis hemprichii* und ließ in den Jahren 1828 bis 1832 eine farbige Darstellung malen, die allerdings nie veröffentlicht wurde. Einige Jahre darauf erfasste der Forscher Eduard RÜPPELL vom Senckenberg-Museum in Frankfurt am Main dieselbe Spezies in Äthiopien bzw. Eritrea. Er gilt als der erste, der eine detaillierte Beschreibung des *Ibis comata* veröffentlicht hat. RÜPPELL fand allerdings niemals Brutorte der Art in Nordostafrika (KUMERLOEVE, 1984). Weitere Expeditionen der französischen Forscher LEVAILLANT 1851 und 1867, MALHERBE 1855 und LOCHE 1867 führten schließlich zur Entdeckung von Kolonien dieser Vögel in Algerien und v. a. Marokko (HEIM DE BALSAC und MAYAUD, 1962, zitiert nach KUMERLOEVE, 1984).

In Algerien ist ein bedeutendes ehemaliges Brutgebiet bekannt. Es befand sich bei Ain Sba, südlich von Bogahri (= Ksar El Boukhari), etwa 120 km südlich von Algier. Ab etwa 1860 war es das Ziel vieler Ornithologen und wurde noch bis in die 1950er Jahre unregelmäßig von Waldrappen besetzt. Eine sehr kleine Kolonie soll etwa 200 km südlich von Algier bestanden haben (TRISTRAM, 1882 und RORHSCHILD et al., 1897, beide zitiert nach PEGORARO, 1996). Ein Hinweis auf eine frühere Kolonie stammt aus der Provinz Bône im Osten Algeriens und ist nach COLLAR und STUART (1985) der älteste und zugleich am weitesten östlich gelegene in Nordafrika. Im Jahre 1974 wurde eine Kolonie in der Region um Djebel Amour nahe El Bayadh entdeckt, wo bis zu 12 Paare brüteten. Im Juni 1983 und Mai 1984 wurden dort noch jeweils sieben Waldrappe gezählt. Seit einigen Jahren ist die Kolonie nicht mehr besetzt (PEGORARO, 1996). Die algerischen Waldrappe waren keine Zugvögel sondern verbrachten den Winter in der Nähe ihrer Brutplätze (COLLAR und STUART, 1985, zitiert nach PEGORARO, 1996).

In Marokko gab es 1940 noch etwa 38 Waldrappkolonien mit insgesamt 500 Brutpaaren (KUMERLOEVE, 1984 und PEGORARO, 1996). Die genaue Zahl ist wegen oft ungenauer Ortsangaben in Quellen und möglicher mehrfacher Beschreibungen desselben Brutgebiets unter verschiedenen Bezeichnungen, nicht zu bestimmen. Gesichert ist, dass mehrere Kolonien im Anti-Atlas und Hohen Atlas bestanden, sowie Kolonien im Mittleren Atlas, in der Tiefebene von Marrakech, im Osten des Landes und an der Atlantikküste (PEGORARO,

LITERATURÜBERSICHT

1996). 1975 existierten noch 15 Brutplätze und 1989 noch drei. 1988 wurde der letzte Brutort im Landesinneren, der sich bei Aoulouz befunden hatte, aufgegeben. Die einzigen Zugvögel unter den marokkanischen Waldrappen waren die der ehemaligen Kolonien in den Bergregionen. Diese überwinterten in den 1950er und 1960er Jahren in Mauretanien und Spanisch-Sahara (SMITH, 1970; COLLAR und STUART, 1985, zitiert nach PEGORARO, 1996).

Die türkische Waldrappkolonie in Birecik wurde 1879 von DANFORD beschrieben. Es ist jedoch möglich, dass RÜPPELL sie bereits 1845 beschrieben hatte (KUMERLOEVE, 1984). Bereits in dieser Zeit gab es keine Hinweise auf andere Kolonien in der Türkei. Es ist anzunehmen, dass das Überleben der Bireciker Waldrappe, oder „Kelaynaklar“, wie die Vögel in der Türkei genannt werden, eng mit deren Bedeutung für die ansässige Bevölkerung verknüpft ist. Mitte Februar wird dort traditionell zur Ankunft der Waldrappe das Fest „Kelaynak yortusu“ gefeiert. Einer Sage nach ist der Tag, an dem die „Kelaynaklar“ kommen, die Wiederkehr des Rettungstages Noahs vor der Sintflut, der neben anderen Vogelarten auch einen Waldrapp von der Arche ausgesandt haben soll. Des Weiteren gelten die Waldrappe den Muslimen als Wegweiser nach Mekka, da sie im Spätsommer in diese Richtung aufbrachen. Sie sollen nach dem Tode die Seele der Menschen geleiten. Waldrappe wurden in dieser Region weder gejagt noch gefangen (KUMERLOEVE, 1984; FRITZ, 2006). 1897 wurde von ROTSCHILD et al. (zitiert nach PEGORARO, 1996) belegt, dass es sich bei den Bireciker Vögeln um den Waldrapp von GESNER handelt. WEIGOLD schätzte ihre Zahl 1912/13 auf etwa 1000 Exemplare (zitiert nach PEGORARO, 1996). 1953 brüteten die Waldrappe dort nach KUMERLOEVE (1978, 1984) noch „in langen Reihen“. Nach HIRSCH (1979a) wurden damals in Birecik 1300 Vögel gezählt. 1962 waren es nur noch etwa 120 Brutpaare, 1971 12 Paare mit insgesamt elf Jungtieren (HIRSCH, 1979a). Als Gründe für die schnell fortschreitende Dezimierung des Waldrappbestandes in Birecik gibt HIRSCH (1979a) den umfassenden Einsatz von Insektiziden an, z. B. DDT, die u. a. zur Bekämpfung von Malaria und einwandernden Heuschrecken-schwärmen eingesetzt wurden sowie eine zunehmende Gleichgültigkeit der Bevölkerung gegenüber den Vögeln in dieser Zeit. Trotz verschiedener Versuche, die

Population zu retten (siehe 2.2.3 „Heutige Verbreitung des Waldrapps“ und 2.3 „Frühere Versuche der Wiederansiedlung des Waldrapps“), kehrten 1989 nur drei der wildlebenden Waldrappe aus dem Wintergebiet zurück, zwei der Vögel starben kurz darauf, der dritte verließ Birecik und kam nicht zurück. Seitdem gilt die Kolonie als erloschen, obwohl dort immer noch Waldrappe in Volieren gehalten werden (BEZZEL und WARTMANN, 1990; PEGORARO, 1996). In den letzten Jahren werden die Bireciker Waldrappe nur noch außerhalb der Brutsaison in den Volieren gehalten, um sie am Fortfliegen zu hindern (IUCN RED LIST, 2008).

KUMERLOEVE (1962) vermutet nach einem Text von RAUWOLF aus dem Jahre 1573 ein historisches Waldrappvorkommen bei Selebi in Syrien im 16. Jahrhundert. Im Mai 1836 wurde die Kolonie von Raqqa am Euphrat (Syrien) von HELFER entdeckt, wo tausende Waldrappe gebrütet haben sollen (DANFORD, 1880, zitiert nach PEGORARO, 1996; KUMERLOEVE, 1962). Im Jahre 1911 waren noch fünf Brutplätze in Syrien bekannt (AHARONI, 1911 und SCHERF (1980), beide zitiert nach PEGORARO, 1996), einer davon mit 50 Brutpaaren und ein weiterer mit 300 Vögeln (AHARONI, 1943 und SAFRIEL, 1980, beide zitiert nach PEGORARO, 1996). 1928 besetzten die Waldrappe nur noch eine einzige Kolonie und auch diese wurde bald darauf geplündert (AHARONI, 1929, zitiert nach PEGORARO, 1996).

Die Wintergebiete der früheren Waldrappkolonien in der Türkei und Syrien sind vermutlich Äthiopien, der Irak, der Jemen, Saudi-Arabien, Somalia, Eritrea und der Sudan (PEGORARO, 1996; IUCN RED LIST, 2008).

2.2.3 Heutige Verbreitung des Waldrapps

Die letzten frei lebenden Waldrappe leben in einigen wenigen Kolonien in Marokko, Syrien und - unter starkem menschlichen Einfluss stehend - in der Türkei und in Italien.

In Marokko existieren heute noch vier Brutkolonien, die 95% aller weltweit wild lebenden Waldrappe umfassen. Drei davon liegen im Gebiet des 338 km² großen Souss-Massa Nationalparks. Eine weitere Kolonie befindet sich in der Nähe von Tamri. Diese umfasst fast die Hälfte der marokkanischen Brutpopulation. Die marokkanische Waldrapppopulation unterliegt starken

LITERATURÜBERSICHT

Schwankungen. Während sie 1994 auf 300 Exemplare mit 59 Brutpaaren geschätzt wurde, waren es 1998 nur noch 200. 1999 begann sich die Population wieder leicht zu erholen und 2006 umfasste sie etwa 277 Vögel, die 102 Brutpaare bildeten. Die Anzahl der Waldralpe innerhalb des Souss-Massa Nationalparks war seit 1980 in etwa konstant. Steigende Tierzahlen und eine hohe Reproduktionsrate in den letzten Jahren lassen hoffen, dass der Bestand sich weiter vermehrt und verlassene Kolonien in Zukunft neu besiedelt werden (IUCN RED LIST, 2008).

Eine weitere Kolonie wurde seit längerem im Mittleren Osten vermutet, nachdem in Saudi-Arabien und Eritrea auch nach dem Erlöschen der Kolonie von Birecik noch Waldralpe gesichtet wurden (SCHULZ und SCHULZ, 1992). Im Jahre 2002 wurde im Al-Talila Wildschutzgebiet nahe Palmyra in Syrien eine kleine Kolonie, bestehend aus drei Paaren und einem weiteren adulten Waldralpe, entdeckt (IUCN RED LIST, 2008; IAGNBI). 2006 wurden drei der Waldralpe gefangen und mit Peilsendern versehen, um ihre Migrationsrouten nachvollziehen zu können. Sie brachen Mitte Juli desselben Jahres Richtung Süden auf. Nachdem sie 14 Tage im westlichen Jemen verbracht hatten, flogen sie weiter nach Äthiopien, um dort zu überwintern (SERRA, 2009; IAGNBI). BREZZEL und WARTMANN (1990) berichten von der Sichtung zweier subadulter Waldralpe Ende März / Anfang April 1989 und von der eines weiteren adulten Exemplars im November 1989 in Tai'zz im Jemen. Sie vermuten, dass diese zur Bireciker Restpopulation gehören. Die Entdeckung der syrischen Kolonie lässt aber die Zugehörigkeit der Vögel zu dieser - 1989 noch unbekanntem Kolonie - vermuten. Die Kolonie in Syrien umfasste 2005 noch fünf Waldralpe. Es wäre möglich, dass in den syrischen Steppengebieten noch weitere, unentdeckte Kolonien existieren, auch wenn die Suche nach ihnen bisher erfolglos blieb (IUCN RED LIST, 2008). Das Fortbestehen der Kolonie von Palmyra ist derzeit wegen ihrer geringen Größe fraglich.

Die einzige türkische, frei lebende Waldralpekolonie in Birecik gilt, trotz verschiedener Versuche die Wildpopulation zu stabilisieren (vergleiche 2.3 „Versuche der Wiederansiedlung des Waldralpes“), seit 1989 als erloschen.

In den Jahren 2004, 2005, 2007, 2008, 2009 und 2010 wurden durch die österreichische Organisation Waldralpenteam jeweils erfolgreich handaufge-

zogene Waldralpe im Naturschutzgebiet Laguna di Orbetello in Italien (Toskana) ausgewildert. Diese leben seither selbständig dort, stehen aber unter Beobachtung durch des WWF Italien. Im Jahr 2007 flogen drei der 2004 ausgewilderten und inzwischen geschlechtsreifen Waldralpe selbständig die vorgegebene Zugroute aus der Toskana in ihr ehemaliges Aufzuchtgebiet an der deutsch-österreichischen Grenze und wieder zurück und sind damit die ersten frei lebenden, migrierenden Waldralpe in Europa seit 400 Jahren. Im selben Jahr waren auch die ersten Bruterfolge bei den ausgewilderten Vögeln zu verzeichnen (FRITZ, persönliche Mitteilung, 2009).

Insgesamt wurden in den Jahren 2004 bis 2009 56 junge Waldralpe handaufgezogen und davon 46 in der Toskana ausgewildert (BÖHM, persönliche Mitteilung). Acht weitere sind Nachkommen ausgewilderter Waldralpe und wurden von diesen erfolgreich aufgezogen. Bis Ende September 2009 verzeichnete das Projekt insgesamt 28 Ausfälle. Neun dieser Vögel sind sicher tot, und deren Todesursachen stehen fest. Seit Oktober 2009 gelten weitere 15 Waldralpe als vermisst, ihr Verbleib ist bislang unklar (BELZ, persönliche Mitteilung, 2010). Es verbleiben von den ursprünglich 56 ausgewilderten nur noch 13 Vögel.

2.3 Frühere Versuche der Wiederansiedlung des Waldralps

Der Waldralp, der in der Natur stark vom Aussterben bedroht ist, wird in vielen zoologischen Gärten auf der ganzen Welt gehalten und brütet bei entsprechender Haltung auch in Gefangenschaft erfolgreich. Demnach stehen ausreichend Vögel zur Verfügung, um Auswilderungsprojekte durchzuführen. Der Großteil der bisher unternommenen Versuche, Waldralpe auszuwildern bzw. wieder anzusiedeln schlug allerdings fehl und meist kamen die Tiere schon innerhalb weniger Tage ums Leben.

Der Rückgang der damals noch frei lebenden Kolonie in Birecik (Türkei) am Euphrat alarmierte verschiedene nationale und internationale Umweltschutzbehörden. 1973 wurde von der WWF ein Schutzprogramm erarbeitet und die Niststellen der Waldralpe am Brutfelsen in der Stadtmitte erweitert. Zeitgleich erarbeitete das Generaldirektorat für Nationalparks und Jagdwesen

LITERATURÜBERSICHT

des türkischen Forstministeriums ein eigenes Schutzprogramm, das vorsah, Waldtrappe in Volieren zu züchten und jährlich einige davon freizulassen, um den Wildbestand zu vergrößern (ŞAHİN, 1980). Insgesamt wurden für das Projekt über 40 junge und adulte Waldtrappe aus der Natur entnommen, die meisten in den Jahren 1977 bis 1979. Die Wiedereingliederung der Vögel begann 1981 und bis 1990 wurden 67 Vögel wieder freigelassen. Ausgenommen die Jahre 1984, 1986 und 1987, für die keine derartigen Aufzeichnungen existieren, folgten nur 12 Vögel, also etwa 18 % der freigelassenen Waldtrappe, ihren Artgenossen auf der Migration ins Wintergebiet. Aufgrund der lückenhaften Aufzeichnungen ist außerdem unklar, wie viele der erfolgreich wieder „eingegliederten“ Waldtrappe tatsächlich in Gefangenschaft geschlüpft sind und ob diese nicht doch zu den, erst einige Jahre zuvor aus der Natur entnommen Waldtrappen gehören.

Auch die Bruterfolge der Waldtrappe in den Volieren, die zunächst vielversprechend erschienen, waren in den Jahren 1979 bis 1986 geringer als die ihrer frei lebenden Artgenossen. Die Ursachen in den ersten Jahren sind vermutlich u. a. die überfüllten und unzureichend ausgestatteten Volieren (1980 wurde aus diesem Grund eine zweite Voliere gebaut), Infektionen, mangelnde Sachkenntnis der Pfleger, sowie eine mangelhafte Ernährung und dadurch verursachte Rachitis bei den Nestlingen (AKÇAKAYA, 1990; PEGORARO, 1992). 1989 kehrten schließlich nur noch drei der wildlebenden Waldtrappe aus dem Wintergebiet zurück, zwei der Vögel starben kurz darauf, der dritte verließ Birecik und kam nicht zurück. Seit dem gilt die Kolonie als erloschen, obwohl dort immer noch Waldtrappe in Volieren gehalten werden (BEZZEL und WARTMANN, 1990; PEGORARO, 1996). In den letzten Jahren wurden die Bireciker Waldtrappe nur noch außerhalb der Brutsaison eingesperrt (IUCN RED LIST, 2008).

Bis einschließlich 1992 wurden in verschiedenen internationalen Projekten unterschiedliche Gruppen von Waldtrappen ausgewildert:

1. Flüge, selbstständige Jungvögel ohne Altvögel in Birecik und Tel Aviv (Israel)
2. Flüge, noch unselbstständige Jungvögel ohne Altvögel in Tel Aviv
3. Altvögel und Flügglings zusammen, jeweils in Tel Aviv und Birecik

LITERATURÜBERSICHT

4. nur Altvögel in Tel Aviv
5. größere Gruppen von Volierenvögeln verschiedenen Alters jeweils in Birecik und Tel Aviv.

Bei keinem dieser Projekte wurde die Familienstruktur der Waldralpe ausreichend berücksichtigt und alle Versuche schlugen fehl.

Bei den türkischen Auswilderungsversuchen kamen so in den Jahren 1981 bis 1988 insgesamt 67 Waldralpe ums Leben, bei den israelischen Versuchen waren es 150 Tiere (THALER et al., 1992).

Bei Waldralpen, als hochsoziale Koloniebrüter, besteht eine enge und lange Beziehung zwischen den Eltern und ihren Nachkommen und eine intensive Führungsperiode. Auch zwei-jährige Waldralpe sind in Freilandbeobachtungen immer wieder an den Brutkolonien anzutreffen. Bei den oben beschriebenen Auswilderungsversuchen wurden die unerfahrenen jungen Waldralpe in keiner Weise von älteren ortserfahrenen Vögeln geführt. In Gefangenschaft aufgewachsene, ältere Individuen sind anscheinend kaum mehr flexibel und können sich nur schlecht an die neue Situation in freier Wildbahn anpassen (THALER et al., 1992).

THALER et al. (1992) haben aufgrund oben genannter Überlegungen einen Pilotversuch für ein mögliches Auswilderungsprogramm von Waldralpen durchgeführt, der deren Sozialgefüge und Lernverhalten in der Eltern-Kind-Beziehung berücksichtigt. Ziel des Versuchs war zunächst eine spätere Auswilderung von Waldralpen in einem Naturschutzgebiet in Südspanien.

Für den Versuch wurden sechs schlupfreie Eier der Waldralppuppe des Alpenzoos Innsbruck im Brutschrank erbrütet und die Schlüpflinge von Hand aufgezogen. Die Anzahl der Jungvögel wurde so gering gehalten, um die natürliche Familienstruktur besser simulieren zu können. Die Aufzucht der Jungvögel übernahmen nur zwei ständige Pflegepersonen, um zu verhindern, dass die Tiere ihre natürliche Scheu gegenüber Menschen verlieren. Fremdpersonen hatten während der gesamten Aufzucht keinen Zugang zu den jungen Waldralpen. Auf den Einsatz von Attrappen wurde zum einen aus praktischen Gründen verzichtet, zum anderen, weil eine Fehlprägung auf den Menschen einfacher rückgängig zu machen ist als eine solche auf

naheverwandte Vogelarten. Die Jungvögel wurden zur Geschmacksprägung mit Heimchen, Heuschrecken und Jungmäusen gefüttert. Im Alter von 10 bis 16 Tagen wurden sie auf einen Bauernhof in ländlicher Umgebung gebracht und konnten dort beginnen selbstständig ihre Umgebung zu erkunden. Im Hinblick auf eine spätere selbstständige Nahrungssuche wurde der Speisezettel der Heranwachsenden um Schnecken, Raupen, Regenwürmer etc. erweitert. Etwa ab dem 40. Lebenstag wurden die Jungvögel flügge und unternahmen kurze Flüge, zunächst unter Blickkontakt zu den Zieheltern, später auch ausgedehnte Ausflüge von bis zu 40 km Flugdistanz. Obwohl die Waldraupe begannen selbstständig Nahrung zu suchen, wurden sie weiterhin von den Zieheltern gefüttert. Im Alter von fünf Monaten übernachteten die Jungtiere bereits meist außerhalb des Gehöfts, bei jeder Rückkehr war der Kontakt zu den Bezugspersonen aber nach wie vor eng. Gegenüber Fremdpersonen und anderen Luft- und Bodenfeinden, wie Hunden, Autos usw. zeigten die Tiere ein ausgeprägtes Meideverhalten. Vermutlich schauten die Waldraupe sich dieses Verhalten bei ihren häufigen Kontakten mit Gruppen von Rabenkrähen ab. Die Futtersuche erfolgte arttypisch in kurzrasiger Vegetation und auf Brachland. Untersuchungen des Gewölls ergaben die gleichen Beutetiergruppen wie bei ihren wild lebenden Artgenossen in Marokko.

Da es sich bei den derzeitigen Zoopopulationen ausschließlich um Waldraupe marokkanischen Ursprungs handelt, die anders als die Waldraupe, die früher in der Türkei oder im Alpenraum in freier Wildbahn vorkamen, kein Zugverhalten zeigen, erschien THALER et al. (1992) eine Auswilderung von Waldrappen nach eigenem Schema im Alpengebiet wegen der kalten Wintermonate unmöglich. Die in diesem Pilotversuch aufgezogenen Waldraupe wurden Ende November in der Waldrappvoliere des Alpenzoos Innsbruck problemlos mit ihren Artgenossen vergesellschaftet und verbrachten dort den Winter.

Die in dieser Arbeit untersuchten Waldraupe wurden in den Jahren 2007 und 2008 in ähnlicher Weise von Hand aufgezogen. Allerdings ist es das Ziel des „Waldrappteam“ die Waldraupe wieder auf bestimmte Zugrouten zu prägen, um sie in ihrem ehemaligen europäischen Verbreitungsgebiet wieder ansiedeln zu können.

In naher Zukunft wird aller Voraussicht nach ein weiteres Artenschutzprojekt in Syrien beginnen. Die derzeit fünf verbliebenen Waldrappe der syrischen Brutkolonie in Tai'zz sind die letzten freilebenden Waldrappe der Ostpopulation. Sie sollen nun mit Jungvögeln aus der sedentären Brutkolonie in Bireçik (Türkei) vergesellschaftet werden, um die Kolonie zu vergrößern (FRITZ, persönliche Mitteilung). Ob die Jungvögel in die Gruppe integriert werden und den Altvögeln auf dem Flug ins Wintergebiet folgen, bleibt abzuwarten.

2.4 Handaufzucht und Prägung beim Waldrapp

Der Ablauf der Handaufzucht der Waldrappnestlinge innerhalb des Auswilderungsprojektes des Waldrappteams ist genau festgelegt und wird jedem der Betreuer vor Beginn der Aufzucht schriftlich ausgehändigt. Der Inhalt dieser Richtlinien, der NBI Fostering Guidelines Version March 2008, wurde bei der Erstellung dieses Kapitels zugrunde gelegt.

Die Handaufzucht wird grundsätzlich von zwei Personen (Zieheltern) durchgeführt, die sich bis zur Auswilderung ständig um die Jungvögel kümmern. Dadurch soll eine starke Prägung auf die Zieheltern und eine lang anhaltende soziale Bindung an diese erreicht werden. Unter Prägung versteht man in der Ethologie einen schnellen Lernvorgang, der in einer sensiblen Phase stattfindet und zu einem stabilen, teilweise irreversiblen Lernergebnis führt (IMMELMANN, 1982, zitiert nach PEGORARO, 1992). Über den Kontakt mit den Zieheltern hinaus wird der Umgang der Vögel mit anderen Personen so gering wie möglich gehalten. Bei Waldrappen beruht die Wiedererkennung der Eltern überwiegend auf optischen Reizen (PEGORARO, 1992). Um die optische Wiedererkennung zu steigern, tragen die Zieheltern im Umgang mit den Vögeln ständig einheitliche Oberbekleidung. Nach PEGORARO (1992) reichen geringe äußerliche Veränderungen einer vertrauten Person in der Handaufzucht, wie z. B. das Aufsetzen einer Brille, dafür aus, dass die Nestlinge diese nicht mehr erkennen können. Neben der reinen Pflege und Fütterung sollen die Zieheltern auch die soziale Interaktion mit den jungen Waldrappen übernehmen.

In der Regel wird eine maximale Gruppengröße von 12 bis 14 Vögeln

LITERATURÜBERSICHT

angestrebt. Die Nestlinge werden einige Tage nach dem Schlupf mit einem Körpergewicht zwischen 50 und 350 Gramm aus ihrem natürlichen Nest entnommen. Um eine gute Prägung auf die Zieheltern zu gewährleisten, sollten die Nestlinge zu Beginn der Handaufzucht nicht älter als 10 Tage sein. Der Altersunterschied innerhalb der Aufzuchtgruppe sollte 10 Tage nicht überschreiten. Als Nestersatz werden Holzkästen benutzt, deren quadratische Grundflächen eine Kantenlänge von 30 cm haben. Als Wärmequellen dienen eine Wärmelampe, die über dem Nest angebracht wird, und in den ersten Wochen eine zusätzlich untergelegte Wärmematte. Als Nistmaterial dienen kleine Äste, trockenes Moos und Gras. Stroh und Heu finden dabei wegen der Gefahr von Pilzinfektionen keine Verwendung. Die Nester werden nebeneinander im Inneren des „Schlafturns“ (siehe Kapitel 2.4, Abbildung 3) innerhalb der Voliere aufgestellt. Zu Beginn der Aufzucht wird das Nistmaterial in den Nestern zusätzlich mit Zellstoff bedeckt und dieser dann häufig ausgetauscht. Einmal wöchentlich wird das gesamte Nistmaterial erneuert. Grundsätzlich werden die Nester mit höchstens vier Nestlingen besetzt. Biologische Geschwister werden dabei immer zusammen im selben Nest aufgezogen. Die Anwesenheit von Geschwistern kann bei Nestlingen die Elternbindung anregen (GRAY, 1962 und 1964, zitiert nach PEGORARO, 1992). Nach den Erfahrungen des Alpenzoos Innsbruck verhalten sich auch isoliert handaufgezogene und damit auf den Menschen geprägte Waldraupe niemals aggressiver als ihre Artgenossen, sondern entwickeln sich lediglich zu Einzelgängern innerhalb der Gruppe (PEGORARO, 1992). Nach den Erfahrungen von PEGORARO (1992) sind gemeinsam handaufgezogene Waldraupe sehr auf ihre Geschwister bezogen und zeigen im Erwachsenenalter wenig Tendenz zu Interaktionen mit Menschen. Zu ihnen vertrauten Menschen, zu denen sie während der sensiblen Phase Kontakt hatten, zeigen sie wohl aber längeranhaltende Bindungen, die bis ins zweite Lebensjahr anhalten können. Unter natürlichen Bedingungen besteht bei Waldraupen zwischen den Nestgeschwistern ein Altersunterschied von zwei bis drei Tagen. Dieser Altersunterschied wird beim Besetzen der künstlichen Nester ebenfalls eingehalten. Wenn die Vögel flügge werden, die Voliere erkunden und kaum noch in die Nester zurückkehren, werden diese entfernt. Der Schlafturn ist mit waagerechten Ablagen und Nischen ausgestattet, die

die Jungvögel dann als Schlafplätze nutzen.

Die Nestlinge erhalten als Futter altersabhängig eine Mischung aus veränderlichen Anteilen an faschierten Milchmäusen oder anderen kleinen Mäusen, faschierten Eintagsküken, Rinderherz, gekochtem Magerquark und Insekten. Als Futterzusätze werden ein Vitaminpräparat (Trigantol®, enthält pro 1 ml 20.000 I.E. Retinolpalmitat, 10.000 I.E. Cholecalciferol und 10 mg α -Tocopherolacetat), zerkleinerte Schneckenhäuser als Kalziumquelle sowie Magensteine mit einem Durchmesser von etwa 3 mm beigemischt. Die Vorbereitung der Futtertiere übernehmen ebenfalls die Zieheltern. Den Mäusen wird vor dem Verfüttern jeweils der Verdauungstrakt, den Küken der Dottersack entnommen. Alle Futterbestandteile, mit Ausnahme der Insekten und Futterzusätze, werden tiefgefroren gelagert und nur jeweils in der für einen Tag benötigten Menge aufgetaut. Die Insekten, die zum Füttern verwendet werden, werden vorher über mindestens zwei Tage mit viel frischem Gemüse gefüttert, um ihren Nährwert zu steigern. Es handelt sich dabei um Mehlwürmer, Grillen, Grashüpfer und Zephobalarven (vergleiche Anhang, Tabelle 17 „Fütterungsplan“).

Die erste Fütterung findet erst statt, wenn der Nestling beginnt, aktiv zu betteln. Bei dieser ersten Fütterung wird ausschließlich Speichel der Zieheltern eingegeben. Auch bei jeder der folgenden Fütterungen setzen die Zieheltern der jeweiligen Futterportion eigenen Speichel zu. Es soll so die vorverdaute Nahrung, die die Jungen von ihren Eltern in einer natürlichen Aufzucht erhalten, nachgeahmt werden. Grundlage ist die Vermutung, dass menschlicher Speichel ähnliche Verdauungsenzyme enthält, wie der durch die natürlichen Eltern vorverdaute Nahrungsbrei.

Die Nestlinge werden grundsätzlich nur gefüttert, wenn sie aktives Futterbetteln zeigen. Die Futterportionen werden handwarm mit Hilfe eines vorzugsweise roten Plastiklöffels in den geöffneten Schnabel gegeben. Nach LORENZ (1935) (zitiert nach PEGORARO, 1992) ergeben sich in der Handaufzucht Probleme beim Nachahmen der Fütterungsart, weil die natürliche und artgemäße Futterübernahme vom Elterntier vollständig angeboren ist. Nach PEGORARO (1992) betteln junge, isoliert von ihren natürlichen Eltern aufgezogene Waldralpe bevorzugt kräftig rot gefärbte Gegenstände an. Neue, ungewohnte Futterbestandteile werden dem

LITERATURÜBERSICHT



Abbildung 3: Schlafurm mit Voliere in Burghausen (Deutschland) (Quelle: eigene Aufnahme)



Abbildung 4: Paraplane am Boden (Quelle: eigene Aufnahme)



Abbildung 5: Paraplane mit geöffnetem Schirm beim Start (Quelle: eigene Aufnahme)

LITERATURÜBERSICHT

gewohnten Nahrungsbrei immer zunächst in kleinen Mengen zugesetzt und deren Verträglichkeit dann anhand der Kotqualität beurteilt. Da die Nestlingsaggressivität bei Waldrappen unabhängig vom vorhandenen Futterangebot auftritt, wird der älteste bzw. größte Nestling immer zuerst gefüttert. Der ausführliche Fütterungsplan ist Tabelle 10 (Anhang) zu entnehmen. Ab dem 4. Lebenstag erhalten die Nestlinge zusätzlich zu den in Tabelle 17 (siehe Anhang) aufgeführten Futterelementen zerkleinerte Schneckenhäuser und ab dem 25. Lebenstag alternativ Kalzium-Borogluconat oder Kalzium-Gluconat. Ab dem 7. Lebenstag erhalten sie täglich gekochten Quark, ab dem 25. Lebenstag auch ungekochten und je einen Tropfen Vitaminlösung (Trigantol®).

Sobald die jungen Waldrappe beginnen, das Nest kurzzeitig zu verlassen, wird ihnen zusätzlich frisches Trinkwasser angeboten. Die Vögel werden während der gesamten Aufzucht täglich gewogen und über ihr Körpergewicht werden Aufzeichnungen geführt.

Ab etwa 15. Juli werden die Fütterungen auf drei pro Tag reduziert. An Flugtagen während der Migration bekommen die Jungvögel morgens nur eine kleine Menge Futter. Eine erste Fütterung findet dann nach dem Flug gegen 14:00 Uhr statt, eine zweite gegen 17:00 Uhr.

Seit 2008 benutzt das Waldrappteam während der Flüge einen „Sound Generator“. Es handelt sich hierbei um eine handelsübliche Trillerpfeife, die die Rufe der Zieheltern ergänzt. Um die Vögel zu konditionieren, pfeifen die Zieheltern immer kurz bevor sie in deren Nähe kommen, z. B. um die Jungvögel zu füttern. Zusätzlich werden die Waldrappe schon während der Aufzucht mit den Geräuschen, die durch die Paraplanes verursacht werden, vertraut gemacht. Diese werden als Audioaufnahmen abgespielt. Während die akustischen Reize der Trillerpfeife jeweils mit dem Erscheinen der Zieheltern verknüpft werden sollen, sollen die Vögel die Geräusche der Flugzeugmotoren mit dem Füttern verbinden.

Wenn der älteste der Vögel ein Alter von 35 Tagen erreicht hat, beginnt das Flugtraining. Zunächst werden Nahrungsflüge imitiert, indem das Paraplane (vergleiche Kapitel 2.4, Abbildungen 4 und 5) nun während der Fütterungen am Boden bewegt wird. Die akustische Wiedergabe der Motorengeräusche wird nun nicht mehr eingesetzt. Einer der beiden Zieheltern nimmt für die

Imitation der Nahrungsflüge im Paraplane Platz, während der andere bei den Waldrappen bleibt. Nun startet der Pilot den Motor und fährt oder fliegt das Paraplane von den Vögeln weg. Nach einigen Minuten kehrt er um, so dass das Paraplane wieder im Gesichtsfeld der Vögel erscheint. Beim Zurückkommen beginnt nun der Ziehelternteil, der ins Paraplane gestiegen ist, zu rufen und zu pfeifen. Dann verlässt er das Paraplane, kehrt zu den Vögeln zurück und bringt ihnen ihr Futter. Beide Ziehelternteile beginnen daraufhin mit der Fütterung. Der Pilot bleibt im Paraplane und verweilt mit ausgeschaltetem Motor bis zum Ende der Fütterung. Nach einiger Zeit verlässt auch der zweite Ziehelternteil die Vögel während des „Nahrungsfluges“ und verbleibt außer Sichtweite. Diese „Nahrungsflüge“ werden nun so oft wie möglich und zu unterschiedlichen Tageszeiten durchgeführt.

Die ersten wirklichen Trainingsflüge finden statt, wenn der älteste Vogel der Gruppe etwa 60 Tage alt ist. Dabei animiert einer der beiden Ziehelternteile, im Paraplane sitzend, die flüggen Jungvögel durch Rufe und Pfiffe zum mitfliegen, während das Paraplane über dem Startplatz kreist. Die Flüge dauern zunächst nur wenige Minuten und führen die Gruppe immer zu Wiesen oder Feldern, in denen die jungen Waldrappe dann vor dem Rückflug selbständig Nahrung suchen können. Wenn möglich, werden bei jedem Flug den Vögeln unbekannte Ziele angefliegen. So soll verhindert werden, dass sie die Formation verlassen und allein umherfliegen. Nach und nach werden die Flugdistanzen dann auf 35 bis 50 km erweitert.

Die Migration selbst beginnt witterungsabhängig etwa 6 Wochen nach Beginn des eigentlichen Flugtrainings.

2.5 Krankheiten des Waldrapps

Neben der gesundheitlichen Überwachung der innerhalb des Projekts aufgezogenen Waldrappe war es auch Ziel dieser Arbeit, Erkenntnisse über die bakterielle autochthone Keimflora des Darmkanals beim Waldrapp wie auch bei diesen Vögeln vorkommende Erkrankungen zu sammeln und auszuwerten.

2.5.1 Nicht infektiöse Erkrankungen und Todesursachen

Nicht infektiöse Erkrankungen und Todesfälle bei frei lebenden Waldrapen in der Türkei sind vor allem in den 1950er Jahren durch Vergiftungen mit Insektiziden verursacht worden (AKÇAKAYA, 1990). Dort wurde der Tod mehrerer Hundert Waldrappe innerhalb weniger Jahre Vergiftungen durch DDT zugeschrieben (AKÇAKAYA, 1990; HIRSCH, 1979 b).

Eine weitere Krankheits- und Todesursache bei frei lebenden Waldrapen in allen heutigen Verbreitungsgebieten sind Traumata, die durch menschliche Verfolgung bzw. illegale Bejagung, u. a. mit Schusswaffen, verursacht werden (HIRSCH, 1976; FRITZ, persönliche Mitteilung).

Innerhalb der Waldrappgruppe, die in der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau in Freiflughaltung lebt, fallen etwa die Hälfte der jährlichen Nachzuchten Fraßfeinden, vornehmlich Greifvögeln, zum Opfer oder sterben im Winter wegen allgemein schlechter körperlicher Konstitution (KOTRSCHAL, persönliche Mitteilung).

Nach BÖHM (persönliche Mitteilung) kommt es bei in menschlicher Obhut gehaltenen Waldrapen, vermehrt zum Auftreten einer alimentär bedingten Gicht. Der Grund hierfür ist nach BÖHM (persönliche Mitteilung) die Verfütterung von zu proteinreichem Hunde- oder Katzenfutter an die Vögel.

In den Jahren 1999 bis 2003 führte MIGUEL QUEVEDO von der IAGNBI (International Advisory Group of Northern Bald Ibis) eine Befragung unter allen Teilnehmern am EEP (Europäisches Erhaltungszuchtprogramm) über Todesursachen bei Waldrapen in zoologischen Einrichtungen durch. Danach wurden die Waldrappe in den meisten Fällen (19,4 %, n=36) euthanasiert. Traumata, meist in Folge von Fluchtreaktionen, stellten sich mit 18,9 % (n=35) als deren zweithäufigste Todesursache heraus (QUEVEDO, 2003). In der Volierenhaltung von Waldrapen zählt nach HÜRLIMANN (persönliche Mitteilung) neben dem Endoparasiten-Monitoring die Behandlung von Traumata der Flügel oder Schnäbel zu den häufigsten veterinärmedizinischen Maßnahmen. Weitere von QUEVEDO (2003) aufgeführte Todesursachen von in Gefangenschaft gehaltenen Waldrapen sind Sepsen (10,8 %, n=20), die Aufnahme von Fremdkörpern (8,1 %, n=15), Enteritiden (7,5 %, n=14), Störungen der Nierenfunktion (5,9 %, n=11), bakterielle Infektionen (5,9 %, n=11), Störungen der Herzfunktion (4,8 %, n=9), Pneumonien (4,3 %, n=8),

Aviäre Tuberkulose (2,7 %, n=5), Altersbedingte Degeneration/ Senilität (2,1 %, n=4), Aspergillose (1,0 %, n=2), Viszeralgicht (1,0 %, n=2), Hepatitiden (1,0 %, n=2), Verhungern (1,0 %, n=2), Nebenwirkungen von Arzneimittelanwendungen (in den aufgeführten Fällen: Levamisol) (1,0 %, n=2), sowie akute Blutungen, Aortenrupturen und das Auftreten von Fibrosarkomen (jeweils weniger als 1,0 %).

Die Ermittlung absoluter Zahlen über Ausfälle innerhalb des Projektes Waldrappteam gestaltet sich, ob vom Waldrappteam beabsichtigt oder aber ungewollt, als sehr schwierig. Die im Folgenden genannten prozentualen Werte beruhen auf den Angaben der Heinz-Sielmann-Stiftung, die wiederum eng mit dem Waldrappteam zusammenarbeitet.

Innerhalb des Auswilderungsprojektes des Waldrappteam traten laut BELZ (persönliche Mitteilung) seit 2006 Ausfälle von sechs bis neun Waldrappen jährlich auf. Die Mortalitätsrate der Jungvögel lag in diesem Zeitraum im ersten Lebensjahr bei 31 % und im zweiten Lebensjahr bei 15 %. Rein rechnerisch erreichen also nur 61 % der ausgewilderten Vögel innerhalb des Projektes das dritte Lebensjahr und damit die Geschlechtsreife (BELZ, persönliche Mitteilung). Bei den geschlechtsreifen Waldrappen liegt die jährliche Mortalitätsrate bei 11 %. Im Frühjahr 2010 galten insgesamt 43 Waldrappe, die im Rahmen des Projektes ausgewildert worden waren, als vermisst. 58 % der vermissten Waldrappe waren Jungvögel. Bei neun der vermissten Vögel ist deren Tod sicher und die Todesursache bekannt. Vier dieser Waldrappe verendeten infolge von Schussverletzungen, ein weiterer wurde aufgrund einer solchen euthanasiert. Zwei starben im Wintergebiet durch Stromschlag und ein weiterer fiel einem Greifvogel zum Opfer. Ein weiterer, subadulter Waldrapp starb aufgrund einer Schnabelfraktur. Damit lassen sich 56 % der bekannten Todesursachen von Waldrappen innerhalb des Projektes auf die illegale Jagd zurückzuführen (BELZ, persönliche Mitteilung).

2.5.2 Parasitosen

In der auffindbaren und sprachlich zugänglichen Fachliteratur finden sich nur spärliche Angaben zu infektiösen – einschließlich Parasiten-bedingten –

Erkrankungen bei Waldrappen. GOTTSCHALK et al. (2000) berichten vom Nachweis einer unbekanntes Kokzidienart bei den von ihnen untersuchten Waldrappen. MÜNCH (2006) erwähnt, dass im Tierpark Hellabrunn bei einem im Jahre 2000 euthanasierten Waldrapp massenhaft Federlinge festgestellt werden konnten. Bei einem anderen von ihm seziierten Waldrapp lag ein hochgradiger Befall mit Trichomonaden vor.

Weil sehr wahrscheinlich weit mehr Endoparasiten beim Waldrapp vorkommen können, werden nachfolgend jene Erreger referiert, die bereits bei Vögeln nachgewiesen worden sind, die mit dem Waldrapp stammesgeschichtlich verwandt und im europäischen Raum heimisch sind (Ordnung Ciconiiformes) bzw. Vögel, die ein Nahrungsspektrum aufweisen, das dem des Waldrapp ähnlich ist (Ordnungen Galliformes, Anatiformes, Gruiformes u. a.). Die taxonomische Zuordnung der zitierten Vogelspezies folgt dabei der Einteilung von WOLTERS (1975-1982).

2.5.2.1 Protozoen

2.5.2.1.1 Kokzidien

GOTTSCHALK et al. (2000) wiesen in ihren Untersuchungen zu Endoparasiten bei Zootieren in 4 % (n=25) der Kotproben von *Geronticus eremita* eine unbekanntes Kokzidienart nach, die mit keiner der von PÉLLERDY (1974) beschriebenen Arten übereinstimmte. Nach GOTTSCHALK et al. (2000) ist die nachgewiesene Kokzidienoozyste 16 bis 18 µm lang, farblos und sphärisch. Sie besitzt keine Mikropyle.

2.5.2.1.2 Trichomonaden

MÜNCH (2006) berichtet von einem der 44 von ihm seziierten Waldrappe des Tierparks Hellabrunn in München, der wegen eines hochgradigen Befalls mit Trichomonaden euthanasiert worden war.

2.5.2.1.3 Gregarinen

Der Großteil der gregarinen Monocystiden sind Parasiten der Oligochaeten. Sie parasitieren in den Samenblasen und seltener in der Leibeshöhle von

Regenwürmern der Arten *Lumbricidus rubellus* und *Nicodrilus caliginosus* (PURRINI und PIŽL, 1982). Monocystis ist an der Regulierung deren Populationsdichte beteiligt. Die im Kot von (Wild-)Vögeln oder Reptilien nachgewiesenen Entwicklungsstadien sind als „Pseudoparasiten“, also nicht infektiöse Darmpassanten zu beurteilen (PANTCHEV, 2007).

PURRINI und PIŽL (1982) geben eine Übersicht des Entwicklungszyklus von *Monocystis sp.*

Das jüngste Entwicklungsstadium ist der lang gestreckte Trophozoit, mit ca. 900 bis 1100 µm Länge und einer Breite von ca. 20 bis 50 µm. Dieser wächst zunächst und enzystiert sich dann schließlich. Es entstehen dünnwandige Zysten mit einem Durchmesser von etwa 60 µm. Durch weiteres Wachstum und Bildung einer Gallerthülle entstehen die Gamogonien-Zysten. In diesen Zysten kommt es zu einer starken Kernvermehrung, bei der sich die Kerne im Randbereich der Zyste sammeln und sich im Zentrum rundliche Plasmaportionen bilden. Aus den Plasmaportionen entstehen Zygoten, die sich schließlich zu Sporen weiterentwickeln. Die Größe der unsporulierten Zysten liegt bei 100 bis 120 µm Länge und 60 bis 80 µm Breite. Die reifen, sporenhaltigen Zysten sind dagegen annähernd rund und haben einen Durchmesser von 60 bis 170 µm. PURRINI und PIŽL (1982) unterscheiden bei den schiffsförmigen Sporen drei Arten von verschiedener Größe.

Große Sporen mit Maßen von etwa 30 x 12 µm, mittlere mit 20 x 9 µm und kleine Sporen mit 15 x 6 µm.

2.5.2.2 Zestoden

Nach SZIDAT (1940) konnten aus der Klasse der Cestoda *Hymenolepis microcephala* (Hymenolepididae) bei *Plegadis falcinellus* (Brauner Sichler) und *Hymenolepis multiformis* (Hymenolepididae) bei *Ciconia ciconia* (Weißstorch) in Deutschland nachgewiesen werden. In nur zwei Fällen wurde auch *Anomotaenia discoidea* (Dilepididae) bei *Ciconia ciconia* in Europa nachgewiesen. Auch *Ligula intestinalis* (Diphylibothriidae) und *Schistocephalus solidus* (Diphylibothriidae) parasitieren bei Störchen und anderen fischfressenden Vögeln (SZIDAT, 1940).

2.5.2.3 Trematoden

SZIDAT (1940) nennt *Tylodelphis excavata* aus der Ordnung Strigeida als einen der am häufigsten bei Störchen auftretenden Trematoden. Dieser Parasit wurde außerdem auch bei *Nycticorax nycticorax* (Nachtreiher), *Buteo buteo* (Mäusebussard) und *Mergus merganser* (Gänsesäger) nachgewiesen. Nach SONIN (1986, zitiert nach OSSMANN, 2008) sind auch Möwen, Enten und Ibisse Endwirte dieses Parasiten. Nach DUBOIS (1938, zitiert nach OSSMANN, 2008) und BEZEBUIK (1956, zitiert nach OSSMANN, 2008) ebenso *Podiceps cristatus* (Haubentaucher).

Eine zweite sehr ähnliche europäische Art, *Tylodelphis clavata*, lässt sich nach SZIDAT (1940) experimentell in *Ardea cinerea* (Graureiher), *Circus aeruginosus* (Rohrweihe) und *Ciconia ciconia* (Weißstorch) ansiedeln und wurde von SZIDAT selbst zudem in *Ciconia nigra* (Schwarzstorch) und *Podiceps cristatus* (Haubentaucher) gefunden.

OSSMANN (2008) nennt *Posthodiplostomum cuticola* als einen weiteren Parasiten diese Familie, der bei Reiher und Kormoranen auftritt. Aus der gleichen Ordnung nennt er außerdem *Euclinostomum heterostomum* und *Clinostomum complatum* als Parasiten bei *Ardea cinerea* (Graureiher), *Ardea purpurea* (Purpurreiher) und *Nycticorax nycticorax* (Nachtreiher).

Cathaemasia hians (RUDOLPHI, 1809) wurde bei *Ciconia ciconia* (Weißstorch), *Ciconia nigra* (Schwarzstorch) *Nycticorax nycticorax* (Nachtreiher), *Ardea purpurea* (Purpurreiher) und *Ardea cinerea* (Fischreiher) nachgewiesen (SZIDAT, 1940). *Chaunocephalus ferox*, der ebenfalls der Familie Echinostomatidae und damit der Ordnung Echinostomida angehört, parasitiert nach SZIDAT (1940) ausschließlich bei *Ciconia ciconia* (Weißstorch) und *Ciconia nigra* (Schwarzstorch) und verursacht große Verluste unter deren Jungtieren. Auch HÖFLE et al. (2003) wiesen bei ihren Untersuchungen *Chaunocephalus ferox* bei 23,8 % (n=10) der Weißstörche (*Ciconia ciconia*) in zwei Auffangstationen in Spanien nach. Dabei waren 32,0 % (n=8) der Storchenküken und 13,0 % (n=2) der Adulten betroffen, in keinem Fall aber subadulte Vögel.

Echinoasmus coaxatus wurde als Darmparasit bei Störchen und Haubentauchern nachgewiesen (SZIDAT, 1940).

Stomylotrema pictum (Stomyletrematidae) parasitiert im Darm von *Ciconia*

ciconia (Weißstorch) und *Plegadis falcinellus* (Brauner Sichler) (SZIDAT, 1940).

Veterinärmedizinisch bedeutende Trematoden (Klasse: Trematoda) gehören zur Unterklasse der Digenea (ECKERT et al., 2005).

2.5.2.4 Askariden

Nach SZIDAT (1940) konnte *Contracaecum microcephalum* bei verschiedenen Arten von Enten, Reiher, Rohrdommeln und Störchen nachgewiesen werden. *Acuaria sagittata* wurde nach SZIDAT (1940) in Mägen von *Ciconia nigra* (Schwarzstorch), *Ardea purpurea* (Purpurreiher) und *Nycticorax nycticorax* (Nachtreiher) nachgewiesen.

2.5.2.5 Federlinge

MÜNCH (2006) berichtet, dass er bei der späteren Sektion eines bereits im Jahre 2000 im Münchner Tierpark Hellabrunn euthanasierten Waldrapps einen hochgradigen Befall mit nicht näher beschriebenen Federlingen festgestellt habe.

2.5.3 Autochthone Keimflora

Bei der autochthonen Flora handelt es sich um die unter den eigenen Bedingungen entstandene oder entwickelte - also für einen bestimmten Organismus - normale Mikroflora (HAENEL, 1982). Hierzu gehören die autochthonen (= residenten) Keime, die sich bei wiederholter Untersuchung auch in größeren zeitlichen Abständen in der Regel nachweisen lassen. Im Gegensatz dazu stehen die allochthonen (= transienten) Keime, die nur gelegentlich oder einmalig nachweisbar sind (VAN DER WAAIJ, 1989). Das Gleichgewicht der Mikroflora eines Wirtes nennt man Eubiose. In diesem Fall liegen die Mikroorganismen des Wirtes in normalen Relationen zueinander vor. Eine Veränderung der qualitativen und /oder quantitativen Zusammensetzung dieser Mikroflora wirkt als Noxe auf den Wirt (HAENEL, 1982; VAN DER WAAIJ, 1989).

2.5.4 Bakteriell-bedingte Krankheiten

In der zugänglichen Fachliteratur finden sich nur wenige Hinweise auf bakterielle Erkrankungen des Waldrapps.

KOPPERS et al. (1991) und MÜNCH (2006) berichten von Nachweisen von aviärer Tuberkulose bzw. deren Erreger *Mycobacterium avium subsp. avium* bei Waldrapen. MÜNCH (2006) wies bei den von ihm seziierten Waldrapen (n=44) außerdem *Staphylococcus* sp., *Salmonella* sp., *Escherichia coli* und *Klebsiella* sp. nach.

Wegen der geringen Zahl der Hinweise in der zugänglichen Fachliteratur wird in diesem Kapitel größtenteils eine Auswahl von Bakterien besprochen, die aufgrund ihrer Pathogenität für andere Vogelspezies auch als potentiell pathogen für den Waldrapp betrachtet werden müssen. Des weiteren beruht die Auswahl auf dem Gedanken vom Waldrapp als möglichem Vektor für bakterielle Erkrankungen anderer Vögel oder des Menschen.

2.5.4.1 Grampositive Bakterien

Genus *Mycobacterium*

In der Fasanerie des Kölner Zoos kam es im Jahre 1990 zu einem Ausbruch von aviärer Mykobakteriose aufgrund dessen schließlich die gesamte dortige Waldrappgruppe euthanasiert werden musste. 4 der 19 Vögel starben innerhalb weniger Tage und wurden daraufhin der Sektion zugeführt. Die 15 übrigen wurden serologisch untersucht und mussten aufgrund der nachgewiesenen Antikörper gegen Erreger der aviären Mykobakteriose eingeschläfert werden (KOPPERS et al., 1991).

Auch MÜNCH (2006) wies bei seinen Sektionen von 44 Waldrapen aus dem Tierpark Hellabrunn in München bei 24 Vögeln im Rahmen der Sektion säurefeste Stäbchen nach. Von 44 untersuchten Waldrapen wurde bei diesen 24 sowie bei einem weiteren Waldrapp, bei dem der Nachweis säurefester Stäbchen nicht gelungen war, Tuberkulose festgestellt.

Mykobakterien sind grampositive 1,0 bis 10,0 µm lange und 0,2 bis 0,6 µm breite, säurefeste Stäbchenbakterien. Sie können mit der Färbung nach Ziehl-Neelsen rot angefärbt und so nachgewiesen werden. Die kulturelle Anzucht ist langwierig, da sich die Bakterien nur langsam auf glyzerin- und eidotterhaltigen Nährböden vermehren. Sie sind in der Umwelt ubiquitär

verbreitet, können über Jahre im Boden überleben und sind zudem gegen viele Desinfektionsmittel resistent (SCOPE, 2006).

Als Erreger der aviären Mykobakteriose ist die Spezies *M. avium* relevant, die serologisch in 28 Serovare eingeteilt werden kann. Man spricht auch vom *Mycobacterium-avium-Komplex* (MAK), der *M. avium* ssp. *avium*, sowie *M. hominis*, *M. suis* und *M. intracellulare* umfasst. Die Serovare 1, 2 und 3 von *M. avium* besitzen eine höhere Virulenz als *M. intracellulare* und sind zusammen mit Serovar 8 die am häufigsten beim Vogel nachgewiesenen. Man teilt *M. avium* in drei Subspezies ein. *M. avium* ssp. *avium* ist der Haupterreger der aviären Tuberkulose und außerdem auch für Säugetiere und den Menschen pathogen. *M. avium* ssp. *paratuberculosis* verursacht die Paratuberkulose der Wiederkäuer und steht außerdem im Verdacht an der Entstehung von Morbus Crohn des Menschen beteiligt zu sein. *M. avium* ssp. *silvaticum* verursacht Tuberkulose bei Vögeln (SCOPE, 2006).

Die aviären Mykobakteriosen lassen sich grundsätzlich in zwei Gruppen einteilen. Krankheitsformen mit Granulombildung werden als Tuberkulose bezeichnet, die beim Vogel immer als offene Tuberkulose vorliegt (BEHLERT und GERLACH, 1991; SCOPE, 2006). Die zweite Gruppe umfasst Krankheitsformen ohne die Ausbildung von Tuberkulomen, die meist nur im Rahmen einer Sektion und der Ziehl-Neelsen-Färbung von Gewebesausstrichen erkannt werden (BEHLERT und GERLACH, 1991).

SMIT et al. (1987) wiesen eine Häufigkeit von Mykobakteriosen bei Wildvögeln von nur 0,7 % nach. Bei Vögeln in menschlicher Obhut kommt es jedoch zu seuchenhaften Verläufen. Aviäre Mykobakteriosen einschließlich der Geflügeltuberkulose sind heute hauptsächlich Probleme von zoologischen Einrichtungen, ökologischen Geflügelhaltungen und in der Volierenhaltung von Vögeln (KOPPERS et al., 1991). Die Geflügeltuberkulose ist in Deutschland meldepflichtig (Verordnung über meldepflichtige Tierkrankheiten in der Fassung vom 24.12.2005).

Die klinischen Symptome einer aviären Mykobakteriose sind oft eher unspezifisch. Die Vögel zeigen Mattheit, Abmagerung bis zur Kachexie bei erhaltenem Appetit und scheiden evtl. schlechtverdaute Futterbestandteile mit dem Kot aus. Weitere Symptome können je nach Lokalisation der Organveränderungen Schwellungen im Bereich des Abdomens, Anämie,

Ikterus oder osteolytische Frakturen sein (SCOPE, 2006). Todesfälle treten in den Beständen zwar meist immer wieder, aber dann als Einzelfälle auf (BEHLERT und GERLACH, 1991).

Die Diagnose wird gewöhnlich durch den direkten Nachweis von Mykobakterien im Kot, in Gewebeabstrichen oder Biotaten gestellt. Serologisch sind Titer über 1:64 als positiv zu bewerten (SCOPE, 2006).

Eine Behandlung der aviären Mykobakteriose ist aufgrund fehlender, kaum wirksamer oder starke Nebenwirkungen verursachender Medikamente nicht möglich. Außerdem ist wegen der Gefahr der weiteren Erregerverbreitung in jedem Fall die Euthanasie anzuraten (SCOPE, 2006). Beim Auftreten von aviärer Mykobakteriose in einem Bestand müssen alle erkrankten und serologisch positiven Tiere getötet werden (BEHLERT und GERLACH, 1991). Außerdem sollten umfassende Hygienemaßnahmen in Bezug auf die Voliere, den Stall bzw. das Gehege der Vögel ergriffen werden und der Restbestand für zwei Jahre unter Quarantäne gestellt und vierteljährlich kontrolliert werden (SCOPE, 2006).

Genus *Staphylococcus*

Im Verlauf seiner Untersuchungen zu Todesursachen bei Vögeln im Tierpark Hellabrunn (München) wies MÜNCH (2006) bei sechs seziierten Waldraffen *Staphylococcus* sp. nach. Der Genus *Staphylococcus* stellt die wichtigste Gattung aus der Familie der Staphylococcaceae dar und umfasst 36 Spezies und 21 Subspezies (ANDREASEN, 2008). Es handelt sich um grampositive, fakultativ anaerobe Kokken mit einem Durchmesser von 0,5 bis 1,5 µm (MAYR et al., 2002). Auf Blutagar bilden sie runde, glatte Kolonien mit einem Durchmesser von 1 bis 3 mm und zeigen gewöhnlich β-Hämolyse. Staphylokokken können sich in einem Milieu mit einem Kochsalzgehalt von bis zu 10 % vermehren. Namensgebend für die Gattung ist die traubenförmige Anordnung der Zellen in Präparaten, die allerdings nicht grundsätzlich auftreten muss und somit kein sicheres diagnostisches Merkmal darstellt (SELBITZ, 2002; ANDREASEN, 2008).

Die meisten Staphylokokken werden als Bestandteil der Normalflora der Haut und Schleimhäute von Tieren und auch des Menschen betrachtet, die andere potentielle Pathogene verdrängen. Einige sind auch fakultativ pathogen und

verursachen Erkrankungen, wenn sie durch die vorgeschädigte Haut in das darunterliegende Gewebe eindringen können.

S. aureus stellt unter den Staphylokokken den bedeutendsten Infektionserreger des Geflügels dar (ANDREASEN, 2008). Durch die Häufigkeit der Erkrankungen, die *S. aureus* bei Geflügel verursacht, kommt der Typisierung der Isolate eine besondere Bedeutung zu (SELBITZ, 2002).

Mit der Biotypisierung können der Ursprung und die epidemiologischen Zusammenhänge von *S. aureus*-Isolaten als wirtsspezifische Ecovare oder nicht-wirtsspezifische Biotypen bestimmt werden. Die Phagentypisierung wird bei *S. aureus*-Stämmen, die von Geflügel isoliert werden, ebenso wie bei *S. aureus*-Stämmen des Menschen angewendet. Zwischen 2,2 und 25,8 % der hühnerspezifischen *S. aureus*-Stämme können auf diese Art nicht typisiert werden. Die Typisierung solcher Stämme gelingt nur anhand des genetischen Fingerabdrucks, der mittels Pulsfeldgelelektrophorese erstellt werden kann (ANDREASEN, 2008).

Infektionen mit *S. aureus* kommen bei allen Arten von Wirtschaftsgeflügel, Zier- und Wildvögeln vor. In Hühner- und Putenbeständen verursachen sie vor allem eine erhöhte Embryonensterblichkeit, Nabel- und Dottersackentzündungen, perakute und akute Septikämien sowie Entzündungen von Gelenken, Knochen und der Haut (SELBITZ, 2002).

Nach ANDREASEN (2008) ist *S. aureus* das bei Geflügel am häufigsten aus Entzündungen der Ständer und Gelenke isolierte Bakterium.

Die klinischen Symptome einer Staphylokokkose beginnen meist unspezifisch mit gesträubtem Gefieder, dem Hängenlassen eines oder beider Flügel und Lahmheiten der Hintergliedmaßen. Daran schließen sich oft Depression und das Sterben des Vogels an. Tiere, die das akute Krankheitsstadium überleben, weisen anschließend oft Gelenkschwellungen auf. Die klinischen Symptome einer septikämischen Staphylokokkose oder einer gangränösen Dermatitis treten oft bei Tieren auf, die in gutem Zustand sind. Oft fällt eine Staphylokokkose jedoch auch nur durch eine erhöhte Sterblichkeit innerhalb der Herde auf.

Die antibiotische Behandlung von Staphylokokkosen sollte sowohl bei Einzeltier- als auch bei Herdenbehandlungen nur nach Resistenztest erfolgen, da viele Stämme neben der Bildung von β -Lactamase noch weitere

Resistenzen entwickelt haben. Auch beim Geflügel besitzt das *Methicillin-resistente Staphylococcus aureus*- (MRSA-) Problem große Bedeutung.

2.5.4.2 Gramnegative Bakterien

Genus *Salmonella*

MÜNCH (2006) wies im Rahmen seiner Untersuchungen zu Todesursachen bei Vögeln im Tierpark Hellabrunn (München) bei einem von 44 Waldkrähen *Salmonella* sp. nach.

Salmonellen sind 2,0 bis 5,0 µm lange und 0,7 bis 1,5 µm breite, gramnegative und fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien der Familie der Enterobacteriaceae. Sie vermehren sich bei Temperaturen zwischen 5 und 45 °C und pH-Werten zwischen 4,0 und 9,0. Eine optimale Vermehrung erreichen sie bei 37 °C und einem pH-Wert von 7,0. Auf festen Medien zeigen die leicht erhabenen und glänzenden Kolonien einen Durchmesser von 2 bis 4 mm (GAST, 2008). Der Großteil der Salmonellen ist beweglich, besitzt nicht die Fähigkeit Laktose abzubauen und zeigt auf Blutagar keine Hämolyse (SELBITZ, 2002).

Salmonellen sind wichtige Infektionserreger bei Mensch und Tier. Es kommen zwei Spezies vor: *Salmonella enterica* (früher: *Salmonella choleraesuis*) und *Salmonella bongori*, die wiederum eine große Zahl von Serovaren und Stämmen beinhalten (SELBITZ, 2002).

Die Einordnung der Serotypen erfolgt anhand des Kauffmann-White-Schemas, das die Bakterien anhand ihrer O-Antigene (Oberflächenantigene) und H-Antigene (Geißelantigene) einteilt (SELBITZ, 2002). Die somatischen O-Antigene werden von Polysacchariden gebildet, die mit dem Zellkörper assoziiert sind. Sie werden mit arabischen Zahlen bezeichnet. Die Einteilung der Serogruppen erfolgt anhand bestimmter somatischer Antigene, die nur bei den Vertretern einer Serogruppe vorkommen. Sie werden mit Großbuchstaben bezeichnet. Die H-Antigene werden von Flagellarproteinen gebildet und werden mit Kleinbuchstaben oder arabischen Zahlen bezeichnet. Die Serotypisierung von *Salmonella*-Isolaten erfolgt gewöhnlich durch Agglutinationstests mit mono- und polyspezifischen Antiseren (GAST, 2008).

Für die Serovare von *Salmonella enterica* wird heute meist eine vereinfachte Schreibweise angewendet. Statt *Salmonella enterica* ssp. *enterica* ser.

typhimurium schreibt man *Salmonella* Typhimurium (SELBITZ, 2002).

Aufgrund der großen wirtschaftlichen Bedeutung der Salmonellose stehen heute zahlreiche Testmethoden zum schnellen Nachweis von Salmonelleninfektionen bei Mensch und Tier und der Kontamination von Lebensmitteln zur Verfügung. Für die Typisierung und die Resistenzbestimmung bleibt aber die kulturelle Anzucht von Salmonellen unverzichtbar (SELBITZ, 2002).

Sowohl *Salmonella enterica* als auch *Salmonella bongori* sind für Menschen und Tiere pathogen und *Salmonella*-Isolate, die von Tieren stammen, müssen immer als Zoonoserreger betrachtet werden (SELBITZ, 2002).

Infektionen mit Salmonellen können beim Geflügel grundsätzlich in drei Kategorien eingeteilt werden:

Die erste umfasst Infektionen mit den unbeweglichen Serovaren *S. Pullorum* und *S. Gallinarum*, die beide wirtsspezifisch an Vögel angepasst sind.

S. Pullorum verursacht die „Pullorumkrankheit“ (auch „weiße Kükenruhr“ oder „Pullorumseuche“ genannt), die sich als akute systemische Erkrankung vor allem bei Hühner- und Putenküken äußert (SHIVAPRASAD und BARROW, 2008). *S. Gallinarum* verursacht den „Hühnertyphus“, eine akute oder chronische septikämische Erkrankung, die vor allem bei adulten Vögeln auftritt (SHIVAPRASAD und BARROW, 2008). In Deutschland sind Impfungen gegen *S. Gallinarum* und *S. Pullorum* verboten [Verordnung zum Schutz gegen bestimmte Salmonelleninfektionen beim Haushuhn (Hühner-Salmonellen-Verordnung) in der Fassung vom 06.04.2009]. Die Ausbreitung beider Serovaren erfolgt unter anderem durch die vertikale Übertragung von Salmonellen über die Eier (SELBITZ, 2002). Die Folge sind verminderte Schlupfraten. Die aus infizierten Eiern lebend geschlüpften Küken zeigen meist von Beginn an Schwäche, Appetitlosigkeit, vermindertes Wachstum und sterben oft schon nach kurzer Zeit. Durch in der Brüterei infizierte Küken, die in andere Geflügelbestände verbracht werden, wird der Erreger verbreitet (SELBITZ, 2002; SHIVAPRASAD und BARROW, 2008).

Die zweite Kategorie beinhaltet Salmonellen mit beweglichen und nicht wirtsadaptierten Serotypen, die zusammenfassend als Paratyphoid-Infektionen bezeichnet werden. Diese sind zwar weit verbreitet, verursachen aber meist nur bei jungen, empfänglichen Vögeln klinische Symptome. Die meisten Paratyphoid-Infektionen bei Hühnern und Puten verlaufen

symptomlos. Es kann aber zu einer persistierenden Besiedlung des Verdauungstrakts und anderer Organe kommen, die dann zur Kontamination des Schlachtkörpers führt (SHIVAPRASAD und BARROW, 2008). Die am häufigsten auftretenden Serovare dieser Kategorie sind *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium*, die auch beim Menschen infolge des Verzehrs kontaminierter Lebensmittel die meisten Salmonellosen verursachen (SELBITZ, 2002).

Die dritte Kategorie umfasst den beweglichen Typ *S. enterica ssp. arizonae*, der bei Puten, Hühnern und anderen Vogelarten eine akute septikämische Erkrankung (SHIVAPRASAD und BARROW, 2008) mit Diarrhoe und zentralnervösen Störungen auslöst, die klinisch schwer von anderen Salmonellosen unterschieden werden kann. Die höchste Anfälligkeit besteht in der ersten Lebenswoche und die Mortalität kann bis zu 70 % betragen (SELBITZ, 2002).

Impfstoffe zur Verhütung der Salmonellose stehen heute für einige Säugetier- (z. B. Rind) und Geflügelarten (z. B. Huhn, Truthuhn, Tauben) zur Verfügung (SELBITZ, 2002).

Bei der Behandlung einer Salmonellose muss beachtet werden, dass eine Chemotherapie, z. B. mit Enrofloxacin, nur in Kombination mit Hygienemaßnahmen Erfolg verspricht (SCHMAHL, 1993). Auch die lange Erregerausscheidung, die sich an eine Infektion anschließen kann, muss dabei berücksichtigt werden (SELBITZ, 2002).

Genus *Escherichia*

Bei seinen Untersuchungen zu Todesursachen bei Vögeln im Tierpark Hellabrunn (München) wies MÜNCH (2006) im Rahmen von Sektionen bei insgesamt 10 von 44 Waldrapfen *Escherichia coli* nach.

Die Gattung *Escherichia* gehört ebenfalls zur Familie der Enterobacteriaceae (SELBITZ, 2002). Es handelt sich hierbei um gramnegative, nicht säurefeste, fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien. Aus veterinärmedizinischer Sicht spielt *E. coli* die größte Rolle innerhalb der Gattung (SELBITZ, 2002).

E. coli ist 2 bis 3 µm lang und 0,6 µm breit, wobei Größe und Form bei der kulturellen Anzucht abweichen können. Die meisten Stämme sind durch ihre peritriche Begeißelung beweglich. *E. coli* vermehrt sich bei Temperaturen zwischen 18 und 44 °C. Während viele der für Säugetiere pathogenen

Stämme auf Blutagar Hämolyse zeigen, fehlt diese bei den meisten APEC- (Avian pathogenic *E. coli*) Stämmen (BARNES et al., 2008).

Heute werden *E. coli*-Stämme durch Genotypisierung mittels PCR identifiziert und eingeteilt. Früher erfolgte die Einteilung der *E. coli* anhand des Kauffmann-Schemas. Die somatischen O-Antigene bestimmen bei dieser Art der Einteilung die Serogruppe. Die Lipopolysaccharide der Zellwand, auch Endotoxine genannt, bestehen aus einem Polysaccharid-Phospholipid-Komplex der bei Zellyse freigesetzt wird. Die O-Antigene stellen dabei den Anteil dieses Komplexes dar, der antigene Eigenschaften besitzt, während Lipid A den toxischen Anteil bildet. O-Antigene sind hitzestabiler als Proteinantigene.

H-Antigene sind die Flagellarantigene und können deshalb nur unter Bedingungen nachgewiesen werden, die die Motilität begünstigen. Sie sind hitzeempfindlich und werden bei über 100 °C zerstört.

Zur genaueren Identifizierung eines Isolats konnten zusätzlich die K- und F-Antigene bestimmt werden. K-Antigene, oder kapsuläre Antigene, sind polymere Säuren, die auf der Zelloberfläche sitzen und bei Temperaturen über 100 °C zerstört werden. Die O-, H- und K- Antigene bestimmen den Serotyp eines *E. coli*- Isolats. Im Moment sind etwa 180 O-, 60 H- und 80 K-Antigene bekannt.

Die F-Antigene, oder Pilus-Antigene, wurden bestimmt, wenn es diagnostisch erforderlich erschien. Sie sind in die Zellanhaftung eingeschaltet und werden von den Bakterien je nach umgebenden Milieu variabel ausgebildet (BARNES et al., 2008).

E. coli kann bei Menschen und Tieren sowohl als Krankheitserreger auftreten als auch Bestandteil der Normalflora sein (SELBITZ, 2002). Während die meisten *E.coli*-Stämme als Kommensalen nur den Verdauungstrakt von Vögeln besiedeln, können einige, unter dem Begriff APEC (Avian pathogenic *E. coli*) zusammengefasste Stämme, schwere Erkrankungen auslösen. APEC verursachen einen als „Koliseptikämie“ bezeichneten Krankheitskomplex, der in der industriellen Geflügelhaltung große wirtschaftliche Verluste verursacht. Meist gelangen APECs über die Inhalation von Kotstaub in den Respirationstrakt, besiedeln diesen und verursachen dort lokale Entzündungen der Luftsäcke und Lungen. Sie können auch weitere

Organsysteme befallen und verursachen dann Entzündungen des Herzbeutels, der Leber, der Serosa der Leibeshöhle, der Eileiter und weiterer extraintestinale Organe. Die vorherrschenden Serotypen sind O1:K1, O2:K1 und O78:K80 (GANWU, 2005).

Grundsätzlich sind alle Altersgruppen von Hühnern, Puten und anderem Geflügel für diesen Erreger empfänglich. Klinisch manifeste Erkrankungen treten aber vor allem in der 8. bis 10. Lebenswoche auf. Primärinfektionen treten vor allem bei sehr jungen Küken auf, die sich mit hochvirulenten APEC-Stämmen infiziert haben. Bei älteren Tieren spielen oft prädisponierende Faktoren wie Virus- oder Mykoplasmeninfektionen bei der Manifestation der Erkrankungen und der Ausprägung der klinischen Symptome eine Rolle (SELBITZ, 2002).

Eine Behandlung kann mittels Antibiose nach Resistenztest erfolgen. Parallel sollten Hygienemaßnahmen durchgeführt werden. Mastelertiere können durch eine bestandsspezifische Vakzine aus inaktivierten Bakterien geschützt werden. Allerdings sollte zusätzlich die Prophylaxe von Virus- und Mykoplasmeninfektionen angestrebt werden.

Genus *Klebsiella*

In seinen Untersuchungen zu Todesursachen bei Vögeln im Tierpark Hellabrunn in München wies MÜNCH (2006) bei einem von 44 Waldkrähen im Rahmen einer Sektion nicht näher bestimmte Bakterien der Gattung *Klebsiella* nach.

Die Gattung *Klebsiella* gehört ebenfalls zur Familie der Enterobacteriaceae. Es handelt sich hierbei um gramnegative, fakultativ anaerobe, unbewegliche Stäbchenbakterien. In Kulturen zeigen sie eine ausgeprägte Kapselbildung und schleimige Kolonien. *K. terrigena* und *K. planticola* treten als Umweltkeime auf, andere Klebsiellen sind Bestandteil der mikrobiellen Normalflora von Tieren oder auch Erreger teils schwerer Erkrankungen (SELBITZ, 2002).

Bei jungen Puten, die gleichzeitig an den Folgen von Infektionen mit *Bordetella avium* oder *Chlamydophila psittaci* erkrankt sind, wurde nachgewiesen, dass *K. pneumoniae* die Schwere des Krankheitsverlaufs intensivieren kann. Klebsiellen wurden außerdem von Hühnern, Puten und

Straußen im Zusammenhang mit Erkrankungen der Haut, des Respirationstrakts, der Reproduktionsorgane und systemischer Erkrankungen isoliert. Bei jungen Straußen verursachen Klebsiellen das „ostrich fading chick syndrome“, das besonders bei Küken im Alter von unter drei Wochen oft fatal verläuft (BARNES und NOLAN, 2008).

Als Krankheitserreger beim Menschen und auch bei Tieren spielt *Klebsiella pneumoniae* die größte Rolle. *K. pneumoniae* wird in drei Subspezies eingeteilt: *K. pneumoniae ssp. pneumoniae*, *K. pneumoniae ssp. ozaenae* und *K. pneumoniae ssp. rhinoskleromatis*. Die weitere Differenzierung erfolgt anhand der K-Antigene (Kapsel-Antigene), während die O-Antigene hierbei keine Rolle spielen. Beim Menschen kann *K. pneumoniae ssp. pneumoniae* schwere Pneumonien sowie Infektionen der Harnwege, des Mittelohrs, der Hirnhäute, Wundinfektionen und Septikämien auslösen. Welche Rolle dabei Erregerübertragungen zwischen Menschen und Tieren spielen, ist noch weitgehend ungeklärt (MAYR et al., 2002).

Genus *Chlamydia*

In der bisher erschienenen Fachliteratur konnten keine Angaben über den Nachweis von *Chlamydia psittaci* beim Waldrapp aufgefunden werden.

Erkrankungen und subklinische Verläufe nach Infektionen mit *Chlamydia psittaci* sind jedoch beim Vogel außerordentlich weit verbreitet. So konnte TADAY (1998) in einer Auswertung der auffindbaren und sprachlich zugänglichen Fachliteratur bei insgesamt 376 Vogelarten bzw. Unterarten, die 29 der insgesamt 50 Vogelordnungen angehören, Nachweise von Chlamydien auffinden. Die Detektion dieser Erreger erfolgte durch mikroskopische Untersuchung von Abklatschpräparaten mit anschließender Färbung nach Giemsa oder Giménez, Anzüchtung aus Organ-Homogenisaten in Zellkulturen und nachfolgender färberischer oder fluoreszenzserologischer Darstellung. In jüngerer Zeit wird vielfach die Polymerase-Kettenreaktion zum Nachweis von Chlamydien-DNS erfolgreich verwendet (KALETA et al., 2003). Zum Nachweis von Chlamydien-Antikörpern in Vogelserum wird überwiegend die Komplement-Bindungsreaktion eingesetzt (ANDERSON und FRANSON, 2007).

2.5.5 Pilz-bedingte Krankheiten

In der zugänglichen Fachliteratur sind nur sehr begrenzte Hinweise auf pilzbedingte Erkrankungen bei Waldrappen zu finden. Aus diesem Grund wird in diesem Kapitel eine Auswahl von Pilzen besprochen, die unter geeigneten Bedingungen bei anderen Vogelarten Erkrankungen hervorrufen können und somit auch als potentiell pathogen für den Waldrapp zu beurteilen sind.

2.5.5.1 Hefepilze

MÜNCH (2006) wies bei seinen Untersuchungen zu Todesursachen von Vögeln im Münchner Tierpark Hellabrunn bei einem der 44 von ihm seziierten Waldrappe nicht näher bestimmte Hefen nach.

Genus *Candida*

Candida ist weltweit verbreitet und Teil der gesunden mikrobiellen Flora des Verdauungstrakts von Menschen, Säugetieren und Vögeln (SAIF et al., 2008). Auf geeigneten Nährböden wachsen diese Hefepilze in Form von Kolonien, die denen von Bakterien ähneln. Im mikroskopischen Präparat sind die 3,5 auf 5,5 µm großen Hefen und evtl. deren Vermehrungsprozesse als Sprossung aber zweifelsfrei von Bakterien abgrenzbar (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006).

Auch pathologische Veränderungen, die durch *Candida* spp. verursacht werden, beschränken sich beim Vogel in der Regel auf den Verdauungstrakt, seltener betreffen sie den Respirationstrakt (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006). Es handelt sich dabei grundsätzlich um opportunistische Erkrankungen, die meist durch *Candida albicans* ausgelöst werden (CHARLTON et al., 2008). Verletzungen der Schleimhaut, andere Infektionen, Antibiotikagaben, Immunsuppression oder ein sehr geringes Lebensalter begünstigen klinisch manifeste Erkrankungen (GEDEK, 2002).

Symptome sind u. a. ein reduziertes Allgemeinbefinden, Fressunlust und Abmagerung, Kropfentzündung mit Erbrechen, Diarrhö oder unverdaute Futterbestandteile im Kot. Bei der Begutachtung fallen oft weißliche Beläge auf der Rachen- und Kropfschleimhaut auf (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006).

Therapeutisch sollte neben der oralen Gabe eines geeigneten

Antimykotikums (z. B. Nystatin) über einen Zeitraum von mindestens 10 bis 14 Tagen auch auf die Fütterung von Zuckerhaltigem, wie Obst, über den gesamten Behandlungszeitraum verzichtet werden. Auch das Vorliegen einer evtl. schwächenden Grunderkrankung sollte ausgeschlossen werden (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006).

2.5.5.2 Schimmelpilze

Genus *Aspergillus*

Aspergillen sind Fadenpilze, die bei ihrem Wachstum in lebendem Gewebe reich verzweigte Hyphen bilden, die radiär angeordnet und septiert sind. Sie wachsen auf den üblichen Pilznährböden als weiße Kolonien und zeigen dann mikroskopisch Konidien an Konidienträgern. Der Pilz ist in der Umwelt weit verbreitet (GYLSTORFF und GRIMM, 1987; GEDEK, 2002).

Aspergillus fumigatus, *Aspergillus flavus* und andere *Aspergillus*-Arten verursachen eine Systemmykose, die Aspergillose, die bei Zoo- und Ziervögeln, vor allem aber bei in Gefangenschaft gehaltenen Greifvögeln eine der häufigsten Todesursachen darstellt (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). In erster Linie betrifft die Infektion den Respirationstrakt (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006).

Die Infektion erfolgt in den meisten Fällen aerogen durch das Einatmen der Sporen, die z. B. in der Einstreu oder Futtermitteln enthalten sein können (GEDEK, 2002). Im Verdauungstrakt haftet der Erreger nur nach Verletzungen. Der Ausbruch der Erkrankung hängt einerseits von der Konzentration der Sporen in der Umgebung und andererseits vom Zustand des Vogels ab. Mangel- oder Unterernährung, chronische Erkrankungen oder Immunsuppression wirken prädisponierend. Häufig tritt eine Aspergillose auch nach längerer Antibiotika- oder Kortikosteroidgabe auf (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Grundsätzlich sind alle Arten von Vögeln empfänglich, vor allem aber Wassergeflügel und tropische Papageien (GYLSTORFF und GRIMM, 1987; HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006). Bei Schreitvögeln sind in der Regel die Lungen und die Luftsäcke von einer Aspergillose betroffen (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Klinische Symptome sind vor allem verminderte Futteraufnahme und verschieden stark ausgeprägte Atemnot. Bei generalisierten Verläufen und

Beteiligung von Pilztoxinen kommen oft Erbrechen, Polyurie und Polydypsie hinzu (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Zur Diagnose müssen immer mehrere Untersuchungen kombiniert werden. Vorbericht und klinisches Bild erlauben meist eine Verdachtsdiagnose. Chronische Veränderungen der beteiligten Organe können im Röntgenbild dargestellt werden. Die Erregeranzucht kann aus Tupferproben erfolgen, ist aber allein nicht beweisend für das Vorliegen einer Aspergillose (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006).

Therapeutisch können verschiedene orale Antimykotika, wie Itrakonazol und Ketokonazol, in Kombination mit antimykotisch wirksamen Inhalationslösungen eingesetzt werden. Zur Inhalation eignet sich z. B. Enilkonazol. Auch die Optimierung der Fütterung und der Haltungsbedingungen spielen für den Behandlungserfolg eine wesentliche Rolle (HAFEZ und KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2006).

2.5.6 Virus-bedingte Krankheiten

In der zugänglichen Fachliteratur finden sich keine Hinweise auf virale Erkrankungen des Waldkrapps. Deshalb wird im Folgenden auf einige wichtige virale Infektionserreger eingegangen, die bei anderen Vogelspezies z. T. schwerwiegende Erkrankungen hervorrufen bzw. die anzeigepflichtige Tierseuchen darstellen.

Aviäres PMV-1/ Newcastle Disease Virus

Die Familie Paramyxoviridae umfasst in ihren beiden Subfamilien Paramyxovirinae und Pneumovirinae ss-RNA-Viren mit nicht segmentiertem, negativ polarisiertem Genom. Die Unterfamilie Paramyxovirinae umfasst 5 Gattungen: *Rubulavirus*, *Respirovirus*, *Morbillivirus*, *Henipavirus* und *Avulavirus*. Letzteres Genus beinhaltet das Newcastle Disease Virus und aviäre Paramyxoviren der Serotypen 2 bis 9 (ALEXANDER und SENNE, 2008).

Die Viruspartikel aviärer Paramyxoviren haben einen Durchmesser von 100 bis 500 nm und sind von pleomorpher, sphärischer oder filamentöser Gestalt. In ihrer Hülle sind zwei diagnostisch relevante glykolisierte Proteine zu finden. Das Bindungsprotein Hämagglutinin-Neuraminidaseprotein (HN) und das Fusionsprotein (F) (LAMB et al., 2005).

LITERATURÜBERSICHT

Aviäre Paramyxoviren (APMV) werden in die Serogruppen APMV-1 bis APMV-9 eingeteilt. APMV-1, der Erreger der in der EU anzeigepflichtigen atypischen Geflügelpest oder Newcastle Disease, ist der wichtigste unter ihnen und hat ein sehr breites Wirtsspektrum (KALETA und BALDAUF, 1988). APMV-2, -3, -6 und -7 sind relevante Krankheitserreger bei Geflügel, APMV-5 nur bei Wellensittichen (ALEXANDER und SENNE, 2008).

Das Newcastle Disease Virus (NDV) variiert stark hinsichtlich der Art und Schwere der von ihm verursachten Erkrankungen, die dann klinisch unter Umständen schwer als Newcastle Disease zu diagnostizieren sind (ALEXANDER und SENNE, 2008). Die aviären PMV-1 werden aufgrund ihrer unterschiedlichen Virulenz in velogene (hochvirulente), mesogene (mäßig virulente), lentogene (schwachvirulente) und avirulente Stämme eingeteilt. Die Feststellung der Virulenz erfolgt anhand intrazerebraler Infektion von eintägigen SPF-Küken und deren Beobachtung über 10 Tage (HANSON, 1955). Aus der Anzahl der erkrankten und gestorbenen Küken und dem Tag der ersten Feststellung wird der Intrazerebrale-Pathogenitäts-Index (ICPI) errechnet, der Werte zwischen 0,0 und 2,0 annehmen kann. Ab einem ICPI von 0,7 wird das geprüfte Virus als Tierseuchenerreger eingestuft. Virusstämme, die als Lebendimpfstoffe eingesetzt werden sollen, müssen einen ICPI von unter 0,4 haben (COMMISSION OF THE EUROPEAN COMMUNITY, 1993).

Ebenso wie die Virulenz variiert auch der Organotropismus bei den verschiedenen Isolaten. Auch die Spezies, das Alter, der Immunstatus und das Vorliegen einer Immunsuppression spielen im Krankheitsverlauf eine Rolle (KALETA, 2006).

Bei Infektionen mit hochvirulenten Stämmen treten unter Umständen als einziges Symptom plötzliche Todesfälle auf (ALEXANDER und SENNE, 2008). Die Mortalität kann in Geflügelbeständen bis zu 90 oder sogar 100 % Prozent betragen. Weitere Symptome sind verminderte Futteraufnahme, Fieber, Mattigkeit- bzw. Somnolenz, respiratorische Symptome und Atemnot sowie wässriger Durchfall. Vögel, die das akute Stadium überlebt haben, zeigen häufig zentralnervöse Störungen wie Lähmungen, Krämpfe, Ataxien, Torticollis und Tremor. Auch bei chronischen Krankheitsverläufen stehen zentralnervöse Symptome im Vordergrund (KAADEN, 2002).

NDV kann auch beim Menschen grippeähnliche Symptome mit Konjunktivitis, und Entzündungen im Bereich des Rachens und der Bronchien hervorrufen (SCHEMERA et al., 1987).

Da keines der klinischen Symptome und der pathologischen Veränderungen, die das Virus der atypischen Geflügelpest verursacht, pathognomisch sind (KAADEN, 2002), ist die Virusanzucht und die Bestimmung des Sero- und Pathotyps sowie des ICPI und die molekularbiologische Charakterisierung für die Diagnose unumgänglich (COMMISSION OF THE EUROPEAN COMMUNITY, 1993).

Die Newcastle Disease ist in der Europäischen Union anzeigepflichtig und wird auf Grundlage rechtlicher Maßnahmen bekämpft (Verordnung zum Schutz gegen die Geflügelpest und die Newcastle-Krankheit vom 20.12.2005).

Im Vordergrund stehen dabei vorgeschriebene Impfungen von Hühnern und Puten mit Lebend- und Inaktivimpfstoffen sowie Hygienemaßnahmen zur Verhinderung der Einschleppung des Erregers in die Betriebe.

Aviäre Influenza A-Viren/ Klassische Geflügelpest

Aviäre Influenzaviren gehören zur Gattung Influenzavirus A der Familie Orthomyxoviridae. Die Virionen sind meist sphärisch bis pleomorph, können aber auch filamentös sein. Sie haben eine Größe von etwa 80 bis 120 nm (SWAYNE und HALVORSON, 2008). Ihr Genom besteht aus 8 Segmenten negativ polarisierter ssRNA (KAADEN, 2002). Die Virushülle trägt zwei glykolisierte Proteine in Form von spikeförmigen Projektionen: Das Häm-agglutinin (HA) und die Neuraminidase (NA) (KAADEN, 2002; SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Influenza A-Viren werden mittels serologischer Reaktionen in Typen (Spezies) und an Hand der Oberflächenproteine HA und NA weiter unterteilt. Meist werden dafür Reaktionen der Proteine NP (Nucleoprotein) und M1 (Matrixprotein 1) im Immunpräzipitationstest bzw. molekularbiologische Kriterien herangezogen. Alle aviären Influenzaviren gehören zur Gattung Influenzavirus A. Die Gattungen Influenzavirus B und C kommen beim Menschen, gelegentlich auch bei Seehunden und Schweinen vor, wurden aber noch nie von einem Vogel isoliert (SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Bislang sind beim Influenza A-Virus 16 HA-Subtypen und 9 NA-Subtypen bekannt. Die Virusstämme werden nach internationaler Übereinkunft mit der Gattung bzw. dem Typ, dem Ursprungswirt (dieser wird nicht erwähnt, wenn der Ursprungswirt der Mensch ist), der Stammnummer (wenn vorhanden), sowie dem Ort und Jahr der Isolierung und dem antigenetischen Subtypen benannt. Ein Influenzavirus vom Typ A, das z. B. 1983 in Pennsylvania (USA) von Hühnern isoliert und als H5N2 klassifiziert wurde, wird folglich als „A/chicken/Pennsylvania/1370/83 (H5N2)“ geführt (SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Bei der Beurteilung von Isolaten ist es wichtig, die Virulenz in Bezug auf Geflügel einschätzen zu können. Obwohl alle virulenten Influenza A-Stämme, die bis heute isoliert wurden, zu den Subtypen H5 und H7 gehören, besitzen die meisten Isolate dieser Subtypen nur eine geringe Virulenz. Die Methoden, die zur Bestimmung der Virulenz eines Stammes eingesetzt werden, haben sich mit dem wachsenden Verständnis der Pathogenitätsmechanismen auf molekularer Ebene weiterentwickelt. Dennoch ist die Infektion von mindestens acht empfänglichen vier bis acht Wochen alten Hühnerküken mit infektiösem Virus immer noch ein wichtiger Bestandteil dieser Untersuchungen. Ein Virusstamm wird mittels intravanösem Pathogenitätstest als hochpathogen betrachtet, wenn er bei den Küken eine Mortalität von mehr als 75 % innerhalb von 10 Tagen verursacht (OIE, 2004).

Infektionen mit low pathogenic avian influenza virus (LPAIV) verursachen bei Wildvögeln meist keinerlei klinische Symptome. Nach der experimentellen Infektion von Stockenten mit LPAIV wurden jedoch Beeinträchtigungen der T-Zellfunktion und der Eiproduktion nachgewiesen. Bei Hühnern und Puten werden nach einer Infektion mit LPAIV klinische Symptome hervorgerufen, die auf Veränderungen des Respirations- und Digestionstrakt sowie der harnbildenden und Reproduktionsorgane zurückzuführen sind. Am häufigsten werden respiratorische Symptome wie Husten, Niesen und vermehrter Tränenfluss beobachtet. Häufig entwickeln sich bei Huhn und Pute auch generalisierte klinische Anzeichen, wie gestäubtes Gefieder, Lethargie, verminderte Futter- und Wasseraufnahme und gelegentlich Durchfall. Es sind zwar Fälle von abmagernden Tieren beschrieben worden, diese sind aber selten, da es sich um eine akute und nicht um eine chronische Erkrankung

handelt (SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Auch Infektionen mit high pathogenic avian influenza virus (HPAIV) verursachen bei Wildvögeln in der Regel nur wenige klinische Symptome. Dies ist darauf zurückzuführen, dass sich HPAIV wegen ihrer schlechten Anpassung an Wirte, die nicht den Hühnervögeln angehören, in diesen gar nicht oder nur begrenzt vermehren. Ausnahmen bilden ein Ausbruch eines H5N3 HPAIV 1961 in Südafrika, der bei Seeschwalben (*Sterna hirundo*) zu plötzlichen Todesfällen ohne andere klinische Symptome führte und einige Ausbrüche von H5N1 HPAIV bei Wildvögeln, die vor allem neurologische Symptome, verminderte Futteraufnahme, Depression und plötzliche Todesfälle verursachten (SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Bei Hühnervögeln spiegeln die klinischen Symptome die Virusvermehrung in verschiedenen inneren Organen, dem kardiovaskulären und dem Nervensystem, deren Zerstörung wider. In Hühner- und Putenbeständen kündigt sich der Ausbruch der Erkrankung meist nur durch vermehrte Todesfälle an, ohne dass weitere klinische Symptome beobachtet werden können. Bei weniger heftigen Ausbrüchen überleben einige Vögel für drei bis sieben Tage und zeigen dann zentralnervöse Störungen wie Zittern, die Unfähigkeit zu Stehen, Torticollis und Opisthotonus. Auffällig sind meist auch eine ungewöhnliche Stille im Stall durch die verminderte Aktivität der Vögel, verminderte Wasser- und Futteraufnahme und eine Verminderung der Legetätigkeit. Respiratorische Symptome sind eher selten zu beobachten. Die Mortalität beträgt hier bis zu 100 %. Andere Arten von Hühnervögeln zeigen ähnliche Symptome, überleben die Erkrankung aber länger und zeigen deshalb auch häufiger zentralnervöse Störungen wie Lähmungen, Torticollis, Nystagmus und allgemeine Verhaltensauffälligkeiten (SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Die gesicherte Diagnose wird entweder durch den direkten Nachweis von Virusproteinen oder –genen mittels Polymerase-Kettenreaktion oder durch die Isolierung und Identifikation der aviären Influenzaviren selbst gestellt. Als Probenmaterial dienen Tracheal-, Oropharyngeal- oder Kloakentupfer von lebenden oder toten Vögeln (SWAYNE und HALVORSON, 2008).

Die durch aviäre Influenza A-Viren verursachte klassische Geflügelpest ist in der Europäischen Union eine anzeigepflichtige Tierseuche. Die Bekämpfung

LITERATURÜBERSICHT

der Aviären Influenza (AI) erfolgt einerseits durch Hygiene- und Überwachungsmaßnahmen und andererseits durch Keulungs- und Quarantänemaßnahmen beim Auftreten von HPAIV. Impfungen gegen die AI sind in der EU grundsätzlich verboten. Auf Antrag bei der zuständigen Behörde kann eine Impfung mit inaktivierten Impfstoffen unter besonderen Auflagen genehmigt werden (Verordnung zum Schutz gegen die Geflügelpest vom 18.10.2007).

3 MATERIAL UND METHODEN

3.1 Material

3.1.1 Einzelkot-, Kloakentupfer- und Blutproben von Waldrappen

Die nachfolgende Tabelle 1 vermittelt einen Gesamtüberblick zu allen mir eingesandten und von mir untersuchten Proben. Lediglich die nur im Jahr 2008 zur Geschlechtsbestimmung entnommenen Federproben wurden nicht von mir untersucht.

Tabelle 1: Gesamtübersicht der untersuchten Proben von Waldrappen

Jahr	Herkunftsort	Tierzahl	Art und Anzahl der untersuchten Proben			
			Einzelkotproben ¹	Kloakentupfer ²	Blutproben	Federproben
2007	KLF*	5	36	30	10	0
	Rosegg**	3	17	18	6	0
	Schönbrunn***	6	66	36	12	0
	Prag****	2	19	12	4	0
	Waidhofen ^x	4	42	18	6	0
	Summe	20	180	114	38	0
2008	KLF*	1	8	0	0	1
	Schönbrunn***	2	15	0	0	1
	Prag****	6	46	0	0	5
	Zürich ^{xx}	5	33	0	0	4
	Summe	14	102	0	0	11

¹Es wurden alle 180 Proben parasitologisch untersucht, nur 160 der Einzelkotproben konnten auch bakteriologisch untersucht werden. Die Ergebnisse von 5 der parasitologischen Untersuchungen von Einzelkotproben wurden nicht berücksichtigt.

²Es wurden jeweils 38 der Tupferproben bakteriologisch, 38 Tupferproben virologisch und 38 Tupferproben auf Chlamydien untersucht

*Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau (Österreich)

**Tierpark Rosegg (Österreich)

***Tiergarten Schönbrunn (Österreich)

****Zoo Prag (Tschechische Republik)

^xVerein Waldrapp Initiative Waidhofen an der Thaya (Österreich)

*Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau (Österreich)

^{xx}Zoo Zürich (Schweiz)

Im gesamten Untersuchungszeitraum wurden im Ganzen 300 Proben bakteriologisch und mykologisch untersucht, davon waren 262 Einzelkotproben (2007: 160, 2008: 102) und 38 Tupferproben. Die ersten 20 eingesandten Einzelkotproben wurden wegen Verzögerungen beim Transport

nur parasitologisch und nicht bakteriologisch untersucht. Von den insgesamt 114 Tupferproben wurden jeweils 38 bakteriologisch, 38 virologisch und 38 auf das Vorhandensein von Chlamydien untersucht. Die Ergebnisse von insgesamt sieben der parasitologisch untersuchten Einzelkotproben aus dem Jahr 2007 wurden bei der Erstellung dieser Arbeit nicht berücksichtigt. In die Ergebnisse gingen lediglich die Ergebnisse von 275 (2007:173, 2008:102) parasitologischen Untersuchungen ein. Die Einzelkotproben wurden auf Endoparasiten, kulturell auf aerobe und anaerobe Bakterien und Pilze sowie zusätzlich mittels PCR auf das Vorhandensein von *Salmonella* sp. untersucht. Lediglich die ersten 20 Einzelkotproben trafen mit so großer Verspätung zur Untersuchung ein, dass diese wegen ihres Alters und Trocknungszustandes nur parasitologisch, nicht aber bakteriologisch und mykologisch untersucht wurden. Insgesamt sieben Einzelkotproben aus dem Untersuchungsjahr 2007 wurden wegen der zu geringen Probenmenge nur bakteriologisch und mykologisch untersucht, bzw. das Ergebnis der parasitologischen Untersuchung dieser Proben wurde in dieser Arbeit nicht berücksichtigt.

Jeweils eine der drei Kloakentupferproben eines jeden Vogels der Aufzuchtgruppe 2007, die zeitgleich von jedem der Waldrappe genommen wurden, wurde ebenfalls kulturell auf aerobe und anaerobe Bakterien und auf Pilze untersucht. Eine weitere Kloakentupferprobe jeden Vogels der Aufzuchtgruppe 2007 wurde mittels PCR auf das Vorhandensein von Chlamydien untersucht und eine jeweils dritte wurde virologisch durch Inokulation von Hühnerembryofibroblasten-Kulturen untersucht.

Die Blutplasmaproben wurden mittels Hämagglutinationshemmungstest auf Antikörper gegen PMV-1 und Influenza A-Virus der Subtypen H5 und H7 und mittels Objektträgeragglutinationstest auf Antikörper gegen *Salmonella* Typhimurium untersucht. Außerdem wurden sie 2007 molekularbiologisch untersucht, um das Geschlecht der Waldrappe zu bestimmen.

Da von den Waldrappen der Aufzuchtgruppe 2008 keine Blutproben genommen wurden, wurde deren Geschlecht anhand von Federproben bestimmt.

3.1.2 Informationen zu den untersuchten Jungvögeln

Informationen zur Aufzuchtgruppe 2007

Die Aufzuchtgruppe im Jahr 2007 umfasste 20 Waldraupe aus verschiedenen Zoos und Tierparks in Europa (siehe Tabelle 2). Die Gruppe bestand aus 6 weiblichen und 14 männlichen Waldraupen.

Tabelle 2: Daten zu den Aufzuchten des Jahres 2007

<i>Nummer</i>	<i>Name</i>	<i>Schlupfdatum</i>	<i>Herkunft</i>	<i>Geschlecht</i>
1	Sara	14.04.07	KLF Grünau*	♂
2	Blacky	15.04.07	KLF Grünau	♂
3	Arthuro	16.04.07	KLF Grünau	♀
4	Sorli	16.04.07	KLF Grünau	♂
5	Zoe	17.04.07	KLF Grünau	♀
6	Jack	18.04.07	Rosegg**	♀
7	Emma	19.04.07	Rosegg	♂
8	Helena	25.04.07	Rosegg	♂
9	Harry	09.05.07	Schönbrunn***	♂
10	Andy	12.05.07	Schönbrunn	♀
11	Sam	12.05.07	Schönbrunn	♂
12	Ayla	13.05.07	Schönbrunn	♀
13	Karel	14.05.07	Prag****	♂
14	Marketa	16.05.07	Prag	♂
15	Summer	16.05.07	Schönbrunn	♂
16	Flora	16.05.07	Schönbrunn	♀
17	Joy	25.05.07	Waidhofen*****	♂
18	Tess	24.05.07	Waidhofen	♂
19	José	24.05.07	Waidhofen	♂
20	Veilchen	26.05.07	Waidhofen	♂

*Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau (Österreich)

**Tierpark Rosegg (Österreich)

***Tiergarten Schönbrunn (Österreich)

****Zoo Prag (Tschechische Republik)

***** Verein Waldraup Initiative Waidhofenan der Thaya (Österreich)

Die Tiere wurden als Schlüpflinge im Alter von etwa 2 bis 6 Tagen zunächst in den Tiergarten Schönbrunn (Wien, Österreich) gebracht und von Beginn an

von ihren Zieheltern durch Fütterung von Hand aufgezogen. Am 26.05.2007 wurden die letzten vier für die Aufzucht vorgesehenen Nestlinge in den Zoo Schönbrunn gebracht und am 28.05.2007 wurde dann die gesamte Gruppe für die weitere Aufzucht und das darauf folgende Flugtraining nach Burghausen (Deutschland) umgesiedelt. Zu diesem Zeitpunkt waren die Vögel zwischen einem und 44 Tagen alt. Das jüngste Tier dieser Gruppe, „Veilchen“, musste im Alter von 20 Tagen krankheitsbedingt euthanasiert werden.

Die Aufzucht und das Flugtraining erfolgten wie in Kapitel 2.4 beschrieben.

Das Flugtraining für die Aufzuchtgruppe 2007 dauerte vom 23.06.2007 bis zum 10.08.2007, wobei am 08.08.2007 der erste Flug stattfand, bei dem auch „Tess“ und „José“, zwei der jüngsten Waldrappe der Gruppe, folgten. Mit einem Alter zwischen 81 und 121 Tagen, begann am 13.08.2007 die von Menschen in Paraplanes geführte Migration zum Naturschutzgebiet Laguna di Orbetello in Italien.

Vom 07.08.2007 bis 17.08.2007 erhielten „Sorli“, „Marketa“, „Summer“ und „Tess“ eine Antibiose (Marbocyl®), da bei ihnen zuvor *Salmonella* Typhimurium mittels PCR nachgewiesen worden war. „Sara“ erhielt, nachdem bei ihr ebenfalls mittels PCR *Salmonella* Typhimurium nachgewiesen worden war, ab dem 14.08.2007 ebenfalls über 10 Tage Marbocyl®. Nach der antibiotischen Behandlung gelang bei keinem der behandelten Vögel ein weiteres Mal der Nachweis von Salmonellen.

„Tess“ und „José“ wurden am 27.08.2007 nachträglich von der Migration ausgeschlossen, da sie die erforderlichen Flugleistungen nicht erbrachten und die Gruppe wiederholt am Weiterflug hinderten. Sie wurden im Tierpark Rosegg in Österreich untergebracht.

Von den übrigen 17 migrierenden Vögeln wurden am 07.09.2007 wegen anhaltender Probleme beim Flug 12 weitere Waldrappe („Sara“, „Sorli“, „Zoe“, „Jack“, „Emma“, „Helena“, „Harry“, „Sam“, „Ayla“, „Karel“, „Marketa“, „Summer“ und „Joy“) vom Flug ausgeschlossen und von Valle Gaffaro (Oberitalien) die restliche Strecke bis zur Laguna di Orbetello mit Fahrzeugen transportiert.

Die letzten fünf („Blacky“, „Arthuro“, „Sorli“, „Andy“ und „Flora“) flogen die

Strecke in Begleitung der Fluggeräte aus eigener Kraft und kamen am 19.09.2007 in der Laguna di Orbetello an.

Informationen zur Aufzuchtgruppe 2008

Die Aufzuchtgruppe im Jahr 2008 umfasste 14 Tiere (siehe Tabelle 3). Die Gruppe bestand aus sieben weiblichen und vier männlichen Waldrapen.

Tabelle 3: Daten zu den Aufzuchten des Jahres 2008

Nummer	Name	Schlupfdatum	Herkunft	Geschlecht
1	Alex	23.05.08	Schönbrunn***	♂
2	Gonzo	17.05.08	Prag****	♀
3	Hanni	18.05.08	Prag	♀
4	Isi	25.05.08	Zürich**	♀
5	Jago ¹	14.05.08	Schönbrunn	--
6	Luca	18.05.08	Prag	♀
7	Mari	23.05.08	Prag	♀
8	Maxi	14.05.08	Prag	♀
9	Mia	21.05.08	KLF Grünau*	♀
10	Mikesch	20.05.08	Zürich	♂
11	Rico ¹	22.05.08	Prag	--
12	Siri ¹	25.05.08	Zürich	--
13	Toki	18.05.08	Zürich	♂
14	Zora	23.05.08	Zürich	♂

*Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau (Österreich)

**Zoo Zürich (Schweiz)

***Tiergarten Schönbrunn (Wien, Österreich)

****Zoo Prag (Tschechische Republik)

¹ Jago, Rico und Siri starben bzw. wurden von der Migration ausgeschlossen, bevor eine Geschlechtsbestimmung bei ihnen durchgeführt werden konnte.

Bei den übrigen drei Vögeln konnte keine Geschlechtsbestimmung durchgeführt werden, da diese vor der Probennahme starben bzw. wegen anhaltend schlechter Flugleistungen von der Migration ausgeschlossen wurden.

Auch hier erfolgte die Aufzucht wie in Kapitel 2.4 beschrieben.

Alle 14 Tiere absolvierten im Anschluss an die Aufzucht ab einem Alter von

61 bis 72 Tagen das Flugtraining, das vom 25.07.2008 bis zum 11.08.2008 dauerte und in gleicher Weise durchgeführt wurde wie im Jahr 2007. Im Jahr 2008 betrug der Altersunterschied innerhalb der Gruppe nur 11 Tage, während dieser im Jahr 2007 41 Tage betragen hatte. Deshalb nahmen von Beginn an alle Waldrappe der Gruppe daran teil. Die Trainingszeit dauerte 17 Tage, während sie im Jahr 2007 48 Tage gedauert hatte. Waldrapp „Toki“ wurde wegen Konditionsschwäche noch vor Beginn der Migration aus der Gruppe ausgeschlossen.

Die restlichen 13 Waldrappe begannen am 17.08.2008 die von Menschen geleitete Migration zur Laguna di Orbetello in Italien.

Waldrapp „Siri“ verletzte sich bei einem Unfall während des ersten Fluges der Migration von Burghausen nach Ried-Kirchheim (Oberösterreich) am 17.08.2008. Er flog in die Schirmleinen des Paraplane und geriet in Folge dessen in den Propeller und starb trotz veterinärmedizinischer Versorgung am selben Tag.

Am 09.09.2008 wurde „Rico“ wegen Konditionsschwäche und, weil er die Gruppe dadurch wiederholt aufgehalten hatte, von der Migration ausgeschlossen und in den Zoo Hellabrunn in München gebracht.

Waldrapp „Jago“ starb am 22.09.2009, dem letzten Tag der Migration auf dem finalen Flug zur Laguna di Orbetello. Er wurde vermutlich wegen thermischer Turbulenzen während des Fluges in den Propeller des Paraplane gedrückt und tödlich verletzt.

6 der ursprünglich gestarteten 13 Waldrappe beendeten die Migration am 22.09.2008. Weitere 4, die beim vorangegangenen Flug die Gruppe verlassen hatten und zum Startpunkt zurückgekehrt waren, trafen am 26.09.2008 in der Laguna di Orbetello ein.

3.1.3 Informationen zu den Elterntieren

Die Elterntiere der untersuchten Jungvögel sind unterschiedlichen Alters und leben in Gruppenhaltungen unterschiedlicher Größe in verschiedenen europäischen Tierparks und zoologischen Einrichtungen. Auf die Bedingungen, unter denen diese in den einzelnen Einrichtungen gehalten werden und die verwandtschaftlichen Verhältnisse der in dieser Arbeit untersuchten Nachzuchten wird im Folgenden eingegangen. Von den Elterntieren wurden im

Rahmen dieser Arbeit keine Proben untersucht.

3.1.4 Haltungs- und Ernährungsbedingungen der Elterntiere

Informationen über die Bedingungen, unter denen die Elterntiere in den einzelnen zoologischen Einrichtungen gehalten und ernährt werden, wurden von mir während der dortigen Besuche gesammelt bzw. durch Angaben der betreuenden Tierärzte und Leiter der jeweiligen Einrichtungen vervollständigt.

Zur Haltung der Waldrappgruppe im Tierpark Rosegg (Österreich):

Die Waldrappgruppe im Tierpark Rosegg wird von Frühjahr bis Winter frei fliegend gehalten. Im Winter werden die Vögel nur tageweise aus der Voliere gelassen und frei fliegen gelassen. Zusätzlich wurden die Waldrappe in den Jahren 2006 und 2007 im August und September eingesperrt, um zu verhindern, dass diese ihrem natürlichen Drang zum Zugverhalten folgen. Die Waldrappe in Rosegg werden zwar ganzjährig zugefüttert, erhalten aber im Winter deutlich mehr Futter als im Sommer. Das „Winterfutter“ besteht aus Eintagsküken, Rinderherz, Quark, eingeweichtem Hundefutter und geringen Mengen Mehlwürmern. Im Sommer erhalten die Tiere nur Eintagsküken, Mehlwürmer und Hundefutter in geringen Mengen. Das Futter dient in dieser Jahreszeit lediglich als „Lockmittel“. Gefüttert wird ganzjährig zur Mittagszeit in der Voliere. Außer im Winter und zur Brutzeit sind die Waldrappe nur zur Fütterungszeit in der Voliere anzutreffen. Die Voliere im Tierpark Rosegg ist großzügig gestaltet und enthält in ausreichender Anzahl übereinander angeordnete Nisthöhlen in Form einer Nistwand. Die Waldrappe erhalten weder regelmäßige Impfungen noch andere prophylaktische Behandlungen (HAFNER, persönliche Mitteilung, 2009).

Zur Haltung der Waldrappgruppe im Zoo Zürich (Schweiz):

Die Waldrappe im Zoo Zürich werden ganzjährig in einer am Waldrand gelegenen, großzügigen Voliere untergebracht, deren hintere Front eine Mauer mit Nisthöhlen bildet. Den Vögeln steht außerdem ein Innenstall zur Verfügung, der aber von ihnen kaum genutzt wird. Die Züricher Waldrappe sind mit Europäischen Löfflern (*Platalea leucorodia*), Baikalenten (*Anas formosa*) und Austernfischern (*Haematopus ostralegus*) vergesellschaftet.

MATERIAL UND METHODEN

Einmal jährlich wird der Kot der Waldrappe auf Parasitenstadien untersucht, und gegen diese wird dann gegebenenfalls behandelt. Darüber hinaus erfolgen keine Impfungen oder regelmäßige veterinärmedizinische Maßnahmen, außer der Behandlung gelegentlicher leichter Traumata der Flügel oder des Schnabels. Das tägliche Futter der Waldrappe besteht aus einer fein gehackten Mischung von Rindfleisch, Fisch, Eintagsküken, Garnelenschrot, Salat, Petersilie, Salbei, Karotten und einer Körnermischung (HÜRLIMANN, persönliche Mitteilung, 2009).

Zur Haltung der Waldrappgruppe in der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau (Österreich):

Die Waldrappe in der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau leben 10 Monate im Jahr in Freiflughaltung und werden je nach Witterung etwa von Dezember bis Februar in der Voliere festgesetzt. In dieser Zeit sind die Vögel natürlicherweise wenig flugaktiv. Es wird nur von November bis März zugefüttert, wenn die Vögel allein nicht genügend Nahrung finden können. Gefüttert wird eine Mischung, die zum Großteil aus Eintagsküken, Rinderherz und Mehlwürmern besteht. Die Gruppe umfasst je nach Jahreszeit zwischen 35 und 45 Waldrappe und produziert zwischen acht und 12 Gelege jährlich. Die Kolonie führt im Sommer meist etwa 15 flügge Jungvögel, von denen wegen allgemeiner Schwäche und Angriffen durch Fressfeinde aber nur etwa die Hälfte den ersten Winter überlebt. Die Voliere ist in der Grundfläche etwa 400 m² groß und hat eine Höhe von 8 m. Sie enthält ein Gebäude mit etwa 30 Brutnischen. Ein- bis zweimal jährlich erhält die ganze Gruppe in der Voliere eine Chemoprophylaxe gegen Endoparasiten. Die Waldrappe sind mit Dohlen (*Coloeus monedula*) vergesellschaftet, die in der Forschungsstelle ebenfalls in Freiflughaltung leben (KOTRSCHAL, persönliche Mitteilung, 2009).

Zur Haltung der Waldrappe im Verein Waldrapp Initiative Waidhofen an der Thaya (Österreich):

Die Waldrappe des Vereins Waldrapp Initiative Waidhofen an der Thaya werden ganzjährig in einer Voliere mit einer Grundfläche von etwa 870 m² und einer Höhe von 10 m gehalten. Die Voliere ist mit Naturfelsen und mit Brutnischen aus Holz ausgestattet. Außerdem befinden sich die Futterküche und

die Krankboxen innerhalb der Voliere. Die Waldrappe werden ganz-jährig mit einer Mischung aus grob faschierem Rindfleisch, geschnittenen Eintagsküken, Hundedosenfutter, Frischkäse, Insektenschrot und Futterkalk gefüttert. Aus Kostengründen werden die bei den Vögeln begehrten Mäuse nicht täglich gefüttert. Wenn aber Medikamente verabreicht werden müssen, werden diese in Milchmäuse appliziert und die so präparierten Mäuse den Waldrappen angeboten. Die Gruppe umfasst derzeit 32 Waldrappe, die jährlich mit 8 bis 12 Eiern etwa 4 bis 5 Junge produzieren. Es besteht keine Vergesellschaftung mit anderen Spezies und regelmäßige prophylaktische veterinärmedizinische Maßnahmen werden nicht durchgeführt (WEIXELBRAUN, persönliche Mitteilung, 2009).

Zur Haltung der Waldrappe im Zoo Prag:

Die Waldrappgruppe im Zoo Prag wird ganzjährig in einer großzügigen Voliere mit einer Grundfläche von 1.200 m² und einer Höhe von 8 m gehalten. Insgesamt werden dort 13 Waldrappe gehalten. Diese bilden sechs Brutpaare. Als Schlafraum steht den Vögeln ein kleines Haus zur Verfügung. Obwohl eine natürliche Felswand mit Vorsprüngen die Rückseite der Voliere bildet, sind zusätzlich künstliche Nistmöglichkeiten in Form von senkrecht am Fels angebrachten Holzflächen vorhanden. Wasser steht in Form eines kleinen Wasserfalls zur Verfügung. Die Waldrappe sind in der Voliere mit folgenden weiteren Vogelarten vergesellschaftet:

Nimmersatt (*Mycteria ibis*), Hagedash (*Bostrychia hagedash*), Geierperlhuhn (*Acryllium vulturinum*), Gelbkehlfrankolin (*Francolinus leucoscepus*), Triel (*Burhinus oediconemus*), Senegalkiebitz (*Vanellus senegallus*), Felsentaube (*Columba livia*), Marmalente (*Marmaronetta angustirostris*), Weißkopfruderente (*Oxyura leucocephala*) und Knäkente (*Anas querquedula*). Die Waldrappe werden mit einer Mischung aus Hackfleisch, kleinen oder zerkleinerten Süßwasserfischen, geriebenen Karotten und Kohl, Hüttenkäse, gekochten Eiern, Joghurt, Insekten, wie Mehlwürmer und Zephobas, Katzentrockenfutter und je einem Pelletfutter für Ibisse und für Flamingos gefüttert. Zusätzlich werden Mäuse und Küken an die Nimmersatte verfüttert, und diese werden dabei ungewollt auch von den Waldrappen aufgenommen. Im Sommer wird der Anteil an Insekten im Futter gegenüber dem Winterangebot

erhöht. Es finden keine regelmäßigen veterinärmedizinischen Behandlungen statt. In den letzten Jahren traten außer einem gelegentlichen und geringgradigen Capillariabefall, der im Rahmen von Sammelkotprobenuntersuchungen in der Voliere festgestellt wurde, keine Infektionen bei den Vögeln auf (PITHART, persönliche Mitteilung, 2009).

Aus dem Zoo Schönbrunn in Wien (Österreich) liegen keine Angaben zur Haltung der Waldrappe vor.

3.1.5 Verwandtschaft der Elterntiere und Nachzuchten

Die Verwandtschaft der Elterntiere und Nachzuchten beider Aufzuchtgruppen mit- bzw. untereinander wurde anhand der Aufzeichnungen im Europäischen Zuchtbuch und der Aufzeichnungen der einzelnen zoologischen Einrichtungen ermittelt.

Verwandtschaft der Elterntiere und Nachzuchten aus dem Tierpark Rosegg: (Vergleiche Anhang, Tabelle 18)

Bei „Jack“ und „Emma“ aus der Aufzuchtgruppe 2007 handelt es sich um Vollgeschwister. „Amato“ und „Nils“, die Eltern von „Helena“, die ebenfalls der Aufzuchtgruppe 2007 angehört, stammen zwar beide aus dem Zoo Schönbrunn in Wien, sind aber nicht miteinander verwandt (HAFNER, persönliche Mitteilung). „Bibo“, der Großvater von „Jack“ und „Emma“, ist sogleich der Vater von „Sara“, die 2007 in der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle geschlüpft ist (BÖHM, persönliche Mitteilung).

Verwandtschaft der Nachzuchten und Elterntiere aus dem Zoo Zürich: (Vergleiche Anhang, Tabelle 19)

„Isi“ und „Siri“ aus der Aufzuchtgruppe 2008 sind Vollgeschwister. „Mikesch“, „Toki“ und „Zora“ aus der gleichen Aufzuchtgruppe sind ebenfalls Vollgeschwister. Der weibliche Waldrapp mit der Identifikationsnummer „♀0511“ ist sogleich die Mutter von „Siri“ und „Isi“ und die Großmutter väterlicherseits von „Mikesch“, „Toki“ und „Zora“. Anders ausgedrückt: „Isi“ und „Siri“ sind Halbgeschwister des männlichen Waldrapps mit der Identifikationsnummer „♂0617“, dem Vater von „Mikesch“, „Toki“ und „Zora“ (BÖHM, persönliche Mitteilung, 2009).

Verwandtschaft der Nachzuchten und Elterntiere aus der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle Grünau: (Vergleiche Anhang, Tabelle 20)

„Blacky“ und „Sorli“ aus der Aufzuchtgruppe 2007 sind Vollgeschwister, ebenso „Arthuro“ und „Zoe“ aus der Aufzuchtgruppe 2007. Ihre Eltern sind jeweils keine direkten Verwandten. „Sara“, ebenfalls aus der Aufzuchtgruppe 2007, ist mit keinem der Jung- oder Elterntiere direkt verwandt. Über „Mia“, die 2008 ebenfalls in der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle in Grünau geschlüpft ist, liegen keine Daten vor (BÖHM, persönliche Mitteilung).

Verwandtschaft der Nachzuchten und Elterntiere aus dem Verein Waldrapp Initiative Waidhofen an der Thaya:

Zu den Verwandtschaftsverhältnissen der Nachzuchten oder Elterntiere aus dem Verein Waldrapp Initiative Waidhofen an der Thaya liegen keine Angaben vor.

Verwandtschaft der Nachzuchten und Elterntiere aus dem Zoo Prag:

(Vergleiche Anhang, Tabelle 21)

„Karel“ und „Marketa“ aus der Aufzuchtgruppe 2007 sind Vollgeschwister, ebenso „Luca“ und „Rico“, sowie „Gonzo“ und „Mari“ aus der Aufzuchtgruppe 2008. Sowohl „Maxi“ als auch „Hanni“ aus der Aufzuchtgruppe 2008 sind mit keinem der anderen Jungtiere direkt verwandt. „Gonzo“ und „Mari“, „Karel“ und „Marketa“ sind Halbgeschwister mit demselben Vätertier (Identifikationsnummer: „♂ AR green“). „Luca“ und „Rico“ haben mit den vier letztgenannten das gemeinsame Großelternpaar mit den Identifikationsnummern „♀WO 735“ und „♂WO 758“, woraus sich schließen lässt, dass „♂ AR green“ und die Mutter von „Lucas“ und „Rico“, die in den Zuchtbüchern des Zoos als „♀HN red“ geführt wird, Geschwister sind. „Luca“ und „Rico“ haben außerdem nur einen Großvater, was wiederum bedeutet, dass ihre Eltern „♀HN red“ und „♂ FN blue“ Halbgeschwister sind (BÖHM, persönliche Mitteilung 2009).

Verwandtschaft der Nachzuchten und Elterntiere aus dem Zoo Schönbrunn in Wien:

Zu den Verwandtschaftsverhältnissen der Nachzuchten oder Elterntiere aus dem Zoo Schönbrunn in Wien (Österreich) liegen keine Angaben vor.

3.1.6 Probenmaterial

3.1.6.1 Probenmaterial von der Aufzuchtgruppe 2007

Die Aufzuchtgruppe des Jahres 2007 umfasste zu Beginn der Aufzucht 20 Waldrappnestlinge (siehe Tabelle 2: Daten zu den Aufzuchten des Jahres 2007).

Der Untersuchungszeitraum erstreckte sich für die Aufzuchtgruppe 2007 vom Juni 2007 bis zum Oktober 2007, also von der Zeit 10 Tage nach dem Schlupf des jüngsten Tieres bis zum Ende der Eingewöhnungszeit im Überwinterungsgebiet bzw. Freilassungsgebiet in der Toskana (Italien).

Zwischen Anfang Juni 2007 und Ende Juli 2007 wurden von den menschlichen Ziehmüttern und Betreuern der Vögel zweimal wöchentlich Einzelkotproben innerhalb der Waldrappvoliere gesammelt und diese zur parasitologischen und mikrobiologischen Untersuchung zur Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen geschickt und von mir untersucht. Ab Anfang August 2007 wurden nur einmal wöchentlich Einzelkotproben gesammelt und zur Untersuchung nach Gießen geschickt. Die Zahl der Proben, die jeweils an einem Sammeltag zur Untersuchung eingeschickt wurden, variierte zwischen vier und 20 Proben. Nachdem „Tess“ und „José“ am 27.08.2007 von der Migration ausgeschlossen und in den Tierpark Rosegg in Österreich gebracht worden waren, wurden deren weitere Kotproben dort in gleicher Weise gesammelt und ebenfalls zur Untersuchung nach Gießen geschickt. Insgesamt wurden im Jahr 2007 160 Einzelkotproben zur bakteriologischen und mykologischen Untersuchung und 173 zur parasitologischen Untersuchung versandt und untersucht. Die Differenz ergibt sich aus der Tatsache, dass die ersten eingesandten Proben nur parasitologisch untersucht worden waren.

Zusammen mit den Kotproben wurde jeweils ein Anschreiben mit Informationen über den Tag der Probennahme, das Allgemeinbefinden der Waldrappe und die Kotkonsistenz bei den einzelnen Tieren sowie relevanten Zusatzinformationen (z. B. anhaltender Regen, der die Probennahme behinderte, Zahl der Tiere, die am betreffenden Tag am Flugtraining teilgenommen hatten, etc.) nach Gießen geschickt.

Während des Untersuchungszeitraums wurden zweimal (Ende Juli in Burg-
hausen in Deutschland und Ende September in Rosegg in Österreich bzw.
Orbetello in Italien) von allen verbliebenen 19 Vögeln je eine Blutprobe und je
drei Kloakentupfer entnommen, die ebenfalls nach Gießen geschickt und dort
untersucht wurden.

Das jüngste Tier der Gruppe, „Veilchen“, das am 15.06.2007 im Alter von 20
Tagen krankheitsbedingt euthanasiert worden war, lag am 04.09.2007 in
Gießen zur Sektion vor.

3.1.6.2 Probenmaterial von der Aufzuchtgruppe 2008

Die Aufzuchtgruppe 2008 umfasste zu Beginn der Aufzucht 14 Waldrapp-
nestlinge (siehe Tabelle 3: Daten zu den Aufzuchten des Jahres 2008).

Der Untersuchungszeitraum erstreckte sich von Juni 2008 bis Oktober 2008.
Zum Zeitpunkt der ersten Probenahme war das jüngste Tier der Gruppe („Isi“,
Nummer 4) vier Wochen alt, zum Zeitpunkt der letzten Probennahme war die
Migration seit einer Woche beendet und die Tiere standen unmittelbar vor
ihrer endgültigen Freilassung in der Toskana.

Zwischen Mitte Juni und Anfang Oktober 2008 sammelten die Ziehmütter und
die übrigen Betreuer alle 14 Tage Einzelkotproben der Waldrappe und
schickten diese zur Untersuchung nach Gießen. Es wurden im Jahr 2008
grundsätzlich Proben aller der Gruppe angehörenden Waldrappe zur Unter-
suchung geschickt. Insgesamt wurden im Jahr 2008 102 Einzelkotproben
untersucht.

Die Art der Probennahme, die Beschriftung der Probengefäße und die
beigefügten Informationen entsprachen dem Vorgehen im Jahr 2007.

Von den 10 verbliebenen Waldrappen wurde nach Abschluss der Migration
Federproben zur Geschlechtsbestimmung entnommen.

Vorgehen bei der Probennahme

Zur Gewinnung der Kotproben wurden die Vögel von den Betreuern, die sich
gewöhnlich den ganzen Tag in ihrer Nähe aufhielten, beobachtet, der Kot
direkt nach dem Absetzen vom Boden aufgenommen und die Probengefäße
mit dem Probennahmedatum und der Identifikationsziffer des Vogels
versehen. Die Kotproben wurden jeweils in Plastikröhrchen mit Schraub-
verschluss versendet.

Zur Gewinnung der 38 Blutproben im Jahr 2007 wurde den Jungtieren jeweils ca. 0,5 ml Blut aus der Vena ulnaris entnommen und in Heparin-Blut Röhrchen verbracht.

Von jedem Vogel der Aufzuchtgruppe 2007 wurden drei Kloakentupfer entnommen, von denen jeweils einer virologisch, einer mikrobiologisch und einer auf das Vorhandensein von Chlamydien untersucht wurde. Die Tupferproben wurden im Anschluss an die Blutproben entnommen und die drei Tupfer jeweils unmittelbar in verschiedene, flüssige Nährmedien verbracht (siehe „Medien und Gebrauchslösungen“). Die Untersuchung auf das Vorhandensein von Chlamydien erfolgte im Landesbetrieb Hessisches Landeslabor (LHL) in Gießen mittels PCR.

Von den Vögeln der Aufzuchtgruppe 2008 wurden einige, kleinere Konturfedern als Federproben zur Geschlechtsbestimmung ausgezupft und jeweils getrennt in mit dem Namen des Vogels beschriftete Plastiktütchen verbracht. Die Geschlechtsbestimmung wurde von der Firma DiaGenVita, Linden, durchgeführt.

Am 04.09.2007 lag Waldrapp „Veilchen“ in der Sektionshalle der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische des Fachbereichs Veterinärmedizin der Universität Gießen zur Sektion vor. Nach einer ausführlichen äußeren und inneren Untersuchung wurden Herz, Leber, Niere und Milz bakteriologisch untersucht.

Leber, Milz, Niere, Darm, Lunge und Trachea wurden virologisch untersucht. Außerdem wurden Anteile der Darmschleimhaut sowie Darminhalt ausgestrichen und parasitologisch untersucht.

3.1.7 Gebrauchs- und Verbrauchsmaterial

3.1.7.1 Medien und Lösungen für die parasitologischen Untersuchungen
Ein Liter der verwendeten Flotations-Fixations-Gebrauchslösung setzt sich zusammen aus:

Natriumacetat	15 g
Eisessig	20 ml
Formalin (37 %)	40 ml

Leitungswasser 925 ml

Außerdem wurden für die parasitologische Kotuntersuchung eine 0,9 %ige Kochsalzlösung und Ethylether verwendet.

3.1.7.2 Medien und Lösungen für die bakteriologischen Untersuchungen
Medien und Gebrauchslösungen für die kulturelle Anzucht aus Kot- und Tupferproben:

Zur Anzucht von aeroben Bakterien wurden im Jahr 2007 Columbia-Blut-Agarplatten verwendet, die aus Schafblut und dem Nährboden Nr. 1.10886.0500 von der Firma VWR (früher Merck, Darmstadt) hergestellt wurden.

Die ebenfalls verwendeten Brillantgrün-Phenolrot-Laktose-Saccharose-Agarplatten Nr. 1.07237.0500 stammen ebenfalls von der Firma VWR (früher Merck, Darmstadt).

Im Jahr 2008 wurden aufgrund von strukturellen Veränderungen im mikrobiologischen Labor der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische ausschließlich kommerziell erworbene Agarplatten verwendet.

Bei den dann verwendeten Columbia-Blut-Agarplatten handelt es sich um „Columbia Agar mit 5 % Hammelblut“, Nr. 43049, der Firma bioMérieux, Marcy l’Etoile, Frankreich.

Bei den im Jahr 2008 verwendeten BPLS-Agarplatten handelt es sich um „BPLS- Agar“, Nr. 1.10421.0001, der Firma Merck, Darmstadt.

Bei dem verwendeten Enterokokken-Agar handelt es sich um „Chromocult-Enterokokkenagar“, Nr. 1.00950.0500, der Firma Merck, Darmstadt.

Zur Herstellung eines anaeroben Milieus bei der Bebrütung wurde im gesamten Untersuchungszeitraum „Anaerocult A®“ Nr. 1.13829.0001 von der Firma Merck, Darmstadt, verwendet.

Zur biochemischen Identifizierung der nachgewiesenen grampositiven Kokkenbakterien wurden „API 20 Strep®“, Nr. 20 600, und „API STAPH®“, Nr. 20 500, der Firma bioMérieux, Nürtingen, verwendet.

Zur biochemischen Identifizierung der nachgewiesenen gramnegativen Bakterien wurden „API 20 NE®“, Nr. 20 050, „API rapid ID 32 E®“, Nr. 32 700, und „API 20 A®“, Nr. 20 300, der Firma bioMérieux, Nürtingen, verwendet.

Die 2007 entnommenen Kloakentupfer, die für die bakteriologische und

MATERIAL UND METHODEN

mykologische Untersuchung bestimmt waren, wurden in steriler Kochsalzlösung gekühlt transportiert.

Das Nährmedium mit 6,5 % Kochsalz setzte sich zusammen aus 6,5 g NaCl (Merck, Darmstadt) je 100 ml Serumbouillon.

Bei der verwendeten Serumbouillon handelt es sich um „Standard-I-Nährbouillon“, Nr. 1.07882, der Firma Merck. Zur Herstellung der gebrauchsfertigen Bouillon werden 25 g „Standard-I-Nährbouillon“ in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst und anschließend autoklaviert.

Medien und Gebrauchslösungen für die Untersuchung auf Salmonellen:

Die Proben zur Untersuchung auf Salmonellen wurden in Reagenzgläser mit ca. 4 ml BPW (Buffered Pepton Water) verbracht. Das 2007 verwendete BPW entspricht in seiner Zusammensetzung den Vorgaben der DIN EN 12824:1998.

Ein Liter BPW (Buffered Pepton Water) setzt sich zusammen aus:

Pepton	10,0 g
NaCl	5,0 g
Na ₂ HPO ₄	9,0 g
KH ₂ PO ₄	1,5 g
Destilliertes Wasser	1000 ml

Für die Untersuchung der Proben im Untersuchungsjahr 2008 wurde „Steriles Peptonwasser (gepuffert; nach ISO 6579)“, Nr. 1.07228.0500, der Firma Merck, Darmstadt, verwendet.

Bei dem verwendeten MRSV-Agar handelt es sich im gesamten Untersuchungszeitraum um „MRSV-Agar“, Nr. 1.09878.0500, der Firma Merck, Darmstadt.

Bei dem verwendeten Gassner-Agar handelt es sich im gesamten Untersuchungszeitraum um „Gassner-Agar“, Nr. 816079, der Firma Oxoid Deutschland, Wesel.

Bei der verwendeten Hirn-Herz-Bouillon handelt es sich um „Hirn-Herz-Bouillon“, Nr. 1.10493.0500, der Firma Merck, Darmstadt.

Das verwendete Bax®-System PCR Assay for Screening *Salmonella*, Nr. D11000133, der Firma DuPont Qualicon Wilmington DE, USA, das für die

MATERIAL UND METHODEN

Salmonellen PCR verwendet wurde, enthält:

PCR-Tubes (Mastermix-Tabletten bereits in Reaktionsgefäßen enthalten)

Lysispuffer

Protease (Proteinase K)

In 12 ml des im Kit enthaltenen Lysispuffer sind vor der Verwendung 150 µl der im Kit enthaltenen Proteinase K zu pipettieren.

Medien und Lösungen für die Untersuchung auf Chlamydien:

Die 2007 entnommenen 19 Tupferproben für die Untersuchung auf *Chlamydia* spp. wurden direkt nach der Probennahme in Reagenzgläser mit 4 ml BME verbracht.

BME

Ein Liter Basal Medium Eagle (BME) mit Earle´schen Salzen besteht aus

Ampuwa, steril 771,7 ml

BME EARLE Instamed 10-fach konzentriert 100,0 ml

(Seromed, Biochrom KG, Berlin)

Tryptose-Phosphat-Brühe 100,0 ml

(29,5 g in 1000 ml Aqua bidest., Merck, Darmstadt)

Hepes-Puffer 15,0 ml

(Serva, Heidelberg)

L-Glutamin (200mM) 10,0 ml

(Serva, Heidelberg)

Nystaderm-S 0,5 ml

(500.000 I.E. Nystatin pro ml, Dermapharm, Grünwald)

Gentamicin (0,05 mg Gentamicinsulfat pro ml 1,0 ml

(Seromed, Biochrom, Berlin)

NaOH (zur pH-Einstellung auf 7,5) 1,8 ml

(Merck, Darmstadt)

TBE-Puffer

1 Liter TBE-Puffer (Tris-Borat-EDTA-Puffer) besteht aus

Tris(hydroxymethyl)-aminomethan (Tris-Base) 121,10 g

(Merck, Darmstadt)

Borsäure 61,83 g

MATERIAL UND METHODEN

(Merck, Darmstadt)	
EDTA	5,85 g
(Merck, Darmstadt)	
entmineralisiertes Wasser	1000 ml
TBE-Puffer 1:10	
TBE-Puffer 1:10 verdünnt mit Wasser	
Chlamydien-Puffer	
Physiolog. NaCl-Lösung	450 ml
Streptomycin-Sulfat	225 mg
(Fluka, Basel, Schweiz)	
Vancomycin-Hydrochlorid	120 mg
(Fluka, Basel, Schweiz)	
Gentamycin-Sulfat-Lösung (660 µg/ml)	0,9 ml
(Seromed Biochrom, Berlin)	
Loading Buffer	
Bromphenolblau	0,083 g
(Serva, Heidelberg)	
Glycerin 30 %	10,0 ml
(Serva, Heidelberg)	
Entmineralisiertes Wasser	23,3 ml

Das verwendete Quiagen DNeasy Blood & Tissue Kit, Nr. 69506, der Firma Qiagen, Hilden, das für die Chlamydien-PCR verwendet wurde enthält:

Buffer ATL

Buffer AL

Buffer AW1

Buffer AW2

Buffer AE

Proteinase K

PCR-Puffer

(Sigma Aldrich, Taufkirchen)

10 Portionen enthalten

MATERIAL UND METHODEN

100 mM Tris-HCl (pH 8,3)

500 mM KCl

15 mM MgCl₂

0,01 % Gelatine

Oligonucleotide

(MWG Biotech, Ebersberg)

Als DNA-Größenmarker wurde „SERVA DNA Standard pBR 328 Mix, lyophilisiert“, Nr. 39302.01, der Firma Serva, Heidelberg, verwendet.

Als Ethidiumbromid wurde „Ethidiumbromid-1%ige Lösung in Wasser“, Nr. 1116080030, der Firma Merck, Darmstadt, verwendet.

Als Agarose für die Gelelektrophorese wurde MetaPhor Agarose der Firma Biozym, Hessisch Oldendorf, verwendet.

3.1.7.3 Medien und Lösungen für die mykologische Untersuchung

Im Jahr 2007 wurden für die Anzucht von Pilzen Pilzagarplatten nach Kimmig verwendet, die mit dem Nährboden 1.05414.0504 der Firma VWR (früher Merck, Darmstadt) hergestellt wurden.

2008 wurde zur Anzucht von Pilzen „Pilz- Agar nach KIMMIG modifiziert“, Nr. 1.10421.0001, der Firma Merck, Darmstadt, verwendet.

Für die Färbung der mikroskopischen Präparate der Pilz-Isolate wurde im gesamten Untersuchungszeitraum „Methylenblau“, Nr. 115943, der Firma Merck, Darmstadt, verwendet.

Bei dem Differenzierungsagar zur Bestimmung der Candida-Spezies handelt es sich um chromID®Candida, Nr. 43631, der Firma bioMérieux, Nürtingen.

3.1.7.4 Medien und Lösungen für die virologische Untersuchung

Die Kloakentupferproben wurden nach der Entnahme sofort in Reagenzgläser mit Zellkulturmedium (BME) verbracht.

Für die Nutzung als Transportmedium für die Tupferproben, die zur virologischen Untersuchung bestimmt waren, wurden dem BME-Medium

MATERIAL UND METHODEN

zusätzlich 3 ml Baytril 10 % (Bayer Vital GmbH, Leverkusen) pro 1 Liter zugesetzt.

Dulbecco's Phosphate Buffer (DPB)

NaCl	8,0 g
(VWR, Darmstadt)	
KCl	0,4 g
(VWR, Darmstadt)	
Na ₂ HPO ₄	1,15 g
(VWR, Darmstadt)	
KH ₂ PO ₄	0,2 g
(VWR, Darmstadt)	
Destilliertes Wasser	1000 ml

Trypsin-Stammlösung

Trypsin (1:250)	4,0 g
(Difco, Michigan, USA)	
D(+)-Glucose-Monohydrat	10,0 g
10-fach konzentrierter DPB	1000 ml

Zur Herstellung der Gebrauchslösung wurde die Stammlösung 1:10 mit destilliertem Wasser verdünnt.

Fetales Kälberserum (FKS): Foetal Bovine Serum-Gold
(PAA Laboratories, Pasching, Österreich)

3.1.7.5 Medien und Lösungen für die serologischen Untersuchungen Phosphatgepufferte physiologische Kochsalzlösung

3.1.7.6 Verbrauchsmaterialien und verwendete Testkits

Für die Untersuchung der jeweiligen Proben auf das Vorhandensein von *Salmonella* sp. wurde das „Bax®-System PCR Assay for Screening *Salmonella*“, Nr. D11000133, der Firma DuPont Qualicon, Wilmington DE, USA,

verwendet.

Für die Untersuchung der jeweiligen Proben auf das Vorhandensein von Chlamydien wurde das "Quiagen DNeasy Blood & Tissue Kit", Nr. 69506, der Firma Qiagen, Hilden, verwendet.

1,3 ml Lithiumheparin-Blutröhrchen, bezogen von der Firma Sarstedt AG & Co., Nümbrecht

Für den Versand der Kotproben dienten „Cryo.S 2 ml“ mit Schraubverschluss der Firma Greiner Bio-One GmbH, Frickenhausen.

Injektionsnadeln „BD Microlance 3, 23Gx1'', 0,6 mm x 25 mm Nr. 16“, der Firma Becton Dickinson GmbH, Deutschland.

Microtest-Zellkulturplatten mit 96 Vertiefungen, Flachboden mit Deckel der Firma Becton Dickinson, Franklin Lakes, New Jersey, USA

„Objektträger 76 x 26 mm“ von der Firma Waldemar Knittel, Glasbearbeitungs-GmbH, Braunschweig.

„Deckgläser 18 x 18 mm“, Firma Glaswarenfabrik Karl Hecht KG, Sondheim.

Für die für Tupferproben wurden „Wattestäbchen 150 mm lang“, Firma Wiros, Krefeld, verwendet.

Flat optical caps (Optische Deckel für PCR-Reaktionsgefäße) (im PCR-Kit Bax®-System PCR Assay for Screening *Salmonella*, Nr. D11000133, der Firma DuPont Qualicon Wilmington DE, USA).

Pipetman, Firma Biomedis, Gießen.

Filter Tipp FT 1000(G), Firma Greiner Bio-one GmbH, Frickenhausen.

3.1.8 Soft- und Hardware

Bei dem verwendeten Real-Time PCR System, dass bei der Untersuchung auf *Salmonella* sp. verwendet wurde, handelt es sich um das „Bax®System PCR Assay for Screening *Salmonella*“, Nr. D11000133, der Firma DuPont Qualicon Wilmington DE, USA. Die entsprechende Software zur Auswertung der PCR ist enthalten.

Bei der Software zur Auswertung der Chlamydien-PCR handelt es sich um das Programm Molecular Analyst®, der Firma Bio-Rad Laboratories, Hercules, USA.

3.1.9 Testvirusstämme

Alle verwendeten Testvirusstämme stammen aus der Stammsammlung der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische, Gießen.

PMV

Paramyxovirus Typ 1 (PMV-1): F-Stamm [ASPLIN, 1952]

Influenza

A/turkey/Ontario/7732/1966 (H5N9)

A/chicken/Germany/Coca/1979 (H7N7)

Alle Testviren wurden in 10 bis 11 Tage bebrüteten SPF-Bruteiern (Fa. VALO, Cuxhaven) vermehrt, die gewonnenen Allantoisflüssigkeiten wurde für die HAH-Tests auf 4 HA-Einheiten eingestellt und in Volumina von jeweils 25 µl je Well verwendet.

3.1.10 Materialien, die Zell- oder DNA-Bestandteile enthalten

Bakteriologische Untersuchung:

Salmonella Typhimurium-OH-Testantigen (1,4,5,12:i:1,2)

(Firma Sifin, Institut für Immunpräparate und Nährmedien GmbH, Berlin)

Chlamydien-PCR:

Primer cm1, c= 20 pmol/µl

Sequenz : 5'-CAG GAC ATC TTG TCT GGC TT-3'

Primer cm2, c= 20 pmol/µl

Sequenz : 5'-CAA GGA TCG CAA GGA TCT CC-3'

Salmonellen-PCR:

dNTP-Lösung

(Biozym, Hessisch Oldendorf)

Taq-Polymerase, 5 Units/ µl

(Sigma Aldrich, Taufkirchen)

Virologische Untersuchungen:

Als Kontrollen bei den serologischen Untersuchungen dienten jeweils spezifiziert antikörperfreies Serum von SPF-Hühnern und ein für alle drei Testviren jeweils homologes, positives, polyklonales Kontrollserum, die alle aus der Sammlung der Klinik stammen.

SPF (spezifisch pathogenfreie)-Hühnereier
(Lohmann Animal Health, Cuxhaven)

Serologische Untersuchungen:

Erythrozyten von SPF- (spezifiziert pathogenfrei) Hühnern in Form einer einprozentigen Suspension.

3.2 Methoden

3.2.1. Klinische Untersuchungen der Waldrappe

Die Waldrappe der Aufzuchtgruppe 2007 wurden beide Male jeweils vor der Abnahme der Blut- und Kloakentupferproben klinisch untersucht. Bei der zweiten klinischen Untersuchung und Probennahme im September in Orbetello (Italien) wurde außerdem das Gewicht der einzelnen Waldrappe bestimmt (Vergleiche 4.1, Tabelle 5.).

Während der ausführlichen klinischen Untersuchung wurden v. a. der Zustand des Gefieders, der Ständer und Flügel, der Augen, der Gehöröffnungen, des Schnabels sowie der Schnabelhöhle, der sichtbaren Schleimhäute (Konjunktiven, Kloakenschleimhaut, Schleimhaut in Schnabelhöhle) und der Kloakenregion überprüft. Darüberhinaus wurden jeweils der Entwicklungsstand der Jungvögel, sowie deren Trainingserfolge hinsichtlich Flugfähigkeit und Prägung beurteilt.

Während des übrigens Untersuchungszeitraumes bzw., soweit es die Aufzuchtgruppe 2008 betrifft, während des gesamten Untersuchungszeitraumes, wurde der Gesundheitszustand hinsichtlich eventueller klinischer Symptome nach meinen Vorgaben von den Betreuern der Waldrappe überwacht. Diese beobachteten v. a. Futteraufnahme, Kotqualität, sowie die

Aktivität und das Allgemeinbefinden der Vögel.

3.2.2 Parasitologische Untersuchungen

Alle 275 Kotproben, die in den Jahren 2007 und 2008 parasitologisch untersucht wurden, wurden nach der SAF-Methode (Sodium Acetate Acetic Acid Formaldehyde Technique) (MARTI und ESCHER, 1990; BAUER, 1999) fixiert und mikroskopisch mit Objektivvergrößerungen von 1:10, 1:20 und 1:40 untersucht.

Eine etwa bohngroße Kotmenge wurde in ein Reagenzglas oder Kotprobenröhrchen gegeben. Nun wurden 8 ml der SAF-Lösung zugegeben und die Probe mit einem Glasstab gerührt bis sich eine flüssige Suspension gebildet hatte.

Die Suspension wurde dann durch einen mit einer Lage Gaze bedeckten, Trichter in ein konisches Zentrifugenglas geschüttet. Das Zentrifugenglas mit der gefilterten Kotsuspension wurde für 2 min. bei 3000 U/min zentrifugiert und anschließend der Überstand abgegossen. Anschließend wurden 7 ml einer 0,9 %igen Kochsalzlösung und mit 2-3 ml Ethylether zugegeben und die Lösung mit einer durch Schmelzen verschlossenen Pasteurpipette aufgerührt. Dann wurde die Lösung mit einem Gummifingerling verschlossen und kräftig geschüttelt. Anschließend wurde sie ein weiteres Mal 2 min. bei 3000 U/min zentrifugiert. Nach dem Zentrifugieren lagen von oben nach unten folgende Schichten vor:

- Ether-Schicht
- solide Schicht aus Kotbestandteilen
- flüssige Schicht
- Sediment

Der Inhalt des Röhrchens wurde bis auf das Sediment abgegossen und für mindestens 5 min. stehen gelassen. Dann wurde das Sediment mit der Restflüssigkeit erneut mit einer Pasteurpipette aufgerührt, 2-3 Tropfen auf einen Objektträger übertragen und ein Deckgläschen daraufgelegt.

Die bei der Sektion von Waldrapp „Veilchen“ entnommenen Anteile der Darmschleimhaut und Ausstriche des Darminhalts wurden ungefärbt auf Objektträger aufgebracht.

Alle Proben wurden zur parasitologischen Beurteilung unter dem Durchlichtmikroskop bei 100- bis 400-facher Gesamtvergrößerung meanderförmig durchgemustert.

3.2.3 Bakteriologische Untersuchungen

Untersuchung der Kot- und Tupferproben auf Bakterien mittels kultureller Anzucht

Die insgesamt 300 Kot- und Tupferproben aus den Jahren 2007 und 2008 wurden zur Untersuchung jeweils auf verschiedenen Nährmedien ausgestrichen. Alle Kotproben wurden für die bakteriologische Auswertung jeweils auf Columbia-Blut-Agar ausgestrichen und für 24 Stunden bei 37 °C aerob bebrütet, auf Columbia-Blut-Agarplatten ausgestrichen und für 48 Stunden bei 37 °C anaerob bebrütet und auf BPLS-Agarplatten ausgestrichen und für 24 Stunden bei 37 °C aerob bebrütet.

Die bei der Sektion von Waldrapp „Veilchen“ unter sterilen Kautelen entnommenen Organe (Herz, Leber, Milz und Niere) wurden auf Columbia-Blut-Agarplatten aufgetupft und für 24 Stunden bei 37 °C aerob bebrütet.

Die entstandenen Kolonien wurden zunächst vereinzelt, dann wurden Subkulturen hergestellt. Anschließend wurde mittels Gramfärbung das Gramverhalten der Einzelkolonien bestimmt. Gleichzeitig erfolgte die Bestimmung von Stäbchen und Kokken. Die gramnegativen Stäbchenbakterien wurden anschließend anhand einer Bunten Reihe identifiziert und die Diagnose mittels „API rapid ID 32 E®“ und „API 20 NE®“ abgesichert. Die grampositiven Kokkenbakterien mit positiver Katalasereaktion wurden vorläufig den Staphylokokken zugeordnet. Die als Staphylokokken identifizierten Bakterien wurden auf das Vorhandensein von Clumpingfaktor und Koagulase untersucht und die Speziesidentifikation mittels API STAPH® überprüft bzw. bestätigt. Die grampositiven Kokken mit negativer Katalasereaktion wurden den Streptokokken und Enterokokken zugeordnet. Diese wurden hinsichtlich der Fähigkeit zur Äskulinspaltung, Wachstum auf Enterokokken-Agar und

Wachstum in einem Nährmedium, das 6,5 % Kochsalz enthielt, weiterbestimmt und die Speziesidentifikation mittels API 20 Strep® abgesichert.

Alle Bakterien, die weder den grampositiven Kokken noch den gramnegativen Stäbchenbakterien zugeordnet werden konnten, wurden ebenfalls mit den entsprechenden API®s, wie „API 20 NE®“ und „API 20 A®“, identifiziert (SELBITZ, 2002).

Untersuchung der Kot- und Tupferproben auf *Salmonella* spp.

Als Transportmedium für die 38 Kloakentupferproben dienten 4 ml BPW.

Im weiteren Verlauf der Untersuchung wurden die Proben mit dem Bax®-System analysiert (SYBRgreen basierte real-time PCR). Die Detektion einer spezifischen Fluoreszenz bildet hierbei die Grundlage der Auswertung. Die Fluoreszenz entsteht durch die Bindung eines Fluoreszenzfarbstoffes an die amplifizierte Doppelstrang-DNA. Die Daten werden dann von der Bax®-System Software analysiert und das Ergebnis als positiv oder negativ bestimmt. Die Ergebnisse können direkt vom Bildschirm abgelesen und im Anschluss ausgedruckt oder gespeichert werden.

Die Kotproben wurden in 4 ml BPW 18 ± 2 Stunden bei 37 ± 1 °C vorangereichert. Die Tupferproben wurden in gleicher Weise in ihrem Transportmedium (4 ml BPW) behandelt. Anschließend wurden je 10 µl der vorangereicherten BPW in 500 µl Hirn-Herz-Bouillon überführt und 3 Stunden bei 37 ± 1 °C bebrütet. Der Rest der BPW aus der Voranreicherung wurde als Rückstellprobe im Kühlschrank bei 2-8 °C aufbewahrt.

Je 5 µl der Hirn-Herz-Bouillon-Voranreicherung wurden in 200 µl Lysispuffer (enthält Proteinase K) verbracht. Danach wurden die Proben zunächst für 20 min. im Thermoblock bei 37 ± 1 °C und anschließend 10 min. bei 95 ± 1 °C inkubiert. Anschließend wurden die Lysis-Proben und PCR-Tubes in einen Kühlblock verbracht. Je 50 µl der Lysisproben aus dem Lysisansatz wurden in die PCR-Reaktionsgefäße pipettiert, in denen sich bereits die Master-Mix-Tabletten befanden. Alle Gefäße wurden mit optischen Deckeln verschlossen. Schließlich wurden die Probenansätze in den Bax®-System-Cycler überführt und die Reaktion gestartet.

Für die Positivkontrolle wurde als Salmonellen-DNA identifizierte DNA verwendet, für die Negativkontrolle destilliertes Wasser (Firma Promega).

Bei allen Proben, die im Bax®-System positiv getestet wurden, erfolgte eine nachträgliche kulturelle Anzucht aus den Rückstellproben.

Die kulturelle Anzucht erfolgte nach EN ISO 6579:2002. Für die Selektiv-anreicherung wurden jeweils 0,1 ml des BPW aus der Voranreicherung (Rückstellprobe) auf MRSV-Agar überimpft. Es wurden hierfür 3 Tropfen des BPW auf MRSV-Agar aufgetropft und dieser bei $41,5 \pm 1$ °C für zweimal 24 ± 3 Stunden bebrütet. Anschließend erfolgte die Isolierung auf feste Nährmedien jeweils zweimal nach 24 ± 3 Stunden. Hierfür wurde vom Rand der Schwärmzone eines Impftropfens auf dem MRSV-Agar mit der Impföse Material abgenommen und jeweils ein Columbia-Blut-Agar und ein Gassner-Agar beimpft. Die beiden Medien wurden jeweils bei 37 ± 1 °C für 24 ± 3 Stunden bebrütet.

Zur weiteren serologischen Differenzierung wurden die *Salmonella*-Isolate im Nationalen Referenzlabor des BfR (Bundesinstitut für Risikobewertung) untersucht.

Untersuchung der Tupferproben auf Chlamydien

Die Untersuchung der Tupferproben auf Chlamydien wurde gemäß der Standardarbeitsanweisungen S 1.2.3.1.005.01 und S 1.2.3.2.001.01 sowie der Prüfmethode M 2.3.2.006.01 und M 2.3.1.007.01 des Landesbetrieb Hessisches Landes-labor (LHL) durchgeführt.

Als Transportmedium für die 38 Tupferproben dienten 4 ml BME-Lösung.

Zunächst wurde das Transportmedium durch Zugabe von BME-Lösung auf 5 ml aufgegossen und die Proben anschliessend 2 min. ultrabeschallt. Dann wurden die Tupfer aus dem Medium entfernt und am Rand abgestreift und das Medium 10 min. bei 4000 U/min. zentrifugiert. Ein Milliliter des Überstandes wurde abgehoben, mit 9 ml BME-Lösung versetzt und dann 30 min. bei Pgm 3 ultrazentrifugiert. Anschliessend wurde der Überstand verworfen und dem Rückstand 3 ml BME-Lösung zugegeben.

Für die Positivkontrolle wurde als Chlamydien-DNA identifizierte DNA verwendet, für die Negativkontrolle destilliertes Wasser (Firma Promega). Pro Probe sowie für Positiv- und Negativkontrolle wurden jeweils 2 Kulturgefäße mit BGM-Zellen vorbereitet. Es wurden jeweils 45 µl der BME-Lösung auf die Zellen pipettiert und diese dann 30 min. bei 2.800 U/ min. und ± 37 °C zentri-

MATERIAL UND METHODEN

fugiert. Nachdem die Proben für weitere 90 min. bei 37 °C inkubiert worden waren, wurde das BME-Medium von den inzwischen infizierten Zellen abgesaugt und 1 ml Chlamydien-Puffer hinzugegeben. Daraufhin wurden die Zellkulturen im Brutschrank weiter bei \pm 37 °C bebrütet.

In der Zellkultur wurde jede Probe als Doppeluntersuchung angesetzt und zweimal nach jeweils 3 Tagen passagiert. Nach 6 Tagen Bebrütung wurden die Zellen weiterbearbeitet.

Die bebrüteten Zellkulturen und die Positivkontrolle wurden 2 min. im Ultraschallbad behandelt, anschließend wurde je 1 ml der Proben und 0,5 ml der Positivkontrolle in 2 ml-Reaktionsgefäße pipettiert und 10 min. bei 7.500 U/ min. zentrifugiert.

Der Überstand wurde vollständig abgenommen und das Zellpellet in 180 μ l Buffer ATL aufgenommen. Es wurden dann 20 μ l Proteinase K zugegeben, die Lösung 15 Sekunden lang geschüttelt, anschliessend 60 min. bei 56°C inkubiert und erneut gut geschüttelt. Dann wurden 200 μ l Buffer AL zugegeben und die Lösung wiederum geschüttelt. Nun wurden 200 μ l Ethanol zugesetzt und der Probenextrakt in eine DNeasy-Säule überführt. Nach einminütiger Zentrifugation bei 8.000 U/ min. wurde nun das Filtrat verworfen und die DNeasy-Säule in ein neues 2 ml-Collection Tube überführt. Anschließend wurden 500 μ l AW1 zugesetzt, erneut 1 min. bei 8.000 U/ min. zentrifugiert und die DNeasy-Säule wiederum in eine neues Collection-Tube überführt, während das Filtrat verworfen wurde. Dann wurden 500 μ l AW2 zugesetzt, erneut zentrifugiert (14.000 U/ min.) und die Säule in eine neues Collection-Tube überführt, sowie das entstandene Filtrat verworfen. Schließlich wurden 200 μ l Buffer AE zugesetzt, die Lösung 1 min. bei Raumtemperatur stehengelassen und dann erneut 1 min. lang bei 8.000 U/ min. zentrifugiert. Das erhaltene Eluat wurde direkt in der PCR eingesetzt.

Im Anschluss wurde zunächst der Mastermix aus

- 26,4 μ l Aqua dest.
- 4,0 μ l PCR (10x)-Puffer
- 3,2 μ l dNTP-Mix A, C, G, T
- 1,0 μ l Primer cm1

1,0 µl Primer cm2

0,4 µl Taq-DNA-Polymrase

je Probe in einem PCR-Tube angesetzt.

Für die jeweils 19 zu untersuchenden Proben, sowie die Positiv- und die Negativkontrolle ergaben sich somit insgesamt 756 µl Mastermix-Volumen. Nun wurden in die Proben-PCR-Tubes je 36 µl Mastermix und 4 µl der zu untersuchenden Proben-DNA pipettiert. Die Probengefäße wurden anschliessend geschlossen, beschriftet und 20 Sekunden bei 7.000 U/ min. zentrifugiert. Danach wurden sie im Thermocycler nach folgendem Programm bearbeitet:

Tabelle 4: Übersicht der Zyklenabfolge und Dauer der Probenbearbeitung im im Cycler

Zyklus	Anzahl der Wiederholungen	Temperatur	Dauer
Cycle 1	1	94°C	3 Minuten
Cycle 2	30	94°C 55°C 72°C	30 Sekunden 30 Sekunden 30 Sekunden
Cycle 3	1	72°C	7 Minuten
Cycle 4	1	4°C	unbegrenzt (bis zum Abschalten des Cyclers)

Nach Beendigung des Programms wurden die Proben sofort weiterverarbeitet.

Zur Herstellung eines 1 %igen Agarose-Gels wurde eine dem Fassungsvermögen der Elektrophorese-Kammer entsprechende Menge TBE-Puffer 1:10 (TBE-Puffer 1:10 mit entmineralisiertem Wasser verdünnt) verwendet und darin genau die Menge Agarose gelöst, dass diese einem Anteil von 1 % entsprach. Die Agarose und der TBE-Puffer 1:10 wurden hierfür in einem Erlenmeyerkolben erhitzt bis die Agarose sich gelöst hatte. Anschließend kühlte man die Lösung unter ständigem Rühren mit einem Magnetrührer auf Handwärme ab. In einem vorbereiteten Plexiglasschlitten wurde nun das Gel gegossen. Ein vorher eingesetzter Kunststoffkamm hatte hierbei - die für das

Beladen des Gels notwendigen - Taschen gebildet. Nachdem das Gel erstarrt war, wurde es in die Elektrophoresekammer eingesetzt und mit TBE-Puffer 1:10 überschüttet bis es vollständig davon bedeckt war. Nun wurden pro 20 µl Proben-Amplifikat 2,5 µl Loading Buffer zugesetzt und gut durchgemischt. Pro Geltasche (Slot) wurden dann 1,5 µl DNA-Größenmarker mit 1,5 µl Loading Buffer versetzt und ebenfalls gut durchgemischt. Danach wurde die Elektrophoresekammer verschlossen und eingeschaltet. Nach Abschluss des Elektrophoreselaufs wurde das Gel aus der Kammer entnommen und in eine Färbeschale verbracht. Nun wurde es mit Ethidiumbromidlösung etwa 75 min. gefärbt und anschließend mit Wasser etwa 5 min. gewaschen. Das gefärbte Gel wurde im UV-Illuminator mit dem Programm Molecular Analyst® ausgewertet.

Das Ergebnis der Untersuchung auf Chlamydien wurde als positiv bewertet, wenn ein spezifisches Amplifikat bei 260 bp (*Chlamydia psittaci*, *Chlamydia pneumoniae*, *Chlamydia pecorum*) und/ oder ein spezifisches Amplifikat bei 245 bp (*Chl. trachomatis*) nachgewiesen wurde. Das Ergebnis wurde als negativ bewertet, wenn bei 260 bp und 245 bp kein spezifisches Amplifikat nachgewiesen werden konnte.

3.2.4 Mykologische Untersuchungen

Die 300 Kot- und Tupferproben aus den Jahren 2007 und 2008 wurden auf Pilzagarplatten nach KIMMIG ausgestrichen und 48 Stunden bei 37 °C aerob bebrütet. Die beimpften Pilzplatten wurden zunächst makroskopisch auf Pilzwachstum untersucht. Entstandene Kolonien wurden nach Morphologie, nativ und nach Färbung mit Methyleneblau hinsichtlich ihres mikroskopischen Bildes bestimmt und beurteilt (GEDEK, 2002). Die als Hefen identifizierten Pilzisolate wurden auf dem Differenzierungsagar chromID®Candida bebrütet und die Spezieszugehörigkeit anhand der Farbe der gewachsenen Kolonien beurteilt.

3.2.5 Virologische Untersuchungen

Als Probenmaterial dienten 38 Kloakentupfer der Waldtrappe der Aufzucht-

gruppe 2007. Als Transportmedium diente BME mit Zusatz von 3 ml Baytril 10 % (Bayer Vital GmbH, Leverkusen) je Liter, in das die Tupfer sofort nach der Entnahme verbracht und dann gekühlt bis zur Untersuchung gelagert wurden. Ebenso dienten Teile von Organen (Leber, Milz, Niere, Lunge und Trachea und Darm), die bei der Sektion von Waldrapp „Veilchen“ entnommen wurden, als Probenmaterial.

Zur Aufbereitung wurden die Proben in den Reagenzgläsern mehrfach beschallt und anschließend 10 min. bei 3.000 x g zentrifugiert. Zum Aufbringen der Proben auf konfluente Hühnerembryofibroblasten-Kulturen (HEF-Kulturen) wurde zunächst der Zellkultur-Überstand vom Zellrasen abgossen und 0,2 ml Probenmaterial je Zellkulturschälchen inokuliert. Diese Zellkulturen wurden dann für 1 Stunde bei 37 °C bebrütet. Anschließend wurden 2 ml Erhaltungsmedium (BME mit 2 % fetales Kälberserum [FKS]) zugegeben und die Proben dann wieder in den Brutschrank verbracht. Nach jeweils zwei bis drei Tagen erfolgt ein Mediumwechsel.

Der Zellrasen wurde über bis zu 14 Tage täglich lichtmikroskopisch auf das Auftreten eines zytopathischen Effekts untersucht.

Herstellung der Zellkulturen für die virologischen Untersuchungen

Aus 10 Tage bebrüteten SPF-Hühnereiern wurde der Embryo unter sterilen Kautelen entnommen. Der Kopf und die inneren Organe wurden entfernt und der Embryo in eine Petrischale mit etwas DPB (Dulbecco's Phosphate-Buffer) gelegt. Durch mehrmaliges Schwenken wurden nun die Erythrozyten ausgewaschen. Im Anschluss wurde der Embryo in einer Petrischale homogenisiert und dann das Homogenat in einem Erlenmeyerkolben so lange mit DPB gewaschen bis der entstehende Überstand klar blieb.

Der Überstand wurde verworfen und das Sediment mit Trypsin-Lösung versetzt, verrührt, 10 min. schräg stehen gelassen und der Überstand verworfen. Im Anschluss wurde das Sediment erneut mit Trypsin-Lösung versetzt, verrührt und 10 min. schräg stehen gelassen.

Der Überstand wurde dann zusammen mit 1 ml fetales Kälberserum (FKS) zwei- bis dreimal je 10 min. bei 3.000 x g zentrifugiert, der dabei entstandene Überstand wurde abgossen. Das aus vereinzelt Zellen bestehende

Sediment wurde nun in 10 ml BME mit 5 % FKS suspendiert indem man es wiederholt mit einer Pipette kräftig aufsaugte und ausblies. Danach wurde das suspendierte Zellpellet durch mehrere Gazeschichten filtriert, um größere Zellaggregate zu entfernen. Mittels einer Zählkammer nach TÜRK und NEUBAUER [detailliert beschrieben von MAYR et al. (1974)] wurde die Zahl der Zellen je ml bestimmt. Bei der Zählung wurden lediglich rundliche Zellen mit glatt erscheinender Oberfläche berücksichtigt, da nur solche Zellen auf der Kulturoberfläche anwachsen und sich teilen. Die Gesamtoberfläche der Zählkammer nach TÜRK und NEUBAUER beträgt 9 mm^2 , wobei die Fläche eines großen Quadrats 1 mm^2 , seine Tiefe $0,1 \text{ mm}$ und sein Rauminhalt $0,9 \text{ mm}^3$ beträgt. Um die Genauigkeit der Zählung zu erhöhen, wurde das resuspendierte Pellet vor der Zählung der Zellen 1:10 verdünnt. Es wurden dann vier große Quadrate mit einem Volumen von je 1 mm^3 ausgezählt. Aus den gezählten Werten (Anzahl gezählter Zellen) der vier ausgezählten Quadrate wurde der arithmetische Mittelwert gebildet. Die erforderliche Verdünnung wurde nach folgender Formel für eine vorgesehene Zelldichte von etwa 10^6 Zellen pro ml errechnet:

$$\text{Verdünnungsfaktor} = \frac{\text{arithmetisches Mittel der gezählten Zellzahl} \times 10 \times 1000 \times \text{Vorverdünnung}}{9 \times \text{gewünschte Zellzahl}}$$

Die Zelldichte wurde mittels Verdünnens mit BME auf die gewünschte Dichte eingestellt. Bei der Verarbeitung eines 10 Tage alten Hühnerembryos ergaben sich bei einer gewünschten Zelldichte von etwa 10^6 Zellen pro ml etwa 90 bis 100 ml Zellsuspension. Diese Zellsuspension wurde in 2 ml Zellkulturgefäße abgefüllt und bei $37 \text{ }^\circ\text{C}$ inkubiert.

Nach 24 Stunden Inkubation war ein konfluenten Zellrasen entstanden. Nun konnten die Proben auf den entstandenen Zellrasen aufgebracht werden.

3.2.6 Serologische Untersuchungen

Auf das Vorhandensein von Antikörpern gegen Paramyxovirus Typ 1 (PMV-1) und Influenza A-Viren der Subtypen H5 und H7 wurde mittels Hämagglutinationshemmungstest (HAH) untersucht. Es wurden insgesamt 38 Blut-

plasmaproben untersucht. Die Waldrappe der Aufzuchtgruppe 2007 wurden je 2-mal beprobt.

Von den Waldrappen der Aufzuchtgruppe 2008 wurden keine Blutplasma-proben entnommen.

Hämagglutinationstest (HA)

Zunächst wurde ein Hämagglutinations-(HA-)test gemäß RL 92/66 EWG bzw. RL 92/40 EWG und OIE (2004) mit den drei Testviren durchgeführt. In alle Vertiefungen einer 96-U-Well-Platte wurden zuerst 25 µl physiologische Kochsalzlösung geträufelt. In die erste Zeile der Platte wurden 25 µl des zu prüfenden unverdünnten Testvirus in Form virushaltiger Allantoisflüssigkeit gegeben und in \log_2 -Schritten verdünnt. Anschließend wurden 50 µl je Well einer 1 %igen Erythrozytensuspension hinzugegeben. Für die Kontrolle der Erythrozyten auf Autoagglutination wurde in zwei Vertiefungen nur physiologische Kochsalz-Lösung und 50 µl Erythrozytensuspension gegeben. Durch Antippen der Platten werden Virus- und Erythrozytensuspension gut durchmischt. Alle Platten wurden für ca. 30 min. bei Raumtemperatur (PMV-1) bzw. bei 4 °C (Influenza A-Viren) gehalten. Danach wurde der Häm-agglutinationstiter abgelesen. Das Testergebnis wurde durch Schrägstellen der Platten vor einer Lichtquelle bestimmt. Als HA-Titer einer Testvirussuspension gilt jene höchste Virusverdünnung in \log_2 , bei der noch eine vollständige HA in Form eines dünnen Films am Boden der Wells entstanden ist. Dies entspricht einer HA-Einheit.

Das Testvirus wurde jeweils auf 4 HA-Einheiten eingestellt und anschließend für die HAH-Tests verwendet.

Für die Positivkontrolle wurde Newcastle Disease Virus Stamm F verwendet. Als Negativkontrolle diente die Erythrozytenkontrolle.

Hämagglutinationshemmungstest (HAH)

Der Hämagglutinationshemmungstest wurde gemäß oben genannter Richtlinien durchgeführt. In alle Vertiefungen einer 96-U-Well-Platte wurden zuerst 25 µl physiologische Kochsalzlösung geträufelt. In die erste Zeile der Platte wurden 25 µl der zu überprüfenden Blutplasmaproben gegeben und diese dann zeilenweise in Zweiserschritten verdünnt. Zusätzlich wurden je eine Erythrozytenkontrolle sowie eine Positiv- und eine Negativblutplasma-

kontrolle eingesetzt. Dann wurden zu jeder zu überprüfenden Blutplasma-verdünnung 25 µl der auf 4 HA-Einheiten eingestellten Virussuspension gegeben. Durch Antippen wurden die Blutplasmaverdünnungen und das Testvirus gut durchmischt und anschließend für 30 Minuten bei Raumtemperatur (PMV-1) oder bei 4 °C (Influenza A-Viren) stehen gelassen. Der Test wurde dann durch Schrägstellen der Platten vor einer Lichtquelle abgelesen. Als Antikörpertiter einer geprüften Blutplasmaprobe gilt jene höchste Blutplasmaverdünnung, bei der noch eine vollständige Hämagglutinationshemmung in Form eines „laufenden Tropfens“ sichtbar ist.

Objektträgerschnellagglutinationstest

Auf das Vorhandensein von Antikörpern gegen *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) wurden insgesamt 38 Blutplasmaproben aus dem Jahre 2007 mittels Objektträgerschnellagglutinationstest untersucht (OIE, 2004).

Das zu testende Blutplasma und das Testantigen wurden der Kühlung entnommen und bis zum Erreichen der Raumtemperatur stehen gelassen. Dann wurde von beiden Flüssigkeiten je ein gleich großer Tropfen nebeneinander auf einen Objektträger aufgebracht. Durch Schwenken des Objektträgers wurden beide Flüssigkeiten vermischt. Eine positive Reaktion zeigt sich durch das Auftreten einer sichtbaren Agglutination der Antigen-Antikörper-Komplexe. Sind hingegen keine Antikörper in der untersuchten Probe nachweisbar, vermischen sich beide Reaktionskomponenten zu einer homogenen, gleichmäßig gefärbten Flüssigkeit ohne Ausflockungen. Die Reaktion wird zusätzlich jeweils mit einer Positiv- und einer Negativkontrolle durchgeführt. Hierzu wurde institutseigene Positiv- und Negativproben von Hühnern verwendet.

4 ERGEBNISSE

4.1 Klinische Befunde

Nach den Angaben der Verantwortlichen für das EU-Nachzuchtprogramm in den einzelnen zoologischen Einrichtungen, in denen die Elterntiere der auszuwildernden jungen Waldrappe seit mehreren Jahren gehalten werden, waren die dort lebenden Waldrappgruppen bisher klinisch gesund und produzieren regelmässig eine stabile Anzahl von befruchteten Eiern, aus denen gesund erscheinende, sich normal entwickelnde Nachkommen entstanden.

Meine eigenen, während mehrerer Bestandskontrollen erhobenen Befunde konnten die Aussagen der Verantwortlichen voll und ganz bestätigen. Sowohl die körperliche Entwicklung der Jungtiere als auch deren alters- und artspezifisches Verhalten entsprachen den Erwartungen und werden als gut bezeichnet. Die jungen Waldrappe zeigten während der Untersuchung keine Anzeichen einer Erkrankung. Die angestrebte Prägung der flüggen Jungtiere auf Menschen und auf das Ultraleichtflugzeug gelang bei jedem Jungvogel nach einigen Wiederholungen und Übung. Physische Fitness, insbesondere hinsichtlich der Flugmuskulatur, der zunächst noch unerfahrenen Jungvögel setzte stets intensives, täglich zu wiederholendes Training voraus. Die ermittelten Gewichte der jungen Waldrappe wenige Tage vor ihrer Auswilderung sind in Tabelle 5 aufgeführt. Aus den ermittelten Gewichten ergibt sich ein durchschnittliches Körpergewicht der Vögel von $1245,9 \pm 319,4$ g, bzw. ein durchschnittliches Körpergewicht von $1205,0 \pm 67,1$ g für die weiblichen Waldrappe und ein durchschnittliches Körpergewicht von $1268,2 \pm 96,5$ g für die männlichen Waldrappe zum Zeitpunkt des Wiegens.

Tabelle 5: Gewichte der Waldrappe der Aufzuchtgruppe 2007 am 24.09.2007

<i>Nummer</i>	<i>Name</i>	<i>Alter in Tagen</i>	<i>Gewicht in Gramm</i>	<i>Geschlecht</i>
1	Sara	163	1170	♂
2	Blacky	162	1040	♂
3	Arthuro	161	1210	♀
4	Sorli	161	1150	♂

ERGEBNISSE

<i>Nummer</i>	<i>Name</i>	<i>Alter in Tagen</i>	<i>Gewicht in Gramm</i>	<i>Geschlecht</i>
5	Zoe	160	1130	♀
6	Jack	159	1230	♀
7	Emma	159	1320	♂
8	Helena	152	1350	♂
9	Harry	138	1310	♂
10	Andy	135	1230	♀
11	Sam	135	1430	♂
12	Ayla	134	1220	♀
13	Karel	133	1310	♂
14	Marketa	131	1320	♂
15	Summer	131	1230	♂
16	Flora	131	1210	♀
17	Joy	122	1320	♂
18	Tess ¹	--	--	♂
19	José ¹	--	--	♂
20	Veilchen ²	--	--	♂

¹ zum Zeitpunkt des Wiegens nicht mehr Teil der Gruppe, sondern im Tierpark Rosegg (Österreich) untergebracht

² zum Zeitpunkt des Wiegens bereits euthanasiert, siehe 4.7 Befunde der Sektion

4.2 Beurteilung der Haltungsbedingungen der untersuchten Waldraupe

Die genauere Betrachtung der Haltungsbedingungen der Jungtiere in Burghausen gab aus veterinärmedizinischer Sicht Anlass zur Besorgnis.

So bestand die Oberfläche des Schlafbereichs der Waldraupe im Schlaftrum - in dem auch die Aufzucht stattfindet, bis die Jungen flügge werden - aus unlackiertem Holz, das nur ungenügend gereinigt und desinfiziert werden kann. Diese Oberflächen werden nach Auskunft der Betreuer auch nicht ausgetauscht bevor eine neue Gruppe Waldraupe dort aufgezogen wird, sondern lediglich oberflächlich gereinigt. Ebenso war der Außenbereich, in dem sich die Vögel vorwiegend aufhielten unbefestigt und daher ebenso schlecht zu reinigen und zu desinfizieren. Auch dieser wird nach Auskunft der Betreuer weder abgehoben noch in geeigneter Weise behandelt (z.B. mit Kalk) um eine Übertragung eventuell vorhandener Krankheitserreger auf eine

ERGEBNISSE

neueingesetzte Waldrappgruppe zu verhindern. Die Wasserversorgung hatte keine Trinkwasserqualität (kein Anschluss ans öffentliche Wassernetz, sondern Versorgung aus ungefiltertem Grundwasser) und auch die Kühl- und Lagermöglichkeiten für die verfütterten Ratten, Mäuse und Küken waren nicht ausreichend.

In Orbetello (Italien) waren die hygienischen Bedingungen in der Voliere ähnlich, da diese auf unbefestigtem Boden stand, der folglich nicht gereinigt werden konnte. Außerdem konnten die jungen Waldrappe in Orbetello, wo sie bis zu ihrer endgültigen Auswilderung noch für ca. 14 Tage zusammen mit einigen älteren, bereits früher ausgewilderten Waldrappen in einer Voliere vergesellschaftet worden werden, gegen Bezahlung aus geringer Distanz von Besuchern angesehen werden.

4.3 Parasitologische Befunde

Insgesamt wurden in den 275 Einzelkotproben aus beiden Untersuchungsjahren mikroskopisch nach Anreicherung mit der SAF-Methode nur selten und zudem nur in geringer Zahl Dauerformen von Endoparasiten nachgewiesen (Tabelle 6) (vergleiche hierzu auch Anhang, Tabellen 42-50).

Tabelle 6: Übersicht zu den parasitologischen Befunden bei der Untersuchung der Einzelkotproben der Jahre 2007 und 2008

Parasit	Zahl der Proben				
	Insgesamt untersucht	Summe positiv	Anteil [%] positiv	Positiv (2007)	Positiv (2008)
Kokzidien	275	10	3,6	91	
Kokzidien, Form 1	275	5	1,8	5	0
Kokzidien, Form 2	275	5	1,8	4	1
Gregarinen	275	32	11,6	27	5
Zestoden-Ei	275	1	0,4	1	0
Askariden-Ei	275	1	0,4	1	0
Trematoden-Ei	275	1	0,4	1	0

Kokzidien

In insgesamt 10 (3,6 %) der 275 parasitologisch untersuchten Einzelkotproben konnten Kokzidien-Oozysten mit homogener, granulierter Innenstruktur nachgewiesen werden. Sporozysten waren im Inneren der Oozysten nicht erkennbar; sie wurden deshalb als unsporulierte Oozysten angesprochen. Neun Proben enthielten jeweils nur vereinzelt noch nicht sporulierte Kokzidienoozysten, in keinem Fall mehr als eine Oozyste pro Gesichtsfeld bei einer Objektivvergrößerung von 1:10. Es lassen sich hierbei zwei Formen von Oozysten unterscheiden. Die erste Kokzidien-Form, die in fünf Kotproben vorhanden war, ist nahezu rund, farblos, besitzt granulierten, unstrukturierten Inhalt und hat eine dünne, glatte Schale mit einer Mikropyle (Abbildung 6). Der Durchmesser der Oozysten dieser ersten Form beträgt im arithmetischen Mittel $19,4 \pm 1,9 \mu\text{m}$.

Die zweite vorgefundene Form, von der keine fotografische Aufnahme gelang, zeigte sich längsoval, farblos, besaß granulierten, unstrukturierten Inhalt und hatte eine dünne, glatte Schale. Insgesamt konnten fünf freiliegende, noch nicht sporulierte Oozysten vermessen werden. Die eindeutige Darstellung einer oder mehrerer Mikropylen gelang bei dieser Form in keinem Fall. Der arithmetische Mittelwert der Breite dieser längsovalen Oozysten beträgt $17,6 \pm 6,5 \mu\text{m}$. Die Messungen der Längen von fünf Oozysten ergab ein arithmetisches Mittel von $21,5 \pm 4,7 \mu\text{m}$.

Gregarinen

In 32 (11,6 %) der 275 parasitologisch untersuchten Kotproben wurden in ihrer Größe variable aber hinsichtlich ihres Inhalts morphologisch recht einheitliche Sporen des Pseudoparasiten *Monocystis* spp. nachgewiesen (Abbildung 7). Diese Sporen traten in Mengen von 5 bis 15 pro Gesichtsfeld bei einer Objektivvergrößerung von 1:100 auf. Sie sind zitronenförmig und tragen stets zwei Polkappen. Die *Monocystis*-Sporen traten in drei verschiedenen Größenkategorien auf. Es traten große Sporen mit einer Länge von $25,6 \pm 8,4 \mu\text{m}$ und einer Breite von $9,5 \pm 4,3 \mu\text{m}$, mittelgroße Sporen mit einer Länge von $13,0 \pm 3,8 \mu\text{m}$ und einer Breite von $8,3 \pm 4,8 \mu\text{m}$ und kleine Sporen mit einer Länge von $6,2 \pm 1,4 \mu\text{m}$ und einer Breite von $3,2 \pm 1,3 \mu\text{m}$. Die mittelgroßen Sporen überwogen zahlenmäßig, wobei häufig

ERGEBNISSE

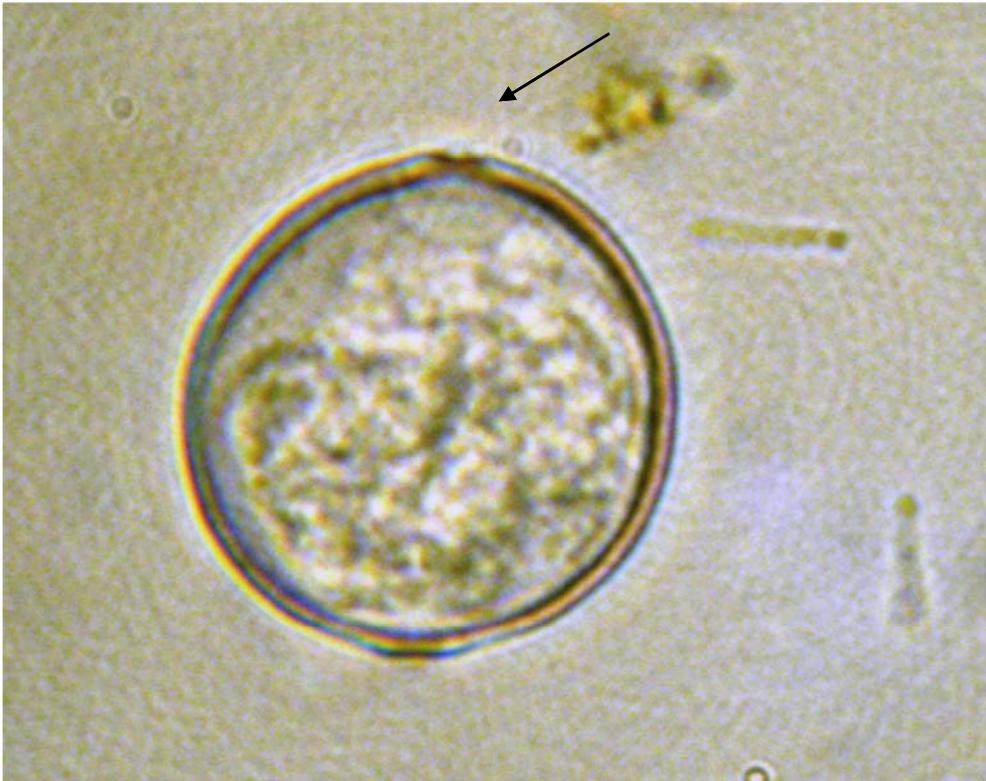


Abbildung 6: Unsporulierte Kokzidien-Oozyste der ersten Form mit einer Mikropyle (Pfeil), Durchmesser $19,4 \pm 1,9 \mu\text{m}$. (100-fache Vergrößerung, Ölimmersion, ungefärbtes Präparat, Quelle: eigene Aufnahme)



Abbildung 7: Spore von *Monocystis* spp., $20 \mu\text{m} \times 9 \mu\text{m}$. (100-fache Vergrößerung, Ölimmersion, ungefärbtes Präparat (Quelle: eigene Aufnahme)

Alle drei Formen auch nebeneinander in einer Probe vorlagen.

Zestoden

Nur in einer der parasitologisch untersuchten Einzelkotproben konnte ein Ei eines nicht näher bestimmbar Zestoden nachgewiesen werden. Es handelt sich hierbei wahrscheinlich um ein *Echinolepis* spp.-ähnliches Ei, das von längsovaler Form und 43 µm Länge ist. Die selbe Kotprobe enthielt außerdem Kokzidien-Oozysten der runden Form.

Trematoden

In einer der parasitologisch untersuchten Einzelkotproben konnte ein Ei eines nicht näher bestimmbar Trematoden nachgewiesen werden. Es handelte sich hierbei um ein längsovales, braun gefärbtes Ei mit dünner, glatter Schale. Es hatte eine Polkappe und enthielt ein Blastomer. Das nachgewiesene Ei hatte eine Breite von 13 µm und eine Länge von 28,6 µm. In der selben Probe fanden sich auch Sporen von *Monocystis* spp.

Askariden

Nur in einer der untersuchten 275 Einzelkotproben wurde ein nicht-embryoniertes Ei eines nicht näher bestimmbar Askariden nachgewiesen. Es handelte sich um ein fast rundes Gebilde mit dicker, rauher Schale und einem Durchmesser von 40 µm. In dieser Probe konnten keine weiteren parasitären Stadien festgestellt werden.

4.4 Bakteriologische Befunde

(siehe auch Anhang, Tabellen 22-41)

Zunächst wird ein Gesamtüberblick zu allen Bakterien aus allen Proben gegeben. Dem folgen weiter unten die Einzelnachweise je Jahr und Art der Proben.

ERGEBNISSE

Tabelle 7: Qualitative und quantitative Übersicht zu den nachgewiesenen Bakterien in den den untersuchten Einzelkot- und Kloakentupferproben im gesamten Untersuchungszeitraum

Bakterien	Zahl der Proben		
	Untersucht	Positiv	Anzahl [%] positiv
Grampositive Bakterien			
<i>Enterococcus</i> spp.	300	96	32,0
<i>Staphylococcus</i> spp.	300	17	5,7
<i>Aerococcus</i> spp.	300	12	4,0
<i>Leuconostoc</i> spp.	300	5	1,7
<i>Streptococcus</i> spp.	300	4	1,3
<i>Lactobacillus</i> spp.	300	2	0,7
<i>Gemella haemolans</i>	300	2	0,7
<i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>cremoris</i>	300	2	0,7
<i>Globicatella sanguinis</i>	300	2	0,7
Gramnegative Bakterien			
<i>Proteus</i> spp.	300	267	89,0
<i>Escherichia</i> spp.	300	114	38,0
<i>Salmonella</i> Typhimurium	262	38	14,5
<i>Klebsiella</i> spp.	300	14	4,7
<i>Pantoea</i> spp.	300	10	3,3
<i>Morganella</i> spp.	300	7	2,3
<i>Citrobacter</i> spp.	300	6	2,0
<i>Providencia</i> spp.	300	7	2,3
<i>Serratia</i> spp.	300	5	1,7
<i>Enterobacter</i> spp.	300	3	1,0
<i>Pseudomonas</i> spp.	300	3	1,0
<i>Aeromonas</i> spp.	300	2	0,7
<i>Clostridium</i> spp	300	2	0,7
<i>Raoultella</i> spp.	300	2	0,7
<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	300	1	0,3
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	300	1	0,3
Gramlabile Bakterien			
<i>Bacillus</i> spp.	300	66	22,0

ERGEBNISSE

Tabelle 8: Übersicht der Anteile positiv und negativ befundeter Vögel je Bakterium im gesamten Untersuchungszeitraum

Bakterien	2007 (19 untersuchte Vögel)		2008 (12 untersuchte Vögel)		gesamt (31 untersuchte Vögel)	
	positiv	negativ	positiv	negativ	positiv	negativ
Grampositive Bakterien						
<i>Enterococcus</i> spp.	17	2	2	10	29	2
<i>Staphylococcus</i> spp.	10	9	2	10	12	19
<i>Aerococcus</i> spp.	7	12	2	10	9	22
<i>Leuconostoc</i> spp.	2	17	1	11	3	28
<i>Streptococcus</i> spp.	1	18	1	11	2	29
<i>Lactobacillus</i> spp.	1	18	0	12	1	30
<i>Gemella haemolans</i>	1	18	1	11	2	29
<i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>cremoris</i>	0	19	2	10	2	29
<i>Globicatella sanguinis</i>	1	18	0	12	1	30
Gramnegative Bakterien						
<i>Proteus</i> spp.	19	9	12	0	31	0
<i>Escherichia</i> spp.	19	0	10	2	29	2
<i>Salmonella</i> Typhimurium	8	11	12	0	20	11
<i>Klebsiella</i> spp.	10	9	1	11	11	20
<i>Pantoea</i> spp.	5	14	3	9	8	23
<i>Morganella</i> spp.	5	14	0	12	5	26
<i>Citrobacter</i> spp.	3	16	2	10	5	26
<i>Providencia</i> spp.	5	14	0	12	5	26
<i>Serratia</i> spp.	4	15	1	11	5	26
<i>Enterobacter</i> spp.	3	16	1	11	4	27
<i>Pseudomonas</i> spp.	2	17	1	11	3	28
<i>Aeromonas</i> spp.	2	17	0	12	2	29
<i>Clostridium</i> spp.	2	17	0	12	2	29
<i>Raoultella</i> spp.	1	18	1	11	2	29
<i>Yersinia</i> <i>pseudotuberculosis</i>	1	18	0	12	1	30
<i>Plesiomonas</i> <i>shigelloides</i>	1	18	0	12	1	30
Gramlabile Bakterien						
<i>Bacillus</i> spp.	15	4	5	7	20	11

Anmerkung: Da von Waldrapp „Veilchen“ (Nr. 20) aus dem Jahr 2007, wegen seines frühen Todes lediglich Organproben aber keine Kot- oder Tupferproben bakteriologisch ausgewertet wurden, wurde er bei der Erstellung dieser Tabelle nicht berücksichtigt und die Zahl der Vögel mit 19 beziffert.

ERGEBNISSE

Tabelle 9: Übersicht zu den bakteriologischen Untersuchungsbefunden aus dem Jahre 2007 (Kloakentupfer- und Einzelkotproben einzeln aufgeführt)

Bakterien	Kotproben			Tupferproben		
	Untersucht	positiv	%-positiv	Untersucht	positiv	%-positiv
Grampositive Bakterien						
<i>Enterococcus</i> spp.	160	48	30,0	38	20	52,6
<i>Staphylococcus</i> spp.	160	4	2,5	38	9	23,7
<i>Aerococcus</i> spp.	160	4	2,5	38	6	15,8
<i>Leuconostoc</i> spp.	160	2	1,3	38	1	2,6
<i>Streptococcus</i> spp.	160	1	--	38	1	2,6
<i>Lactobacillus</i> spp.	160	1	0,6	38	1	2,6
<i>Gemella haemolans</i>	160	0	--	38	1	2,6
<i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>cremoris</i>	160	0	--	38	0	--
<i>Globicatella sanguinis</i>	160	1	0,6	38	1	2,6
Gramnegative Bakterien						
<i>Proteus</i> spp.	160	145	90,6	38	21	55,3
<i>Escherichia</i> spp.	160	69	43,1	38	25	65,8
<i>Salmonella</i> Typhimurium	160	7	4,4	38	2	5,7
<i>Morganella</i> spp.	160	7	4,4	38	0	--
<i>Klebsiella</i> spp.	160	6	3,8	38	6	15,8
<i>Pantoea</i> spp.	160	0	--	38	7	18,4
<i>Providencia</i> spp.	160	7	4,4	38	0	--
<i>Citrobacter</i> spp.	160	3	1,9	38	0	--
<i>Serratia</i> spp.	160	4	2,5	38	0	--
<i>Enterobacter</i> spp.	160	3	1,9	38	0	--
<i>Pseudomonas</i> spp.	160	1	0,6	38	1	2,6
<i>Aeromonas</i> spp.	160	1	0,6	38	1	2,6
<i>Clostridium</i> spp.	160	2	1,3	38	0	--
<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	160	1	0,6	38	0	--
<i>Raoultella</i> spp.	160	1	0,6	38	0	--
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	160	1	0,6	38	0	--
Gramlabile Bakterien						
<i>Bacillus</i> spp.	160	29	18,1	38	17	44,7

ERGEBNISSE

Tabelle 10: Zusammenfassende Übersicht zu den bakteriologischen Untersuchungsbefunden aus dem Jahre 2007 (Kloakentupfer- und Kotproben)

Bakterien	Zahl der Proben		
	Untersucht	Positiv	% positiv
Grampositive Bakterien			
<i>Enterococcus</i> spp.	198	68	34,3
<i>Staphylococcus</i> spp.	198	13	6,6
<i>Aerococcus</i> spp.	198	10	5,1
<i>Leuconostoc</i> spp.	198	3	1,5
<i>Streptococcus</i> spp.	198	2	1,0
<i>Lactobacillus</i> spp.	198	2	1,0
<i>Gemella haemolans</i>	198	1	0,5
<i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>cremoris</i>	198	0	--
<i>Globicatella sanguinis</i>	198	2	1,0
Gramnegative Bakterien			
<i>Proteus</i> spp.	198	166	83,8
<i>Escherichia</i> spp.	198	94	47,5
<i>Salmonella</i> Typhimurium	160	9	5,6
<i>Morganella</i> spp.	198	7	3,5
<i>Klebsiella</i> spp.	198	12	6,1
<i>Pantoea</i> spp.	198	7	3,5
<i>Providencia</i> spp.	198	7	3,5
<i>Citrobacter</i> spp.	198	3	1,5
<i>Serratia</i> spp.	198	4	2,0
<i>Enterobacter</i> spp.	198	3	1,5
<i>Pseudomonas</i> spp.	198	2	1,0
<i>Aeromonas</i> spp.	198	2	1,0
<i>Clostridium</i> spp.	198	2	1,0
<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	198	1	0,5
<i>Raoultella</i> spp.	198	1	0,5
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	198	1	0,5
Gramlabile Bakterien			
<i>Bacillus</i> spp.	198	56	28,3

ERGEBNISSE

Tabelle 11: Übersicht zu den bakteriologischen Untersuchungsbefunden aus dem Jahre 2008

Bakterien	Zahl der Proben		
	Untersucht	Positiv	% positiv
Grampositive Bakterien			
<i>Enterococcus</i> spp.	102	28	27,5
<i>Staphylococcus</i> spp.	102	4	3,9
<i>Aerococcus</i> spp.	102	2	2,0
<i>Leuconostoc</i> spp.	102	2	2,0
<i>Streptococcus</i> spp.	102	2	2,0
<i>Lactobacillus</i> spp.	102	0	--
<i>Gemella haemolans</i>	102	1	1,0
<i>Lactococcus lactis</i> ssp. <i>cremoris</i>	102	2	2,0
<i>Globicatella sanguinis</i>	102	0	--
Gramnegative Bakterien			
<i>Proteus</i> spp.	102	101	99,0
<i>Escherichia</i> spp.	102	20	19,6
<i>Salmonella</i> Typhimurium	102	29	28,4
<i>Morganella</i> spp.	102	0	--
<i>Klebsiella</i> spp.	102	2	2,0
<i>Pantoea</i> spp.	102	3	2,9
<i>Providencia</i> spp.	102	0	--
<i>Citrobacter</i> spp.	102	3	2,9
<i>Serratia</i> spp.	102	1	1,0
<i>Enterobacter</i> spp.	102	0	--
<i>Pseudomonas</i> spp.	102	1	1,0
<i>Aeromonas</i> spp.	102	0	--
<i>Clostridium</i> spp.	102	0	--
<i>Yersinia</i> spp.	102	0	--
<i>Raoultella</i> spp.	102	1	1,0
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	102	0	--
Gramlabile Bakterien			
<i>Bacillus</i> spp.	102	10	9,8

Grampositive Bakterien (2007 und 2008) in Einzelkot- und Kloakentupferproben

In 96 von 300 (32,0 %) der insgesamt bakteriologisch untersuchten Einzelkot- und Tupferproben wurden grampositive Bakterien der Gattung *Enterococcus* kulturell nachgewiesen. Darunter befanden sich *Enterococcus faecalis* (n=18), *Enterococcus avium* (n=5), *Enterococcus faecium* (n=1) und weitere nicht näher bestimmte *Enterococcus* spp. (n=72).

Bakterien der Gattung *Staphylococcus* konnten in 17 von 300 (5,7 %) der untersuchten Proben nachgewiesen werden. Darunter war *Staphylococcus aureus* (n=3), *Staphylococcus xylosus* (n=3), *Staphylococcus lentus* (n=4),

ERGEBNISSE

Staphylococcus simulans (n=1), *Staphylococcus hominis* (n=1) und nicht näher bestimmte *Staphylococcus* sp. (n=5)

Außerdem wurden aus 12 von 300 (4,0 %) der Proben Bakterien der Gattung *Aerococcus* isoliert. Darunter waren Isolate von *Aerococcus viridans* 1 (n=9) und *Aerococcus viridans* 2 (n=3).

Leuconostoc spp. wurde in 5 von 300 (1,7 %) der Proben nachgewiesen, *Streptococcus* spp. in 4 (1,3 %) der 300 Proben. *Lactobacillus* spp., *Gemella haemolans* und *Lactococcus lactis* ssp. *cremoris* wurden aus jeweils 2 von 300 (0,7 %) der Proben isoliert und *Globicatella sanguinis* aus 2 von 300 (0,7 %).

Gramnegative Bakterien (2007 und 2008) in Einzelkot- und Tupferproben

In 267 von 300 (89,0 %) der untersuchten Kot- und Tupferproben wurde *Proteus* spp. nachgewiesen.

114 von 300 (38,0 %) der untersuchten Proben enthielten gramnegative Bakterien der Gattung *Escherichia*. Es handelte sich um Isolate von *Escherichia coli* (n=113) und *Escherichia fergusonii* (n=1).

In 38 von 262 (14,5 %) der Kotproben wurde mittels PCR *Salmonella* spp. nachgewiesen. Alle detektierten Salmonellen wurden aus den betreffenden Rückstellproben reisoliert und am Bundesinstitut für Risikobewertung (BfR) als *Salmonella* Typhimurium (Serovar 1,4,5,12:i:1,2) identifiziert. In einem Fall gelang parallel zum positiven PCR-Befund die direkte Anzucht von *Salmonella* sp. auf Columbia-Blut-Agar. Auch dieses Isolat wurde am BfR als *Salmonella* Typhimurium (Serovar 1,4,5,12:i:1,2) identifiziert.

Bakterien der Gattung *Klebsiella* wurden aus 14 von 300 (4,7 %) der untersuchten Proben isoliert, darunter Isolate von *Klebsiella oxytoca* (n=8), *Klebsiella pneumoniae* ssp. *pneumoniae* (n=4) sowie *Klebsiella pneumoniae* ssp. *ozaene* (n=1) und eine nicht näher bestimmte *Klebsiella* sp. (n=1).

Die Gattung *Pantoea* wurde in 10 von 300 (3,3 %) der untersuchten Proben kulturell nachgewiesen, darunter waren Isolate von *Pantoea* spp. 1 (n=6) und *Pantoea* spp. 4 (n=4).

In 7 von 300 (2,3 %) der untersuchten Proben wurde *Morganella morganii* kulturell nachgewiesen.

In ebenfalls 7 von 300 (2,3 %) der Proben wurden Bakterien der Gattung

ERGEBNISSE

Providencia nachgewiesen, darunter waren Isolate von *Providencia rettgeri* (n=4) und *Providencia alcalifaciens* (n=3).

Bakterien der Gattung *Citrobacter* wurden aus 6 von 300 (2,0 %) der Proben isoliert, darunter waren *Citrobacter freundii* und *Citrobacter freundii*-group.

In 5 von 300 (1,7 %) der Proben wurde die Gattung *Serratia* nachgewiesen. Es fanden sich Isolate von *Serratia orodifera* (n=2), *Serratia ficaria* (n=1) und *Serratia plymuthica* (n=2).

In ebenfalls 5 von 300 (1,7 %) der Proben wurden Bakterien der Gattung *Enterobacter* nachgewiesen. Es handelt sich um Isolate von *Enterobacter aerogenes* (n=4) und *Enterobacter cloacae* (n=1).

Aus 3 von 300 (1,0 %) der Proben wurden Bakterien der Gattung *Pseudomonas* isoliert, darunter *Acinetobacter/ Pseudomonas* sp. (n=2) und *Pseudomonas alcalifaciens* (n=1).

Keime der Gattung *Aeromonas* wurden aus 2 von 300 (0,7 %) der kulturell untersuchten Proben isoliert. Es wurden jeweils einmal *Aeromonas hydrophila/ caviae* und *Aeromonas sobria* nachgewiesen.

In 2 von 300 (0,7 %) der untersuchten Proben wurden nicht näher bestimmte Isolate von *Clostridium* spp. nachgewiesen.

2 (0,7 %) der Proben enthielten Bakterien der Gattung *Raoultella*. Es wurden jeweils einmal *Raoultella ornitholytica* und *Raoultella terrigena* isoliert.

In jeweils einer von 300 (0,3 %) der untersuchten Kot- und Tupferproben wurden *Yersinia pseudotuberculosis* und *Plesiomonas shigelloides* nachgewiesen.

Gramlabile Bakterien (2007 und 2008) in Einzelkot- und Tupferproben

In 66 von 300 (22,0 %) der bakteriologisch untersuchten Kotproben wurden nicht näher bestimmte Bakterien der Gattung *Bacillus* nachgewiesen.

Obligat intrazelluläre Bakterien

Chlamydia psittaci

Alle 38 Tupferproben wurden im Landesbetrieb Hessisches Landeslabor in Gießen (LHL) mittels PCR untersucht. In keinem Fall konnte Chlamydien-DNA nachgewiesen werden.

4.5 Mykologische Befunde

Zunächst wird ein Gesamtüberblick zu allen mykologischen Befunden aus allen Proben gegeben. Dem folgen weiter unten die Einzelnachweise je Jahr und Art der Proben.

(siehe auch Anhang, Tabellen 22-41)

Tabelle 12: Übersicht zu den mykologischen Befunden im gesamten Untersuchungszeitraum

Pilze	Zahl der Proben		
	Untersucht	Positiv	Anteil [%] positiv
Hefen			
<i>Candida</i> spp.	300	14	3,5
Schimmelpilze			
<i>Aspergillus</i> spp.	300	6	2,0
<i>Mucor</i> spp.	300	3	1,0

Tabelle 13: Übersicht der Anteile positiv und negativ befundeter Vögel je Pilzgattung

Pilz	2007 (19 untersuchte Vögel)		2008 (12 untersuchte Vögel)		gesamt (31 untersuchte Vögel)	
	positiv	negativ	positiv	negativ	positiv	negativ
<i>Aspergillus</i> spp.	1	18	3	9	4	27
<i>Candida</i> spp.	6	13	2	10	8	23
<i>Mucor</i> spp.	3	16	0	12	3	28

Anmerkung: Da von Waldrapp „Veilchen“ (Nr. 20) aus dem Jahr 2007, wegen seines frühen Todes lediglich Organproben aber keine Kot- oder Tupferproben bakteriologisch ausgewertet wurden, wurde er bei der Erstellung dieser Tabelle nicht berücksichtigt und die Zahl der Vögel mit 19 beziffert.

Tabelle 14: Übersicht zu den mykologischen Untersuchungsbefunden im Jahre 2007

Pilze	Zahl der Proben		
	Untersucht	Positiv	Anteil [%] positiv
Hefen			
<i>Candida</i> spp.	198	12	6,1
Schimmelpilze			
<i>Aspergillus</i> spp.	198	2	1,0
<i>Mucor</i> spp.	198	3	1,5

Tabelle 15: Übersicht zu den mykologischen Untersuchungsbefunden im Jahre 2008

Pilze	Zahl der Proben		
	Untersucht	Positiv	Anteil [%] positiv
Hefen			
<i>Candida</i> spp.	102	2	2,0
Schimmelpilze			
<i>Aspergillus</i> spp.	102	4	3,9
<i>Mucor</i> spp.	102	0	--

Hefen (2007 und 2008) in Einzelkot- und Tupferproben

In 14 von 300 (3,5 %) der mykologisch untersuchten Proben wurden Hefen der Gattung *Candida* nachgewiesen, darunter sind Isolate von *Candida krusei* (n=5), *Candida albicans* (n=1), *Candida dubliensis* (n=2), *Candida tropicalis* (n=1) und nicht näher bestimmte Vertreter von *Candida* spp. (n=5).

Schimmelpilze (2007 und 2008) In Einzelkot- und Tupferproben

Außerdem wurden in 6 von 300 (2,0 %) der Proben Schimmelpilze der Gattung *Aspergillus* isoliert. Es handelt sich hierbei um Isolate von *Aspergillus fumigatus* (n=4) und weiteren nicht näher bestimmten *Aspergillus*-Arten (n=2). Aus 3 von 300 (1,0 %) der Proben wurden Schimmelpilze der Gattung *Mucor* isoliert.

4.6 Virologische Befunde

Die virologische Untersuchung verlief bei allen 38 Tupferproben negativ. Auch aus den Organproben des seziierten Waldrapps „Veilchen“ gelang kein Virusnachweis.

4.7 Serologische Befunde

Paramyxovirus Typ 1 (PMV-1)

Es konnten mittels HAH-Test keine Antikörper gegen PMV-1 nachgewiesen werden. Alle untersuchten 41 Blutplasmaproben erbrachten im HAH-Test Titer unter 1 : 4.

Influenza A-Virus

Es konnten mittels Hämagglutinationshemmungs-Test (HAH-Test) keine Antikörper gegen Influenza A-Virus, A/turkey/Ontario/7732/1966 (H5N9) und auch nicht gegen das Influenza A-Virus, A/carduelis/Germany/Coca/1979 (H7N7) nachgewiesen werden. Alle untersuchten 38 Blutplasmaproben erbrachten im HAH-Test Titer unter 1 : 4.

Salmonella Typhimurium

Alle untersuchten 38 Blutplasmaproben erbrachten in der Objektträger-schnellagglutination mit dem *Salmonella* Typhimurium-OH-Testantigen (1,4,5,12:i:1,2) keine spezifische Reaktion.

4.8 Befunde bei der Sektion

Es wurde nur ein euthanasiertes Waldrappküken im Alter von 20 Tagen zur Sektion eingesandt. Weitere Todesfälle wurden nicht mitgeteilt.

Das jüngste Tier der Aufzuchtgruppe 2007, „Veilchen“, wurde am 15.06.2007 im Alter von 20 Tagen krankheitsbedingt euthanasiert. Nach Aussage der Betreuer war „Veilchen“ im Verlauf einiger Tage zunehmend schwächer geworden und war am Tage der Euthanasie nicht mehr in der Lage aufzustehen. Die Betreuer vermuteten eine Verletzung der Hintergliedmaßen, evtl. durch Ausgrätschen im Nest. Über das verwendete Tötungsmittel liegen keine Informationen vor. „Veilchen“ lag am 04.09.2007 in der Sektionshalle der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sektion vor. Der Tierkörper war am Tage der Euthanasie tiefgefroren worden, wurde ebenso nach Gießen transportiert und dann am Tag vor der Sektion aufgetaut.

Bei der äußeren Besichtigung befand sich das Gefieder am Übergang vom Pullumstadium zum juvenilen Gefieder. Die Kloakenregion war leicht kotverschmiert. Das rechte Kniegelenk zeigte eine abnorme Beweglichkeit. Die innere Besichtigung zeigte einen guten, dem Alter entsprechenden Ernährungszustand und eine mittelgradige Leberschwellung. Am rechten Knie konnten keinerlei Anzeichen einer traumatisch bedingten Veränderung, wie Einblutungen oder Zusammenhangstrennungen, festgestellt werden. Sowohl

ERGEBNISSE

die Kollateralbänder als auch das Patellarband waren in ihrer Länge abnorm gedehnt und lagen nicht mehr am Gelenk an, was zu einer Instabilität des Kniegelenks führte. Im Muskelmagen befand sich eine sehr dichte Anschoppung von Haaren, vermutlichen tierischen Ursprungs. Diese füllten das Innere des mittelgradig dilatierten Organs vollständig aus.

Morphometrische Analyse des Tierkörpers

Das Gesamtgewicht des Tierkörpers betrug am Tag der Sektion 516,2 g. Die Gesamtkörperlänge (von der Schnabelspitze bis zum Ende der Schwanzfedern) betrug 32 cm.

Organgewichte:

Herz	7,3 g
Lunge	4,2 g
Thymus	0,2 g
Leber	28,5 g
Niere	5,3 g
Milz	0,7 g

Maße der Extremitäten:

Der Schnabel war 5,5 cm lang. Der Unterarm maß vom Ellbogengelenk bis zur Flügelspitze 7,5 cm. Der Oberarm maß vom Schulter- bis zum Ellbogengelenk 8,0 cm. Der Oberschenkel war vom Hüft- bis zum Kniegelenk 5,0 cm lang, der Unterschenkel, genauer, der Tibiotarsus hatte eine Länge von 8,5 cm und der Tarsometatarsus eine Länge von 5,0 cm.

Die parasitologische Untersuchung des Gefieders und des Darminhalts verlief negativ.

Bei der virologischen Untersuchung der Organe konnte kein zytopathisches Virus in HEF-Kulturen isoliert werden.

Bei der bakteriologischen Untersuchung der Organe ergaben sich folgende Befunde:

ERGEBNISSE

Herz: *Staphylococcus sciuri*
Streptococcus spp.

Leber: *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2)
Staphylococcus sciuri

Niere: *Escherichia coli*
Staphylococcus sciuri
Streptococcus spp.

Milz: *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2)

Todesursächlich war eine Euthanasie.

In der Sektion wurde bei „Veilchen“ ein hochgradiger Trichobezoar im Muskelmagen festgestellt. Es muss davon ausgegangen werden, dass dadurch die Passage des Futters während des Verdauungsvorgangs vollkommen zum Erliegen kam und dies die Ursache für die schnell voranschreitende Verschlechterung des Allgemeinzustandes des Nestlings war. Außerdem wurden *Salmonella* Typhimurium aus Leber und Milz isoliert, *Staphylococcus sciuri* aus Herz, Leber und Niere, *Escherichia coli* aus der Niere und *Streptococcus* sp. aus dem Herz.



Abbildung 8: Übersichtsaufnahme des euthanasierten Waldrapps (Alter: 20 Tage). (Quelle: eigene Aufnahme)

ERGEBNISSE

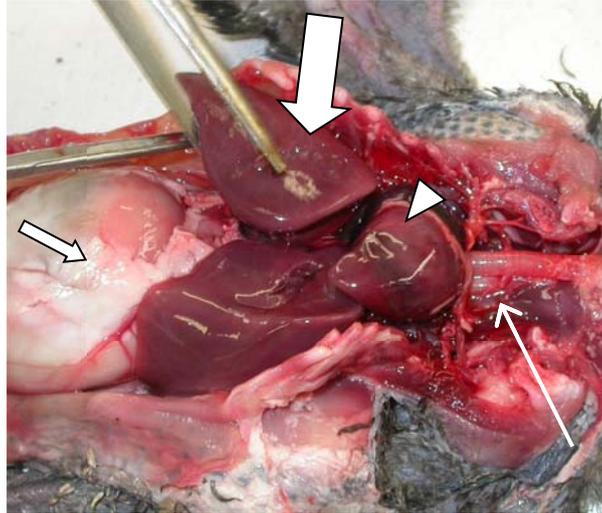


Abbildung 9: Situs nach Eröffnung der Leibeshöhle. Geschwollene Leber (dicker Pfeil), hochgradig erweiterter Muskelmagen (kleiner Pfeil), Herz (Pfeilspitze), Thymus (dünner Pfeil). (Quelle: eigene Aufnahme)



Abbildung 10: Muskelmagen nach dessen Eröffnung. Der Mageninhalt besteht fast ausschließlich aus fest zusammengepressten Haaren. (Quelle: eigene Aufnahme)

5 DISKUSSION

5.1 Grundsätzliches zum EU-Erhaltungszuchtprogramm

Der Rückgang der wildlebenden Populationen des Waldrapp in Europa und Nordafrika in den letzten Jahrhunderten wird generell auf mehrere Ursachen zurückgeführt. Hierzu zählen nachhaltige Verfolgung durch Bejagung, weil junge Waldrappe gemäß einer Mitteilung des Alpenzoos Innsbruck als eine besondere Delikatesse galten², nachhaltige Störungen an den Brut- und Aufzuchtplätzen durch Jäger, Fotografen u. a. sowie durch den – in früheren Jahren umfassenden – Einsatz von Insektiziden wie z. B. DDT (HIRSCH, 1979). Das Spektrum der natürlichen Nahrungsquellen, die adäquaten Nistmöglichkeiten und die erforderlichen klimatischen Bedingungen des Waldrapps blieben bis heute jedoch weitgehend erhalten. Deshalb kann grundsätzlich erwartet werden, dass eine Wiederansiedlung des Waldrapps erfolgreich sein kann (THALER et al., 1992).

In menschlicher Obhut aufgezogene Waldrappe, die von in Gehegen lebenden Zuchttieren stammen, müssen sowohl das Feinderkennungs- und Meidungsverhalten beherrschen und selbständig ausführen können. Wichtig für ein Bestehen in den beiden naturgegebenen Habitaten – Zentral-Europa und Toskana, Italien – muss die Kenntnis der Flugroute aus Zentral- nach Südeuropa vorhanden sein (THALER et al., 1992), um sich in der Natur zurechtfinden zu können. Derzeit laufen Versuche mit der Führung der Jungvögel durch ein Ultraleichtflugzeug, die fortzusetzen und – je nach Erfahrungen der Piloten – zu optimieren sind.

Einige der ausgewilderten Waldrappe haben inzwischen erfolgreich in der Nähe ihres Aufzuchtsorts in Burghausen (Österreich) gebrütet. In den Jahren 2007 und 2008 schlüpfen dort insgesamt fünf Jungtiere von zwei verschiedenen Elternpaaren, von denen allerdings nur zwei das erste Lebensjahr überlebt haben.

Insgesamt hat das Waldrappteams in den Jahren 2004 bis 2009 56 junge Waldrappe aufgezogen, von denen 46 ausgewildert wurden. Ein Nestling starb noch während der Handaufzucht, sieben wurden wegen anhaltender

² www.alpenzoo.at/tiere/waldrapp

DISKUSSION

Leistungsschwächen während der Migration gefangen und in zoologische Einrichtungen verbracht. Zwei weitere starben aufgrund von Unfällen während der Migration (BÖHM, persönliche Mitteilung). Bis einschließlich September 2009 sind 28 der insgesamt 46 ausgewilderten Waldraupe zu Tode gekommen. Seit Oktober 2009 werden weitere 15 Vögel vermisst, deren Überleben und Verbleib derzeit noch unklar ist (BELZ, persönliche Mitteilung). Es muss also von einer derzeitigen Populationsgröße von fünf bis 20 freilebenden, europäischen Waldraupen ausgegangen werden. Um die Aufenthaltsorte der Vögel, die sich überwiegend in Italien, Deutschland und Österreich aufzuhalten scheinen, zu verfolgen ist das Waldraupenteam auf Sichtmeldungen aus der Bevölkerung angewiesen.

Das EU-Erhaltungszuchtprogramm, das vom Waldraupenteam gesteuert und betrieben wird, liefert den Beweis, dass eine erfolgreiche Wiederansiedlung des Waldraups in Europa möglich ist, und dass zukünftig eine selbständige und längerfristig stabile Waldraupenpopulation aufgebaut werden kann.

Da die bisher ausgewilderten Waldraupe tatsächlich selbständig und weitgehend unabhängig vom Einfluss des Menschen überleben können, die trainierten und dadurch erlernten Zugrouten benutzen und auch erfolgreich brüten, scheint der endgültige Beweis für die grundsätzliche Möglichkeit einer Wiederansiedlung erbracht zu sein. Auch die Umstellung von der Aufzuchtnahrung auf die durch selbständige Futtersuche erworbenes Futter scheint relativ unproblematisch verlaufen zu sein, wie die relativ geringen konditionell bedingten Ausfallraten während der Migration zeigen.

Auf den zweiten Blick lassen die hohen Verlustraten bei den Jungvögeln jedoch vermuten, dass die handaufgezogenen Waldraupe vor allem kurz nach ihrer Auswilderung ein unzureichendes Feindvermeidungsverhalten, insbesondere gegenüber Menschen, zeigen. Bei den 19 Vögeln, die Ende September 2009 als vermisst galten, handelte es sich bei 11 (58 %) um Jungtiere im ersten Lebensjahr. 5 von weiteren 8 (56 %) Waldraupen, die tot gefunden und deren Todesursachen gesichert sind, starben infolge von Schussverletzungen (BELZ, persönliche Mitteilung). Ein unzureichendes Vermeidungsverhalten gegenüber Menschen mag vor allem durch den engen Kontakt zu den Zieheltern, aber auch durch häufigen Kontakt zu weiteren Mitarbeitern des Projektes sowie im Rahmen der Öffentlichkeitsarbeit des

DISKUSSION

Waldrappteams zu Besuchern, Journalisten und weiteren Personen verursacht werden. Auch Feindvermeidungsverhalten gegenüber Predatoren und anderen natürlichen Feinden können die Waldrappe vor ihrer Auswilderung nicht erlernen.

Von der tatsächlichen Etablierung einer stabilen Population scheint das Waldrappteam bei der bisher erreichten Populationsgröße von unter 20 frei lebenden Vögeln noch weit entfernt zu sein.

Die begrenzte Anzahl von zoologischen Einrichtungen, auf die das Waldrappteam zurückgreifen kann, um eine ausreichend große Anzahl Nestlinge für die Handaufzucht zu erhalten sowie die begrenzte Anzahl von dort gehaltenen Elterntieren führen zu engen verwandtschaftlichen Verhältnissen der ausgewilderten Vögel untereinander. So sind von den in beiden Untersuchungsjahren insgesamt 34 Waldrappnestlingen, die ursprünglich ausgewildert werden sollten, 17 Vögel Vollgeschwister eines oder mehrerer anderer Waldrappe der beiden Gruppen. 15 dieser Vögel sind wiederum zusätzlich eng verwandt mit weiteren Gruppenmitgliedern, sind z. B. Halbgeschwister anderer Waldrappe einer der beiden Gruppen oder Vollgeschwister von deren Elterntieren. Da vom Verein Waldrapp Initiative Waidhofen und dem Zoo Schönbrunn in Wien keine Angaben zu den verwandtschaftlichen Verhältnissen der Elterntiere und deren Nachzuchten vorgelegt wurden und diese auch keine Informationen für das Europäische Zuchtbuch (BOEHM, persönliche Mitteilung) zur Verfügung stellen, ist bei insgesamt 13 der 34 Waldrappe der Grad der Verwandtschaft untereinander und mit den übrigen Waldrappen der beiden Aufzuchtgruppen nicht bestimmbar. Lediglich 4 der Vögel sind nach den Eintragungen im Europäischen Zuchtbuch innerhalb der letzten beiden Generationen nicht direkt mit den übrigen Waldrappen der beiden Aufzuchtgruppen verwandt.

Nach FRANKHAM et al. (2003) wird die Überlebenswahrscheinlichkeit von kleinen Populationen wildlebender Tiere vor allem durch zufällige stochastische Faktoren beeinflusst: Diese sind demografische Faktoren wie etwa Geburt-Todesraten und die Geschlechterverteilung, die sich natürlicherweise verändern, und die bei sehr kleinen Tiergruppen den letzten Auslöser des Erlöschens der Population darstellen können. Von den 34 von mir untersuchten Waldrappen waren 13 weiblichen und 18 männlichen

DISKUSSION

Geschlechts, bei drei der Jungtiere blieb das Geschlecht unbekannt.

Außerdem spielen Umweltfaktoren wie das Klima oder das Vorkommen von Fressfeinden eine große Rolle. Ein dritter Faktor sind nach FRANKHAM et al. (2003) Katastrophen, wie Stürme, Feuer oder Krankheitsepidemien. Die vierte wichtige Gruppe stochastischer Faktoren ist die der genetischen Verwandtschaft. In kleinen Populationen kommt es oft zum Verlust von genetischer Variation und der Anhäufung von neuen Deletionsmutationen im Genom. Durch das in kleinen Populationen außerdem nicht vermeidbare Auftreten von Paarungen von engverwandten Tieren kommt es zusätzlich zu einer Inzuchtdepression. Nach FRANKHAM et al. (2003) verstärken sich die genannten Faktoren bei gleichzeitigem Auftreten gegenseitig.

GRIMM und STORCH (2000) erarbeiteten in ihren Untersuchungen die Mindestgröße einer überlebensfähigen Population des Auerhahns (*Tetrao urogallus*) in einem definierten Lebensraum. Sie errechneten dabei anhand von Parametern wie Größe der Gelege, Schlupfrate, Nestlingsterblichkeit, Mortalität der Jungtiere bis zur Geschlechtsreife mit einem Jahr, dem Wachstum der Population, einer maximal möglichen Populationsgröße für den vorgesehenen Lebensraum und einiger weiterer Faktoren eine minimale Anfangsgröße der Population bei Auswilderung von 240 Vögeln und eine maximal mögliche Populationsgröße von 500 Vögeln im vorgesehenen Lebensraum, um die Wahrscheinlichkeit des Erlöschens der Population innerhalb von 100 Jahren rechnerisch auf 1 % zu senken. Bei einer maximal möglichen Populationsgröße innerhalb des vorgegebenen Lebensraums von 250 Vögeln steigt die Wahrscheinlichkeit des Erlöschens der Population auf 5 %, bei einer maximalen Populationsgröße von 100 Vögeln auf 35 % (GRIMM und STORCH, 2000).

Im Gegensatz zum Auerhahn, der in diesem stochastischen Modell bemüht wurde, kann der Waldrapp nicht mit einem Jahr, sondern erst im dritten Lebensjahr erste Nachzuchten produzieren. Deshalb ist beim Waldrapp von größeren Anfangspopulationen und einem Lebensraum, der eine größere maximale Populationsgröße zulässt, auszugehen, um auf ähnliche rechnerische Überlebenswahrscheinlichkeiten der Population zu kommen.

Ob der Aufbau einer selbstständigen und vor allem langfristig stabilen Waldrapppopulation in Europa gelingt, ist unter den gegebenen Umständen

fraglich. Bemerkenswert erscheint mir, dass im Rahmen des von mir verfolgten Projekts nur eine relativ kleine Zahl von Zuchttieren und Jungvögeln beteiligt ist. Dies verblüfft umso mehr, wenn man aus einer Mitteilung des Alpenzoos Innsbruck³ weiß, dass derzeit etwa 1.000 Wald-
rappe in 70 Zoos leben, sich aber am Erhaltungszuchtprogramm bisher nicht beteiligten.

5.2 Kontinuierliche veterinärmedizinische Überwachung

Die gesundheitliche Überwachung der Wald-
rappe von der Aufzucht bis zur Auswilderung und die Feststellung eventueller pathogener Erreger waren die zentralen Ansätze dieser Arbeit.

Das Vorhandensein von problematischen Infektionserregern und deren Auswirkungen auf die Gesundheit einschließlich Flugfähigkeit in den einzelnen Haltungen ist weitgehend unbekannt. Bakteriologische, virologische und parasitologische Untersuchungen wurden in allen relevanten Einrichtungen nur unregelmäßig und nicht gezielt bei allen Wald-
rappen durchgeführt (HAFNER, persönliche Mitteilung; WEIXELBRAUN, persönliche Mitteilung; PITHART, persönliche Mitteilung; HÜRLIMANN, persönliche Mitteilung; KOTRSCHAL, persönliche Mitteilung) (siehe hierzu auch 3.1.1.2 Informationen zu den Elterntieren). Über die Haltung, den Gesundheitszustand sowie die Produktion von Nachzuchten im Zoo Schönbrunn in Wien liegen gar keine Angaben vor. Somit darf gefolgert werden, dass für eine kontinuierliche veterinärmedizinische Überwachung noch weitere wichtige Schritte unternommen werden müssen.

Die Bedrohung durch Krankheiten spielt gerade in kleinen Populationen eine große Rolle. Nach CLEVELAND et al. (2002) können Pathogene, die eine hohe Mortalität verursachen, in kleinen Tierpopulationen, die oft in isolierten Gruppen leben, meist nicht bestehen, da solche Populationen durch die Erkrankung bereits ausgelöscht werden bevor eine Übertragung auf Artgenossen erfolgt ist. Nicht-wirtsspezifische Infektionserreger stellen hingegen im Gegensatz zu wirtsadaptierten Pathogenen eine große

³ siehe zitierte Fußnote

DISKUSSION

Bedrohung für das Fortbestehen einer Population dar, wenn sie auf einen Wirt übergehen, der einer bedrohten Tierart angehört (CLEAVELAND et al., 2002). Deshalb muss bei der Auswilderung von bedrohten Arten, insbesondere bei so kleinen Populationen wie bei den Waldrapen das „disease risk assessment“ eine große Rolle spielen.

Gerade mit den Risiken der Krankheitserregerver- bzw. -einschleppung im Zusammenhang mit der Um- und Wiederansiedlung von wildlebenden Tierpopulationen beschäftigten sich in den letzten Jahren zahlreiche Veröffentlichungen. Nach CUNNINGHAM (1995) sollte vor der Durchführung der Um- oder Wiederansiedlung einer Tierpopulation stets deren Erkrankungs- oder Infektionsrisiko (disease risk) festgestellt und Vorkehrungen zu deren Minimierung getroffen werden.

WOODFORD und ROSSITER (1993) kommen bei der Beschäftigung mit diesem Thema zu dem Schluss, dass bei solchen oft kostspieligen und aufwendigen Projekten die veterinärmedizinischen Aspekte von großer Wichtigkeit sind und führen einige Fälle inadäquaten „disease risk assessments“ auf, die zur Einführung gefährlicher Pathogene in immunologisch naive Wildbestände geführt und darüber hinaus enorme Kosten verursacht haben. Als Beispiele nennen sie die Einschleppung der Tollwut in wildlebende Stinktier- und Waschbärenbestände in West Virginia (USA) durch eine dort eingeführte Waschbärenart aus Florida und die Einschleppung der Afrikanischen Pferdepest in Spanien durch dort ausgewilderte Zebras. Gerade von Tieren, die auf Zoobestände zurückgehen, geht nach WOODFORD und ROSSITER (1993) ein besonders hohes Infektionsrisiko aus, da diese sich mit dort lokal vorkommenden, oft exotischen und aus anderen Erdteilen stammenden Erregern infizieren und dann zu asymptomatischen Trägern dieser Erreger werden können. Unter dem Stress von Transport oder Auswilderung können dann unter Umständen wieder große Erregermengen ausgeschieden werden.

BARKHOFF (1987) beschreibt die Ergebnisse von Sektionen und serologischen Untersuchungen von Uhus (*Bubo bubo*, Linnaeus 1758) aus freier Wildbahn und Gefangenschaft. Es gelang ihm bei 116 von 695 untersuchten Uhus der serologische Nachweis eines aviären Herpesvirus. Viele der von ihm untersuchten Vögel sollten im Rahmen eines

DISKUSSION

Auswilderungsprogramms in die freie Natur entlassen werden bzw. für die Zucht der auszuwildernden Jungtiere eingesetzt werden. Alle, sowohl für die Zucht als auch für die Auswilderung eingesetzten Uhus erschienen klinisch gesund. Durch die Übertragung des aviären Herpesvirus von den latent infizierten Jungtieren auf die frei lebenden Artgenossen wurde zum Teil deren gesamte Nachkommenschaft vernichtet. Erst als mittels virologischer und serologischer Untersuchungen alle Virus- und Antikörperträger von Zucht und Auswilderung ausgeschlossen werden konnten, verlief das Projekt zufrieden stellend (BARKHOFF, 1987). Seit dem gibt es in Europa wieder eine stabile, weiträumig vorhandene, sich selbst tragende und reproduktionsfähige Population des Uhu.

LEIGHTON (2002) empfiehlt den Aufbau des von ihm als „health risk assessment“ bezeichneten Risikomanagements bei Auswilderungsprojekten in mehreren Schritten. Dazu werden zunächst alle gesundheitsassoziierten sowie auch alle anders garteten Risiken für die betreffenden Tiere erfasst und bewertet und anschließend geeignete Maßnahmen zu deren Vermeidung ergriffen. Die veterinärmedizinische Betreuung solcher Projekte sollte so früh wie möglich in der Vorbereitungsphase beginnen, um schon im Vorfeld potentielle Risiken aufzudecken und zu vermeiden (WOODFORD und ROSSITER, 1993). Neben umfangreichen Untersuchungen der Tiere selbst und Quarantänemaßnahmen empfehlen WOODFORD und ROSSITER (1993) auch die Untersuchung des betreuenden Personals auf spezielle Infektionserreger, um diese als Quelle einer Ansteckung ausschließen zu können. Die auszuwildernden Tiere sollten mehrfach mittels verschiedener Untersuchungen hinsichtlich ihres allgemeinen Gesundheitszustandes sowie auf das Vorkommen spezifischer Erreger untersucht werden (WOODFORD und ROSSITER, 1993). Hierzu empfehlen die Autoren die wiederholte Durchführung klinisch hämatologischer Untersuchungen, sowie die Anfertigung von Blutaussstrichen, außerdem das wiederholte Anlegen von Bakterien-, Pilz- und Viruskulturen sowie Kotuntersuchungen auf das Vorhandensein von Parasitenstadien und die Anwendung verschiedener molekularbiologischer Techniken. Hinzu kommen mehrfache Untersuchungen zur Detektion spezifischer Antikörper (WOODFORD und ROSSITER, 1993).

5.3 Nachgewiesene relevante Krankheitserreger

Bei meinen Untersuchungen an den zur Auswilderung bestimmten Waldrappen im Projekt des Waldrappteams habe ich eine Vielzahl problematischer bakterieller Krankheitserreger, wie *Salmonella* Typhimurium, *Klebsiella pneumoniae* und *Escherichia coli* nachweisen können.

Bei *Salmonella* Typhimurium legt der eklatante Anstieg der Nachweis-häufigkeit im zweiten Untersuchungsjahr nahe, dass keine ausreichende Reinigung und Desinfektion der genutzten Anlagen zwischen den beiden Aufzuchtjahrgängen 2007 und 2008 erfolgt ist. Was auch durch meine Beobachtungen beim Besuch der Anlage bestätigt wird. Die Einhaltung strikter Hygienemaßnahmen wäre jedoch eine wichtige Maßnahme, um das Risiko der Einschleppung gefährlicher Pathogene sowie deren eventuelle Verbreitung innerhalb der Aufzuchtgruppen und spätere Eintragung in die Umwelt zu verringern.

Der Nachweis von *Klebsiella pneumoniae* ssp. *ozaenae* im Jahre 2007 zeigt einen weiteren Aspekt möglicher Übertragungswege. Nach SELBITZ (2002) kommt diese Gattung ausschließlich beim Menschen vor, was die Vermutung nahe legt, dass der betreffende Waldrapp sich während des engen körperlichen Kontaktes an einem seiner Betreuer infiziert hat. Dies zeigt erstens, dass eine Übertragung von Infektionserregern vom Menschen auf den Waldrapp im Rahmen des Projekts möglich ist und lässt zweitens wiederum befürchten, dass Zoonoseerreger wie Salmonellen, *E. coli* oder *Klebsiella pneumoniae* ssp. *pneumoniae*, die bei den Waldrappen im Verlauf der Untersuchungen häufig nachgewiesen wurden, auch auf umgekehrtem Wege auf Menschen übertragen und Erkrankungen bei ihnen auslösen könnten.

Die Untersuchungsschemata, die bisher innerhalb des Projektes zur Anwendung gekommen sind, sollten in Anlehnung an die Empfehlungen von WOODFORD und ROSSITER (2002) in Zukunft stark erweitert werden. Auch die Elterntiere sollten in die regelmäßigen parasitologischen, bakteriologischen, mykologischen, virologischen und serologischen Untersuchungen mit eingeschlossen werden. Als Konsequenz dürften dann nur noch Waldrappe ins Projekt aufgenommen werden, die durchgehend als klinisch gesund beurteilt wurden und nachweislich frei von pathogenen

Infektionserregern sind.

5.4 Waldrapp als Vektor von Krankheitserregern für andere Wildtiere

Unbedingt anzustreben ist, dass alle nachgewiesenen Erreger sowohl für die Waldralpe selbst als auch für alle anderen frei lebenden Vögel ohne jede gesundheitliche Bedeutung sind. Um diesem Ziel nahe zu kommen, ist zu fordern, dass in engmaschigen Zeiträumen untersuchte Blutproben in keinem Fall Antikörper aufweisen dürfen, deren Bildung durch Infektionen ausgelöst wurden, die zu Erkrankungen oder Tod beim Waldralpe oder anderen Tieren führen können. Analoges gilt auch für Erregernachweise, denen ein pathogenes Potenzial zuzumessen ist. Vor den ersten Trainingsflügen und erst recht während des Auswilderungsprozesses sind wiederholte, spezielle Untersuchungen von Einzelkot-, Kloakentupfer- und Blutproben mit sensitiven und spezifischen Methoden durchzuführen.

Auch Waldralpe, die Traumata erlitten haben, die eventuell zu Spätschäden führen, oder durch Verletzungen eine erhöhte Empfänglichkeit für Infektionserreger erworben haben, müssen in jedem Fall vom Training und der Auswilderung ausgeschlossen werden.

Der mir gelungene Nachweis von *Klebsiella pneumoniae*, einem vorzugsweise beim Menschen vorkommenden und zu Atemwegsstörungen führenden Bakterium, weist auf einen weiteren, sehr wichtigen Gesichtspunkt hin: Erregerausscheidende Menschen können Infektionsquelle für die Waldralpe sein. Deshalb erscheint ein turnusmäßiges mikrobiologisches Monitoring der betreuenden Personen vor und während der Projektarbeit angeraten.

Zur Vermeidung einer Persistenz von Krankheitserregern in einer bereits kontaminierten Umgebung aber auch zur wirksamen Verhütung der Erregereinschleppung und dessen Verbreitung sollten außerdem die Reinigungs- und Hygienemaßnahmen innerhalb des Projekts stark ausgedehnt werden. Alle Kontaktflächen, Geräte und Utensilien mit denen die Waldralpe, vor allem in der frühen Aufzuchtphase, Kontakt haben, müssen regelmässig gereinigt und mit wirksamen Mitteln desinfiziert werden und dementsprechend aus korrosionsbeständigen Materialien bestehen. Die Räumlichkeiten im hölzernen „Aufzuchturm“ sollten mindestens vor und nach der Aufzucht einer

jeweils neuen Waldrappgruppe gründlich gereinigt und desinfiziert werden, um eine horizontale Übertragung auf die nächstfolgende Gruppe zu verhindern.

Soweit möglich, sollte in Zukunft bei der Auswahl geeigneter Waldrappnestlinge deren Verwandtschaftsgrad zu den übrigen Waldrappen im Projekt stärker berücksichtigt werden. Zu diesem Zweck wäre die Zusammenarbeit mit zoologischen Einrichtungen, die bisher keine Nestlinge ans Projekt abgegeben haben und deren Waldrappnachkommen demnach weniger eng mit den bisher ausgewilderten Waldrappen verwandt sind, anzuraten.

Der Kontakt der Waldrappe mit Menschen, die sich ihnen stärker annähern, als es ihrer natürlichen Fluchtdistanz entsprechen würde, sollte ebenfalls auf ein Mindestmaß an betreuenden Personen reduziert werden, um die spätere Umgewöhnung der Vögel nach der Auswilderung zu erleichtern und damit ihre Überlebenschancen zu erhöhen.

5.5 Zur Qualität der Kot- und Tupferproben

Der größte Teil der insgesamt zur Untersuchung eingesandten 282 Einzelkotproben, von denen 262 bakteriologisch und mykologisch und 275 parasitologisch untersucht wurden, befand sich in festverschlossenen Gefäßen. Die darin enthaltenen Kotmengen waren meist für alle vorgesehenen Untersuchungen ausreichend. Nur bei 26,6 % (n= 76) der Einzelkotproben war die Kotmenge weniger als bohngroß und erschwerte damit die Durchführung aller Untersuchungen. Insbesondere die parasitologische Untersuchung dieser Proben wurde dadurch beeinträchtigt. In insgesamt sieben Fällen wurden die Ergebnisse der parasitologischen Untersuchung bei der Erstellung dieser Arbeit nicht berücksichtigt. Die betreffenden Proben wiesen eine so geringe Menge auf, dass ihre Untersuchung keine verlässlichen Ergebnisse liefern konnte.

1,77 % (n=5) der Probengefäße waren unzureichend verschlossen worden und hatten sich deshalb während des Transports teilweise entleert.

Da die Kotproben bis zu ihrer Untersuchung stets einige hundert Kilometer weit transportiert werden mussten, vergingen zwischen Probennahme und dem Beginn der mikrobiologischen und parasitologischen Untersuchung

zwischen einem und sieben Tagen. Dies kann in einigen Fällen dazugeführt haben, dass Bakterien „überwachsen“ wurden und daher nicht mehr nachgewiesen werden konnten.

Die Kotproben wurden in allen Fällen von den Betreuern der Vögel kurz nach dem Kotabsatz vom Boden aufgenommen. Damit muss eine mögliche Kontamination mit am Boden anhaftenden Bakterien und Pilzen bei der Beurteilung der Befunde berücksichtigt werden. Einige vereinzelte Kotproben, die von den Betreuern aus den Wassergefäßen innerhalb der Voliere genommen wurden, wurden von der Untersuchung ausgeschlossen.

Die im Rahmen dieser Arbeit untersuchten Tupferproben wurden ausnahmslos lege artis entnommen, gut verschlossen und unter dauernder Kühlung in ihren Nähr- / Transportmedien zur Untersuchung nach Gießen verbracht.

5.6 Bewertung der Erregernachweise

5.6.1 Bewertung der parasitologischen Befunde

Die nachgewiesenen Parasitenstadien (siehe hierzu Tabelle 6, sowie Anhang, Tabellen 42 bis 50) eines Zestoden, eines Askariden und eines Trematoden werden als Einzelbefunde und ohne aktuelle Bedeutung für ein Krankheitsgeschehen eingeschätzt. Weil in allen Fällen nur ein oder zumindest sehr wenige Parasitenstadien nachgewiesen wurden und diese in nachfolgenden Kotproben der betreffenden Vögel nicht erneut nachgewiesen werden konnten, sind diese wahrscheinlich als für Waldrappe nicht wirtsspezifische Parasiten zu bewerten, wobei die Infektionen im Waldrapp allem Anschein nach nicht haften und nicht oder nur begrenzt vermehrungsfähig sind.

Bei den Nachweisen von *Monocystis* spp. bzw. dessen Vermehrungsstadien, handelt es sich in Bezug auf den Waldrapp um einen Pseudoparasiten (PANTCHEV, 2007), dem keine pathogene Bedeutung zukommt.

Die nachgewiesenen beiden Formen von Kokzidien stimmen mit den von GOTTSCHALK et al. (2000) nachgewiesenen hinsichtlich Form, Farbe und Größe nicht überein. Auch ein Vergleich der Angaben von PELLERDY (1973)

mit den eigenen mikroskopischen Befunden ermöglicht keine Zuordnung zu einer der vielen bekannten Kokzidienspezies.

Da beim Auftreten von Kokzidiosen schnell die gesamte Voliere mit Oozysten kontaminiert ist und die damit einhergehenden Reinfektionen den Infektionsdruck massiv erhöhen (KUMMERFELD, 2006), ist schon bei einem geringgradigen Befall mit wirtsspezifischen Kokzidienarten mit einer schnellen Ausbreitung innerhalb der Population zu rechnen. Gerade Jungvögel sind für klinisch apparente Krankheitsverläufe nach einer Infektion mit sporulierten Kokzidienoozysten besonders anfällig (KUMMERFELD, 2006).

Die in dieser Arbeit untersuchten Vögel waren zum Zeitpunkt des Nachweises der Kokzidien beider Formen in sechs von zehn Fällen jünger als drei Wochen, der älteste Waldrapp, in dessen Kot Kokzidienoozysten nachgewiesen wurden, war zum Zeitpunkt des Nachweises 37 Tage alt. Bei keinem der Tiere wurde von den Betreuern Veränderungen des Allgemeinbefindens oder der Kotbeschaffenheit beobachtet, die sich mit den Kokzidiennachweisen in Zusammenhang bringen ließen. In keinem Fall wurden bei einem der Vögel mehrfach Kokzidien nachgewiesen. Auch wurden lediglich bei wenigen Einzeltieren Kokzidienoozysten im Kot nachgewiesen und nie bei allen Mitgliedern einer Gruppe.

Es ist deshalb davon auszugehen, dass die nachgewiesenen Kokzidienoozysten nicht wirtsspezifisch für den Waldrapp sind, bzw. in ihm nicht haften können und deshalb nicht oder nur begrenzt vermehrungsfähig sind. Folglich kommt den Oozystennachweisen keine Bedeutung als Krankheitserreger zu.

5.6.2 Bewertung der bakteriologischen Befunde

(siehe hierzu Tabellen 7 bis 11, sowie Anhang, Tabellen 22 bis 41)

Eine Fragestellung bei der Erstellung dieser Arbeit war es, Aussagen über die autochthone Keimflora des Waldrapps zu machen. In der auffindbaren und sprachlich zugänglichen Fachliteratur finden sich nur wenige Hinweise auf Bakterien und Pilze, die beim Waldrapp bisher festgestellt wurden und als Teil der autochthonen Darmflora anzusehen sind. Bei der Beurteilung der im Rahmen der eigenen Untersuchungen nachgewiesenen Bakterien muss daher die Häufigkeit der Isolierungen, eine mögliche Kontamination der Proben durch Umweltkeime, aber auch die besonderen Lebensbedingungen

der untersuchten Vögel und ihr enger Kontakt zu Menschen sowie das Vorkommen dieser Bakterien und Pilze bei naheverwandten Vogelarten und solchen mit ähnlichem Nahrungsspektrum berücksichtigt werden.

Die in dieser Arbeit untersuchten Vögel wurden von ihren Betreuern ständig auf Veränderungen ihres Allgemeinbefindens, der Futteraufnahme, des Ernährungszustandes und der Beschaffenheit ihrer Ausscheidungen überwacht. Nach den verwendeten Kriterien sind die untersuchten Waldtrappe, mit Ausnahme von „Veilchen“ aus der Aufzuchtgruppe 2007, über den gesamten Untersuchungszeitraum als klinisch gesund zu betrachten.

Im Rahmen der bakteriologischen Auswertung der Proben wurde versucht, auch eine quantitative Bestimmung der Bakterienkolonien durchzuführen. Die Ergebnisse dieses Versuchs sind aber sicher nicht in allen Fällen als zuverlässig anzusehen, da keine frischen Kotproben untersucht und ausgewertet wurden.

Ob die Keimbesiedlung der Organe von Waldtrapp „Veilchen“, die im Anschluss an die Sektion in Leber, Milz, Herz und Niere nachgewiesen werden konnte, bei einigen oder sogar allen isolierten Bakterien in vivo erfolgte und diese Infektionen Einfluss auf den Gesundheitszustand von „Veilchen“ hatten oder ob diese Keimbesiedlung in allen Fällen sekundär nach Eintritt des Todes stattfand ist nicht mehr nachvollziehbar.

Grampositive Bakterien

Enterococcus spp.

Enterococcus spp. wurden in 96 von 300 (32,0 %) der untersuchten Proben in geringen bis mittelgradigen Mengen nachgewiesen.

Enterokokken werden als Bestandteil der autochthonen Keimflora der Haut und der Schleimhäute des Verdauungs-, Atmungs- und Reproduktionstrakt von zahlreichen Vogelarten betrachtet (GERLACH, 1994).

Enterococcus faecalis wird als Schleimhautkommensale oder opportunistischer Keim beschrieben (NAWROT et al., 2009). Abhängig vom Entwicklungsstadium des Immunsystems des Wirtes können Enterokokken auch als Krankheitserreger in Erscheinung treten. Obwohl Enterokokken generell als gering pathogen betrachtet werden, kann *Enterococcus faecalis* (n=18), der im Rahmen der Untersuchungen zu dieser Arbeit neben nicht

DISKUSSION

näher bestimmten *Enterococcus* sp. (n=70) als häufigster Vertreter der Enterokokken isoliert wurde, vor allem bei Jungtieren akute bis chronische septikämische Krankheitsbilder hervorrufen (GERLACH, 1994). In den Untersuchungen von KUNTZ et al. (2004) liegt die Nachweishäufigkeit von *Enterococcus faecalis* bei Vertretern verschiedener Vogelarten zwischen null (Pelikan, ohne genauere Bezeichnung der Art) und 100 % (Kreisch-Eule, *Megascops asio*) und auch zwischen Vertretern derselben Art bestehen große Schwankungen in der Nachweishäufigkeit. MARROW et al. (2009) wiesen bei 21 (84 %) der von ihnen untersuchten 25 Greifvögel die Gattung *Enterococcus* nach. 95 % dieser Isolate wurden als *Enterococcus faecalis* identifiziert. Beim Menschen sind Fälle dokumentiert, bei denen *Enterococcus avium* zu Infektionen und Abszessbildung in der Milz und anderen Organen geführt hat (FARNSWORTH, 2002), was auf ein mögliches zoonotisches Potential dieser Bakterienspezies hindeutet.

Aufgrund der hohen Zahl von Enterokokken-Nachweisen (96 von 300 Kot- und Tupferproben) im Rahmen dieser Arbeit und ihres Vorkommens als Bestandteil der mikrobiellen Normalflora bei anderen Vogelarten sind die meisten Isolate von *Enterococcus* spp. aus Kot- oder Kloakentupferproben, die als Bestandteil von bakteriellen Mischkulturen auftreten, bei klinisch gesunden Waldrapen als Teil der autochthonen Bakterienflora anzusehen. Isolate von *Enterococcus faecalis* sollten kritisch und als zumindest fakultativ-pathogen beurteilt werden.

Streptococcus spp.

Streptococcus spp. wurde in 4 von 300 (1,3 %) Kot- und Tupferproben nachgewiesen.

BRITTINGHAM et al. (1988) wiesen bei 18 % der 387 von ihnen untersuchten Kotproben verschiedener Wildvögel *Streptococcus* spp. nach. Die höchste Prävalenz innerhalb der Untersuchung wiesen omnivore Vogelarten auf.

Nachweise von Streptokokken aus Kot- oder Kloakentupferproben von klinisch gesunden Waldrapen sind als klinisch unbedeutend zu betrachten.

Diese Einschätzung ist auch deshalb akzeptabel, weil sich in den ausgewerteten Kot- und Tupferproben jeweils nur geringe bis mittelgradige Mengen von Streptokokken fanden.

Staphylococcus spp.

Staphylokokken sind in der Umwelt ubiquitär und kommen auf der Haut der meisten warmblütigen Tiere vor (BRITTINGHAM et al., 1988). *S. xylosus* wird beim Vogel als nahezu apathogen betrachtet. *S. lentus* und *S. sciuri* besitzen einige Pathogenitätsfaktoren. Bei *S. aureus* kommen mehr oder weniger virulente Stämme vor. Bakterien der Gattung *Staphylococcus* werden bei vielen Vogelarten häufig isoliert und werden als Teil der autochthonen Keimflora betrachtet. Werden sie aus erkranktem Gewebe isoliert, sind sie als sekundäre Infektionskeime zu beurteilen (GERLACH, 1994).

BRITTINGHAM et al. (1988) wiesen bei 15 % der Kloakentupferproben (n=387), der von ihnen untersuchten Vögel Bakterien der Gattung *Staphylococcus* spp. nach. Einen Zusammenhang zwischen dem Nachweis von Staphylokokken und der Ernährungsweise der untersuchten Vogelarten konnten sie dabei nicht herstellen.

CANDELA et al. (2007) wiesen *S. aureus*, *S. xylosus* und *S. sciuri* bei jeweils 6,6 % der von ihnen untersuchten Sturmschwalben (*Hydrobates pelagicus* Linnaeus, 1758) (n=15) nach. *S. hominis* konnten sie in 13,3 %, *S. epidermidis* in 33,3 % und weitere *Staphylococcus* spp. in 13,3 % der Proben detektieren. MARQUES et al. (2009) beschreiben unterschiedliche Prognosen bei Staphylokokken-induzierten Erkrankungen anhand eines Ausbruchs der Bumblefoot-Erkrankung in einem Gehege mit sechs Brautenten (*Aix sponsa*, LINNAEUS 1758), drei Roten Sichlern (*Eudocimus ruber*, LINNAEUS 1758), zwei Trauerschwänen (*Cygnus atratus*, LATHAM 1790), fünf Witwenpfeifgänsen (*Dendrocygna viduata*, LINNAEUS 1766) und zwei Rosa Löfflern (*Platalea ajaja*, LINNAEUS 1758). Alle im Gehege gehaltenen Vögel zeigten typische Bumblefoot-Läsionen und Symptome unterschiedlicher Ausprägung. Als Erreger wurde in allen Fällen *S. aureus* nachgewiesen. Die beiden Rosa Löffler und ein Trauerschwan erlagen der Infektion trotz intensiver Behandlung, während bei den übrigen Vögeln keine schwere Erkrankung ausgelöst wurde.

Im Rahmen der Untersuchungen zu dieser Arbeit wurden in 5,7 % der untersuchten Kot- und Tupferproben Bakterien der Gattung *Staphylococcus* nachgewiesen. Alle isolierten Staphylokokken bildeten nicht den Clumpingfaktor, trugen aber den Koagulase-positiven Pathogenitätsfaktor. In der

quantitativen Beurteilung lagen sie immer sehr geringgradig bis mittelgradig vor.

Die isolierten Staphylokokken haben bisher in keinem Fall Symptome einer Erkrankung bei den untersuchten Vögeln ausgelöst. In Anlehnung an die Erkenntnisse, die von anderen Vogelspezies vorliegen, ist der Nachweis von *S. xylosus* beim Waldrapp als unbedenklich zu bewerten. Dennoch müssen andere Staphylokokken, die vom Waldrapp isoliert werden, in Ermangelung widersprechender Untersuchungen grundsätzlich zumindest als fakultativ-pathogen beurteilt werden. Aufgrund der Ausführungen von MARQUES et al. (2009) sollte eine möglicherweise gegenüber anderen Vogelarten erhöhte Empfänglichkeit von Vögeln der Familie Ciconiidae für *S. aureus*-Infektionen angenommen und ein entsprechender Erregernachweis als bedenklich bewertet werden.

Lactobacillus spp.

Laktobazillen kommen bei vielen Vogelarten auf den Schleimhäuten des Verdauungs-, Atmungs- und Reproduktionstrakts vor. Bei Vogelarten, bei denen Enterobacteriaceae nicht zur normalen Darmflora gehören, scheinen sie entscheidend dafür zu sein, eine Besiedlung des Darmes mit Enterobacteriaceae zu verhindern. Viele Vogelarten scheinen über wirtsspezifische Laktobazillen zu verfügen, die deren Darm besiedeln (GERLACH, 1994).

Im Rahmen der eigenen Untersuchungen wurden in zwei der 300 Proben (0,7 %) *Lactobacillus* spp. nachgewiesen. Beide Nachweise fallen in den Untersuchungszeitraum 2007. Aufgrund der Seltenheit der Nachweise können diese Bakterien nicht der autochthonen Keimflora des Waldrapps zugeordnet werden. Dennoch handelt es sich hierbei um Bakterien, deren Vorhandensein im Darm eines Waldrapps die Ansiedlung und Vermehrung pathogener Bakterien aller Wahrscheinlichkeit nach hemmt und damit die Gesundheit der Vögel fördert.

Weitere grampositive Bakterien, die im Rahmen der eigenen Untersuchungen isoliert wurden, sind *Aerococcus* spp., *Leuconostoc* spp., *Gemella* spp., *Lactococcus* spp. und *Globicatella* spp. Alle wurden in geringem Umfang aus einzelnen Proben isoliert und werden in Ermangelung widersprechender Belege in der zugänglichen Fachliteratur als für den Waldrapp nicht klinisch

relevant bzw. nicht primär pathogen beurteilt. Auch ein zoonotisches Potential dieser Bakterien ist in der Literatur nicht belegt.

Gramnegative Bakterien

Escherichia coli

E. coli wurde aus 114 von 300 (38,0 %) der in dieser Arbeit untersuchten Kot- und Tupferproben isoliert.

MCCLURE et al. (1957) untersuchten das Vorkommen von *Enterobacteriaceae* bei verschiedenen Vogelarten. Dabei wiesen sie bei vier von insgesamt 22 untersuchten Kotproben von wild lebenden Vertretern der Familie der Reiher (*Ardeidae*), darunter Silberreiher (*Casmerodius alba* LINNAEUS, 1758), Mittelreiher (*Ardea intermedia* WAGLER, 1827) und Seidenreiher (*Egretta garzetta* LINNAEUS, 1766), *E. coli* nach. Angaben zu evtl. Krankheitsfällen bei den untersuchten Vögeln fehlen.

BRITTINGHAM et al. (1988) wiesen nur bei 1 % (n=5), der von ihnen untersuchten Wildvögel *E. coli* nach. Allerdings schätzen sie die Prävalenz von *E. coli* bei carnivoren Vögeln höher ein.

ROTH (2004) konnte in keiner der 186 von ihm untersuchten Kotproben von verschiedenen wild lebenden Wasservögeln EHEC (enterohämorrhagische *E. coli*) nachweisen. Die Proben wurden u. a. auch an einem See in Burghausen im Landkreis Altötting gesammelt, wo die Spätphase der Aufzucht und auch das Flugtraining der hier untersuchten Waldralpe stattfand. Allerdings wurden von ROTH (2004) keine Proben der ansässigen Waldralpe untersucht.

Nach MÜNCH (2006) zeigt sich die durch eine Infektion mit APEC (avian pathogenic *E. coli*) ausgelöste Coliseptikämie neben anderen Arten vor allem bei Schreitvögeln mit Fieber, Kreislaufstörungen und weiteren schweren klinischen Symptomen. Er wies im Verlauf seiner Untersuchungen zu Todesursachen bei Zootieren bei 74 (38,3 %) der 193 von ihm untersuchten Ciconiidae *E. coli* nach. Darunter waren 10 (22,7 %) Nachweise bei insgesamt 44 untersuchten Waldralpkadavern. MÜNCH (2006) stellt zwar bei 12 der von ihm seziierten Waldralpe eine katarrhalische Enteritis unbekannter Genese fest, bestimmte aber nur bei einem Vogel eine bakterielle Infektion als todesursächlich.

DISKUSSION

Da Vorhersagen über die mögliche Virulenz eines *E. coli*-Isolats für Vögel grundsätzlich schwer sind und die Virulenz der Stämme auch innerhalb eines Serovars sehr unterschiedlich sein kann (GERLACH, 1994), müssen *E. coli*-Isolate bei allen Vögeln und damit auch beim Waldrapp immer kritisch beurteilt werden. Nach GERLACH (1994) ist der Nachweis von Enterobacteriaceae bei Vertretern der Schreitvögeln grundsätzlich nicht als Normalbefund zu bewerten. Auch wenn keine klinischen Krankheitssymptome beobachtet werden können, ist zumindest eine fakultative Pathogenität der Isolate bei der Befundauswertung zu Grunde zu legen.

Die hohe Nachweisrate bei den in dieser Arbeit untersuchten Vögeln, bei denen in 38 % der untersuchten Kot- und Tupferproben *E. coli* nachgewiesen wurde, legt nahe, dass dieses Bakterium innerhalb der Gruppe übertragen wurde. Ein Versuch zur Elimination oder zumindest Reduktion der *E. coli*-Ausscheidung der Waldrappe durch den Einsatz von Antibiotika wäre aber gegenwärtig schon aufgrund der Haltungsbedingungen als aussichtslos zu bewerten.

Salmonella spp.

Subklinisch verlaufende Infektionen mit Salmonellen sind bei Vögeln häufig. Die Träger stellen ein Erregerreservoir dar, frei fliegende Vögel können auch als Vektoren eine Rolle spielen. Vögel, die Träger von Salmonellen sind, sollten wegen der Gefahr einer Übertragung auf Menschen mit wirksamen Antibiotika behandelt werden (GERLACH, 1994).

Von den 262 im Rahmen dieser Arbeit auf das Vorhandensein von Salmonellen untersuchten Kotproben wurden 14,5 % (n=38) positiv getestet. Dabei gelang der Nachweis im Jahr 2007 bei 8 der 19 untersuchten Waldrappproben, im Jahr 2008 bei allen 12 untersuchten Waldrappen. Es handelte sich in allen Fällen um das als Zoonoseerreger relevante Serovar *S. Typhimurium* Serovar 1,4,5,12:i:1,2, (SELBITZ, 2002). Nach Rücksprache mit den Betreuern der Waldrappe wurden lediglich einige positiv auf Salmonellen getestete Individuen der Aufzuchtgruppe 2007 antibiotisch behandelt.

MÜNCH (2006) wies in seinen Untersuchungen *Salmonella* sp. bei einem Waldrapp (n=44), zwei Seidenreiher (Egretta garzetta) (n=28), einem Schwarzstorch (*Ciconia nigra*) (n=4) und einem Roten Sichler (*Eudocimus*

DISKUSSION

ruber) (n=67) nach.

PFEIFFER (1991) konnte in 2,14 % (n=4) der von ihm untersuchten 166 Proben verschiedener heimischer Vogelarten *Salmonella* Typhimurium nachweisen. Insgesamt wies er dreimal *S. Typhimurium* und einmal *S. Typhimurium var. copenhagen* nach.

FLÜGGER (1991) konnte in seinen ähnlich gearteten Untersuchungen bei 7,0 % der von ihm untersuchten 171 Kot-, Tupfer- und Darminhaltsproben verschiedener heimischer Vogelarten *Salmonella* sp. nachweisen. Darunter sieben Isolate von *S. Typhimurium var. copenhagen* und fünf Isolate von *S. Typhimurium*. KRÜGER et al. (2009) beschreiben eine letal verlaufende *Salmonella*-Enzootie bei frei lebenden Zeisigen (*Spinus spinus*, LINNAEUS, 1758), wobei nur die Zeisige, nicht aber andere Singvögel erkrankten und starben. Aus den inneren Organen der gestorbenen Zeisige wurde *Salmonella* Typhimurium isoliert. Die Feintypisierung, der durch FÜGGER (1991) eingesandten Proben durch das Bundesinstitut für Risikobewertung in Berlin bzw. das Robert Koch-Institut in Wernigerode ergab 4,5,12:i : 1,2,LT DT104, BT a und 4,2,i :1,2, LT 013, BT c.

Die sehr hohe Nachweisrate von *Samonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) von 28,4 % im Jahre 2008 (2007: 5,6 %, genauer: 4,4 % Einzelkotproben und 5,3 % Tupferproben) steht höchstwahrscheinlich in direktem Zusammenhang mit den baulichen Gegebenheiten des hölzernen Aufzuchturms und der umgebenden Voliere, den bedenklichen Gepflogenheiten bezüglich Reinigung und Desinfektion der Anlage sowie dem engen Zusammenleben der Wald- rappe innerhalb der einzelnen Aufzuchtgruppen. Aus der Aufzuchtgruppe 2007 wurden nur bei acht von 19 Waldrappen ein- oder mehrmals *Salmonellen* nachgewiesen, während bei der Gruppe von 2008 alle Vögel der Gruppe mindestens einmal positiv auf *Salmonellen* getestet wurden. Dies und die Tatsache, dass in allen Fällen und im gesamten Untersuchungszeitraum ausschließlich *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) nachgewiesen wurde, führt zu der Annahme einer Verschleppung bzw. Übertragung der *Salmonellen* von der Aufzuchtgruppe 2007 auf die Vögel der Aufzuchtgruppe 2008 durch mangelhafte Reinigung und Desinfektion wie auch der Ausbreitung dieses Bakteriums innerhalb der jeweiligen Aufzuchtgruppen aus den selben Gründen.

DISKUSSION

Obwohl im Verlauf der Untersuchungen bei vielen der Waldrappe *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) ein- oder mehrfach nachgewiesen werden konnte, blieben Versuche, auch spezifische Antikörper gegen dieses Bakterium im Blut der Vögel zu detektieren, erfolglos. Ob dies auf die Untersuchungsmethode (Objektträgerschnellagglutination) oder ein wirkliches Fehlen dieser Antikörper zurückzuführen ist, bleibt unklar, da in der verfügbaren und sprachlich zugänglichen Fachliteratur bisher keine wissenschaftlichen Veröffentlichungen zu diesem Thema zu finden sind.

Ein kultureller Nachweis von Salmonellen bei Waldrappen ist in jedem Fall als potentiell gefährlich sowohl für die betroffenen Vögel als auch für mit ihnen in Kontakt stehenden Personen anzusehen. Über den *Salmonella*-Infektionsstatus der betreuenden Personen ist mir nichts bekannt geworden. Nach Möglichkeit sollte ein Salmonellennachweis die Therapie mit einem wirksamen Antibiotikum sowie geeignete Hygienemaßnahmen nach sich ziehen (SCHMAHL, 1993).

Klebsiella spp.

Bei Vögeln werden sowohl *Klebsiella oxytoca* als auch *Klebsiella pneumoniae* häufig nachgewiesen (GERLACH, 1994). Beide können sowohl als primäre Pathogene auftreten als auch als opportunistische Keime bei Infektionsgeschehen von immunsupprimierten und gestressten Vögeln eine Rolle spielen. Genauere Erkenntnisse zur Übertragung, Pathogenese und Inkubationszeit von *Klebsiella* spp. liegen für Vögel derzeit noch nicht vor (GERLACH, 1994).

Klebsiella spp. wurde aus 14 der hier untersuchten 300 Proben isoliert (4,7 %). Darunter waren Isolate von *K. oxytoca* und *K. pneumoniae*. Von den insgesamt 14 Klebsiellen-Isolaten stammen 12 aus dem Untersuchungsjahr 2007 und nur zwei aus dem Jahre 2008. Alle Isolate von *K. pneumoniae* stammen aus dem Jahre 2007. Im Jahre 2007 wurde unter den Isolaten auch *K. pneumoniae* ssp. *ozaenae* nachgewiesen, welches nach SELBITZ (2002) nur beim Menschen vorkommt. Dieser Nachweis legt die Vermutung nahe, dass der betreffende Vogel sich während des engen körperlichen Kontaktes zu seinen Betreuern infiziert hat oder die entsprechende Einzelkotprobe sogar direkt durch eine infizierte Person kontaminiert wurde.

DISKUSSION

Diese erstmaligen Nachweise von *Klebsiella* spp. bei Waldkrähen sollten in Bezug auf ihre möglichen krankmachenden Eigenschaften kritisch beurteilt werden. Bei Nachweisen von *K. pneumoniae*, welche auch bei den in dieser Arbeit untersuchten Vögeln mehrfach isoliert wurden, sollte auch das zoonotische Potential des Erregers berücksichtigt werden. Eine Übertragung auf das betreuende Personal sollte in diesem Fall zunächst durch kulturelle Untersuchungen überprüft werden, durch das Tragen von Schutzkleidung weitestmöglich verhindert werden und die Vögel gegebenenfalls mit einem geeigneten Antibiotikum behandelt werden.

Clostridium spp.

In zwei im Jahre 2007 untersuchten Einzelkotproben wurde *Clostridium* spp. nachgewiesen. Beide Proben wurden am selben Tag gesammelt.

Die Gattung *Clostridium* beinhaltet verschiedene ubiquitäre Bakterien, die bei Vogelspezies, die über ein gut ausgebildetes Zäkum verfügen, z. B. Greifvögel und einige andere Arten, als Teil der autochthonen Keimflora betrachtet werden. Bei Vogelarten mit weniger gut ausgebildetem Zäkum werden sie nur selten im Verdauungstrakt nachgewiesen und gelten dann gewöhnlich als passagere Keime. Ihre pathogene Wirkung beruht im Wesentlichen auf der Fähigkeit der Toxinbildung und ist abgesehen von *Cl. botulinum* nur wenig erforscht. Die Ansiedlung von Clostridien im Vogeldarm scheint nur bei veringertem Darmmotilität aufzutreten, daher werden sie im Allgemeinen als opportunistische Erreger betrachtet (GERLACH, 1994).

BOUJON et al. (2005) beschreiben den Fall eines jungen Weißstorchs (*Ciconia ciconia*), der infolge einer Enterotoxämie nach Infektion mit β 2-Toxinbildendem *Clostridium perfringens* starb. Der im Jahre 2003 in der Nähe von Magdeburg beringte Vogel wurde Anfang des Jahres 2004 in der Schweiz tot aufgefunden und im Institut Galli-Valero in Lausanne (Schweiz) untersucht. Die bakteriologische Untersuchung des Darms/ Darminhalts ergab einen hohen Befall mit *Cl. perfringens*, darüber hinaus zeigte der Storch einen guten Ernährungszustand und keinerlei Hinweise auf Darmläsionen. Das Auftreten einer letalen Enterotoxämie bei einem wildlebenden Weißstorch erklären BOUJON et al. (2005) durch eine abrupte Futterumstellung auf reichhaltige, kohlenhydrat- und/oder proteinreiche Nahrung, die *Cl. perfringens* optimale

DISKUSSION

Bedingungen zur Vermehrung und Toxinbildung geboten habe.

Die im Rahmen dieser Arbeit nachgewiesenen Clostridien sind höchstwahrscheinlich Kontaminanten, die durch die Art der Probenahme vom Boden der Voliere mitaufgenommen wurden. Eine weniger wahrscheinliche Möglichkeit wäre, dass es sich bei den nachgewiesenen *Clostridium* spp. um Darmpassagere handelt, die lediglich von zwei Vögeln der Gruppe zur gleichen Zeit aufgenommen bzw. ausgeschieden worden sind, ohne dabei klinische Symptome einer Erkrankung hervorzurufen.

Yersinia spp.

Innerhalb der Gattung *Yersinia* ist *Y. pseudotuberculosis* der bedeutendste Erreger für Vögel. Auch *Y. intermedia*, *Y. frederiksenii* und *Y. kristensenii* werden häufig bei Vögeln nachgewiesen, ihre Pathogenität ist aber weitgehend noch nicht untersucht. *Y. pseudotuberculosis* ist in Nord- und Mitteleuropa verbreitet und ein unbestimmter Prozentsatz von freilebenden Vögeln scheint asymptomatische Träger darzustellen (GERLACH, 1994). Das Bakterium befällt eine große Zahl von Wirten aus dem Gruppe der Vögel und Säugetiere und hat auch zoonotisches Potential (GERLACH, 1994; MAYR et al., 2002). Für seine Verbreitung sind vor allem Zugvögel und Nagetiere verantwortlich (GERLACH, 1994). Die klinischen Erkrankungen variieren von perakuten über akute bis hin zu chronischen Verläufen mit Granulombildung (GERLACH, 1994).

Während FLÜGGER (1991) aus keiner der von ihm untersuchten Kot-, Tupfer- und Darminhaltsproben Bakterien der Gattung *Yersinia* isolieren konnte, gelang dies PFEIFFER (1991) aus 7,8 % (n=13) der von ihm untersuchten 166 Proben. Fast 85 % der von PFEIFFER isolierten *Yersinien* wurden als *Y. enterocolitica* identifiziert, bei den übrigen Isolaten handelte es sich um *Y. pseudotuberculosis*. KAPPERUD und ROSEF (1983) wiesen in 1,2 % der 540 von ihnen untersuchten Kloakentupfer verschiedener klinisch unauffälliger Wildvögel in Norwegen *Yersinia* spp. nach. Unter den Isolaten waren *Y. kristensenii*, *Y. intermedia* und *Y. X2*.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde nur in einer Einzelkotprobe *Y. pseudotuberculosis* nachgewiesen. Da es sich um einen Einzelbefund handelt, das Bakterium aus den nachfolgenden Proben des betreffenden Vogels nicht

DISKUSSION

mehr isoliert werden konnte und der Waldrapp zudem klinisch gesund war, wurde in diesem Fall in Absprache mit den Betreuern der Vögel auf eine Therapie verzichtet. Dennoch ist beim Nachweis von *Y. pseudotuberculosis* beim Waldrapp gerade bei der Haltung in Gefangenschaft sowohl zum Schutz der Vögel als auch des betreuenden Personals eine antibiotische Behandlung angezeigt.

Bacillus spp.

Bacillus spp. werden oft aus von Vögeln stammenden Proben isoliert (GERLACH, 1994). Wegen der Häufigkeit der Nachweise dieser Bakterien bei klinisch gesunden Vögeln werden Bazillen als Bestandteil der autochthonen Keimflora betrachtet. Bazillen von Vögeln sind schwer zu differenzieren und die überwiegende Mehrzahl dieser Bakterien ist noch nicht taxonomisch eingeordnet (GERLACH, 1994).

In der vorliegenden Arbeit wurden in 66 der 300 der Proben (22,0 %) *Bacillus* spp. nachgewiesen. Alle isolierten Bazillen wurden, auch weil sie stets in Mischkultur mit anderen Bakterien vorlagen, der autochthonen Keimflora des Waldrapps zugeordnet.

Beurteilung der Nachweise weiterer, im Rahmen der Untersuchungen zu dieser Arbeit sporadisch isolierter Enterobacteriaceae:

Das Vorhandensein von Enterobacteriaceae bei Schreitvögeln, namentlich bei Störchen und Ibissen, beurteilt GERLACH (1994) grundsätzlich nicht als physiologisch.

Citrobacter spp.

Aus 6 von 300 der untersuchten Proben (2,0 %) wurde *C. freundii* bzw. *C. freundii*-group isoliert.

Der Nachweis von *Citrobacter* spp. ist bei Vögeln seltener als der anderer Enterobacteriaceae (GERLACH, 1994). Wenn der Erreger die Darmbarriere überwunden hat, kommt es schnell zu einer Bakteriämie, die zum Tode führt. *C. freundii* zeigt innerhalb der Gattung die höchste Virulenz. Vögel, wenn sie eine akute Erkrankung überstehen, bleiben Träger (GERLACH, 1994).

Auch wenn keiner der in der vorliegenden Arbeit untersuchten Waldrappe

DISKUSSION

innerhalb des Untersuchungszeitraumes klinische Symptome einer *Citrobacter spp.*-induzierten Erkrankung zeigte, ist dieses Bakterium als potentiell pathogen zu betrachten. Es kann z. B. bei Vorliegen einer Läsion der Darmschleimhaut schnell einen akuten Krankheitsverlauf verursachen. Das Auftreten dieses beim Vogel eher seltenen Erregers (GERLACH, 1994) bei insgesamt 5 verschiedenen Waldrappen zeigt, dass sich das Bakterium innerhalb der Gruppe ausgebreitet hat.

Pseudomonas spp.

Unter den Pseudomonaden ist nur *Ps. aeruginosa* ein häufiger Krankheitserreger bei Vögeln. Im Vordergrund stehen dabei infizierte Hautwunden und Septikämien. Es kommt vor allem in Gewässern vor und vermehrt sich bei Temperaturen über 20 °C (GERLACH, 1994).

In der vorliegenden Arbeit wurden nur in 3 von 300 (1,0 %) Proben Bakterien der Gattung *Pseudomonas* nachgewiesen. Es handelte sich jeweils um einmalige Nachweise bei insgesamt drei verschiedenen Individuen. In keinem Fall wurde *Ps. aeruginosa* nachgewiesen.

Das Auftreten von *Pseudomonas spp.* bei Waldrappen sollte dennoch kritisch beurteilt und keinesfalls der Normalflora des Darmes zugerechnet werden. Durch regelmäßige Reinigung und Desinfektion von Futter- und Wassergefäßen und Angebot von sauberem Leitungswasser kann die Ausbreitung der Bakterien kontrolliert werden (GERLACH, 1994).

Aeromonas spp.

Innerhalb der Gattung *Aeromonas spp.* spielt nur *Ae. hydrophila* bei Vögeln eine Rolle als Krankheitserreger. Er kommt vor allem im Wasser vor und vermehrt sich dort bei Temperaturen von über 20 °C. Die von ihm verursachten Krankheitsbilder entsprechen denen von *Pseudomonas aeruginosa* (GERLACH, 1994).

Im Verlauf der Untersuchungen zu dieser Arbeit wurden in zwei von 300 Proben (0,7 %) Bakterien der Gattung *Aeromonas* nachgewiesen. Bei einem der Isolate handelte es sich um *Aeromonas hydrophila*.

Auch bei klinisch gesunden Waldrappen sollten Isolate von *Ae. hydrophila* kritisch beurteilt werden. Regelmäßige Reinigung und Desinfektion der

DISKUSSION

Wasser- und Futtergefäße in den Volieren kann die Vermehrung der Bakterien und damit die Infektionsgefahr für die Vögel verringern (GERLACH, 1994).

Den Gattungen *Proteus*, *Serratia* und *Enterobacter* werden unter den Enterobacteriaceae lediglich eine geringe Pathogenität zugesprochen. Sie können aber eine Rolle bei Faktorenkrankheiten bzw. als sekundäre Pathogene spielen (GERLACH, 1994).

Proteus spp. wurde in 267 von 300 (89,0 %) untersuchten Proben nachgewiesen (2007: Nachweis in 145 von 198 untersuchten Einzelkotproben (90,6 %); 21 von 38 Tupferproben (55,3 %) bzw. in 166 von insgesamt 198 Proben (83,8 %); 2008: Nachweis in 101 von 102 untersuchten Proben (99,0 %) und war damit das in den Untersuchungen zu dieser Arbeit am häufigsten nachgewiesene Bakterium. Die Gattung ist sowohl in der Umwelt als auch als Bestandteil der autochthonen Keimflora vieler Tierarten weit verbreitet. Da das Bakterium sowohl aus der überwiegenden Mehrzahl der vom Boden aufgenommenen Kotproben als auch aus den Kloakentupfern isoliert wurde, muss eine Besiedlung des Darms von Waldrappen mit *Proteus* spp. als sehr häufig angesehen werden. Die Nachweishäufigkeit lässt sich nicht allein mit einer massiven Bodenkontamination und damit einer Verunreinigung der Kotproben erklären. Aufgrund der vorliegenden Untersuchungsergebnisse ist *Proteus* spp. der autochthonen Keimflora des Waldrapps zuzuordnen.

Bakterien der Gattungen *Pantoea* spp., *Morganella* spp., *Providencia* spp., *Raoultella* spp. und *Plesiomonas* spp. wurden vereinzelt in untersuchten Proben nachgewiesen. Allen vorgenannten Bakterien sollte als Angehörige der Enterobacteriaceae in Ermangelung widersprechender Belege in der zugänglichen Fachliteratur zumindest eine fakultative Pathogenität für Waldralpe unterstellt werden.

5.6.3 Bewertung der mykologischen Befunde

(siehe hierzu auch Tabellen 12 bis 15 und Anhang, Tabellen 22 bis 41)

Da der Nachweis von Pilzen im Rahmen meiner Untersuchungen ausschließlich aus den vom Boden aufgenommenen Kotproben, aber in keinem Fall aus den untersuchten Kloakentupfern gelang, sind die Isolate von

DISKUSSION

Schimmel- und Hefepilzen als Kontaminanten zu beurteilen. Einzig eine geringgradige Häufung von Nachweisen verschiedener Hefepilze der Gattung *Candida* nach der antibiotischen Behandlung einzelner Waldrappe aus der Aufzuchtgruppe 2007 lässt auf ein evtl. Vorkommen dieser Pilze im Verdauungstrakt der Vögel, bzw. auf ein vermehrtes Vorkommen nach Antibiotikagabe schließen.

Sorli (Nr. 4), Marketa (Nr. 14), Summer (Nr. 15) und Tess (Nr. 18) wurden, nachdem bei ihnen *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) nachgewiesen worden war, vom 07.08.2007 bis zum 17.08.2007 mit Marbofloxacin (Marbocyl®) oral behandelt. Sara (Nr. 1) wurde vom 14.08.2007 bis zum 24.08.2007 ebenso behandelt.

In den nach der antibiotischen Behandlung untersuchten Kotproben konnten bei insgesamt sechs Waldrappen dieser Aufzuchtgruppe Hefepilze der Gattung *Candida* nachgewiesen werden, darunter auch in den Proben von Summer und Tess, die das Antibiotikum erhalten hatten.

Grundsätzlich scheinen weder Hefe- noch Schimmelpilze zur autochthonen Keimflora der Waldrappe zu gehören, eine evtl. fakultative Pathogenität für den Waldrapp ist nicht auszuschließen.

5.6.4 Bewertung der virologischen Befunde

Die virologische Untersuchung verlief bei allen 38 untersuchten Tupferproben, wie auch bei den Organproben des seziierten Waldrapps „Veilchen“, negativ. Die untersuchten Waldrappe der Aufzuchtgruppe 2007 schieden also zum Zeitpunkt der Untersuchung keine nachweisbaren Mengen zytopathogener Viren aus.

5.6.5 Bewertung der serologischen Befunde

Die im HAH-Test gemessenen Antikörpertiter der untersuchten Waldrappe für PMV-1 sowie für Influenza A-Viren lagen unter 1:4. Es ist analog zu anderen Vogelarten davon auszugehen, dass die Waldrappe mit den getesteten Viren bisher keinen Kontakt hatten.

Alle untersuchten 41 Proben erbrachten in der Objektträgerschnellagglutination mit *Salmonella* Typhimurium-OH-Testantigen (1,4,5,12:i:1,2) keine spezifische Reaktion, obwohl die zumindest acht der untersuchten

DISKUSSION

Waldrappe Kontakt mit diesem Bakterium hatten und es nachweislich zumindest über einen begrenzten Zeitraum auch ausgeschieden haben.

In der verfügbaren und sprachlich zugänglichen Fachliteratur sind bisher keine Informationen über die Bildung spezifischer Antikörper von Waldrappen im Verlauf von Salmonelleninfektionen zu finden.

5.7 Einteilung der nachgewiesenen Bakterien in autochthone, passagere, fragliche und potentiell pathogene Bakterien

Die Gruppierung der isolierten Bakterien zahlreicher Spezies ist sowohl vom physiologischen als auch vom pathogenetischen Gesichtspunkt bedeutsam. Eine gesicherte Zuordnung der Isolate zu autochthonen, passageren oder pathogenen Bakterien ist auf der Basis der untersuchten Einzelkotproben nicht sicher möglich, weil für die Untersuchungen Kotproben und nicht Darminhalt verwendet wurde, bakterielle Kontaminationen beim Sammeln der Proben möglich sind, aufgrund mehrtägiger Lagerung und Transport der Proben Art und Mengen der Bakterien Veränderungen unterlagen und einschlägige Fachliteratur zum Vergleich der Ergebnisse nicht vorliegt. Dennoch soll eine Zuordnung auf Basis von Häufigkeit, Menge und Analogieschlüssen zur Bewertung der Keimflora bei anderen Vogelarten versucht werden.

Tabelle 16: Einteilung der isolierten Bakterienspezies

Bakterien	Isolate gesamt	Bewertung als			
		autochthon	passager	fraglich	potentiell pathogen
grampositive Bakterien					
<i>Enterococcus</i> spp.	96	x		x (E. faecalis)	
<i>Staphylococcus</i> spp.	17		x	x (S. aureus)	
<i>Aerococcus</i> spp.	12		x		
<i>Leuconostoc</i> spp.	5		x		
<i>Streptococcus</i> spp.	4		x		
<i>Lactobacillus</i> spp.	2		x		
Bakterien	Isolate gesamt	Bewertung als			
		autochthon	passager	fraglich	potentiell

DISKUSSION

					pathogen
<i>Gemella</i> spp.	2		x		
<i>Lactococcus</i> spp.	2		x		
<i>Globicatella</i> spp.	2		x		
Gramnegative Bakterien					
<i>Proteus</i> spp.	267	x			
<i>Escherichia</i> spp.	114				x
<i>Salmonella</i> Typhimurium	38				x
<i>Morganella</i> spp.	7			x	
<i>Klebsiella</i> spp.	14				x
<i>Pantoea</i> spp.	10			x	
<i>Providencia</i> spp.	7			x	
<i>Citrobacter</i> spp.	6				x
<i>Serratia</i> spp.	5			x	
<i>Enterobacter</i> spp.	3			x	
<i>Pseudomonas</i> spp.	3				x
<i>Aeromonas</i> spp.	2				x
<i>Clostridium</i> spp.	2				x
<i>Yersinia</i> spp.	1				x
<i>Raoultella</i> spp.	2			x	
<i>Plesiomonas</i> spp.	1			x	
Gramlabile Bakterien					
<i>Bacillus</i> spp.	66	x			

6 ZUSAMMENFASSUNG

Im Rahmen eines EU-Nachzuchtprogramms, eines bereits seit 2004 vom österreichischen Artenschutzprojekt „Waldrappteam“ durchgeführten Pilotversuchs mit dem Ziel der Wiederansiedlung des Waldrapps (*Geronticus eremita*) in seinem früheren europäischen Verbreitungsgebiet wurden in dieser Arbeit die Jungtiere der Aufzuchtgruppen der Jahre 2007 (n=20) und 2008 (n=14) untersucht. Diese Arbeiten sollten einerseits eine kontinuierliche veterinärmedizinische Betreuung dieser wertvollen Tiere von der Aufzucht bis zur Freilassung im Wintergebiet in der Toskana (Italien) gewährleisten. Andererseits sollten auch Informationen über die autochthone Keimflora des Waldrapps, seine relevanten Erkrankungen und die eventuelle Rolle des Waldrapps als Vektor für relevante Krankheitserreger anderer Wildtiere gesammelt werden. Hierfür wurden über den gesamten Zeitraum vom Beginn der Aufzucht bis zur Auswilderung, jeweils 5 Monate in den Jahren 2007 und 2008, der jungen Waldrappe kontinuierlich 282 Einzelkotproben der Vögel untersucht (davon 275 parasitologisch und 262 mikrobiologisch) und ausgewertet. Zusätzlich wurden jeweils 38 Kloakentupfer der Vögel aus der Aufzucht im Jahre 2007 bakteriologisch und mykologisch, sowie auf das Vorhandensein von Viren und Chlamydien untersucht und 38 Blutproben für serologische Untersuchungen und eine Geschlechtsbestimmung herangezogen. Bei den 11 Vögeln der Aufzuchtgruppe 2008 erfolgte die Geschlechtsbestimmung nur mittels Federproben.

Die jungen Waldrappe wurden von mir während des gesamten Untersuchungszeitraums als klinisch gesund beurteilt.

Parasitäre Dauerformen wurden nur in wenigen (n=13) der 275 parasitologisch untersuchten Einzelkotproben nachgewiesen und in keinem Fall als für den Waldrapp pathogen eingestuft. Es handelt sich hierbei um Nachweise zweier Formen von Kokzidienoozysten, von Dauerformen eines Askariden, eines Trematoden und eines Zestoden. An Hand der nachgewiesenen Dauerstadien der Parasiten gelang keine Speziesdiagnose. Die unsporulierten Kokzidienoozysten scheinen mit keiner der bei PELLERDY (1973) genannten Arten übereinzustimmen. In 11,6 % (n=32) der parasitologisch untersuchten Einzelkotproben wurden zudem Gregarinen der

ZUSAMMENFASSUNG

Gattung *Monocystis* spp. nachgewiesen, die allerdings in Bezug auf den Waldrapp als apathogene Pseudoparasiten zu beurteilen sind.

In geringer Zahl wurden Hefe- und Schimmelpilze isoliert, die aber analog zu anderen Vogelarten lediglich als fakultativ pathogen beurteilt wurden. Weiterhin wurde eine Vielzahl grampositiver und gramnegativer Bakterien kulturell, biochemisch bzw. molekularbiologisch (PCR) nachgewiesen. Die Isolate grampositiver Bakterien, darunter Enterokokken, Streptokokken und Staphylokokken, wurden als lediglich fakultativ pathogen oder für Waldrappe als unbedenklich bewertet. Im Verlauf der Untersuchungen wurden zahlreiche gramnegative Bakterien nachgewiesen. *Proteus* spp. wurde in 267 der insgesamt 300 (89,0 %) bakteriologisch untersuchten Einzelkot- und Tupferproben nachgewiesen und der autochthonen Keimflora des Waldrapps zugerechnet wird. Bei den übrigen isolierten Enterobacteriaceae kann in Anlehnung an die Erkenntnisse von anderen Vogelarten eine pathogene Bedeutung nicht völlig ausgeschlossen werden. Unter den nachgewiesenen subtypisierten Bakterien war auch *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) in 38 von 262 mittels PCR untersuchten Einzelkotproben (14,5 %), *Escherichia coli* in 114 von insgesamt 300 untersuchten Proben (38,0 %) und *Klebsiella pneumoniae* in 14 von insgesamt 300 (4,7 %). Diese Bakterienarten wurden sowohl wegen ihrer bei anderen Vogelarten nachgewiesenen pathogenen Eigenschaften, als auch wegen ihres Zoonosepotentials als bedenklich bewertet. Eine Zunahme der Nachweishäufigkeit von *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) von 5,6 % (n=9) im Untersuchungszeitraum 2007 gegenüber 28,4 % (n=29) im Jahre 2008 weist zudem auf hygienische Mängel in der Haltung der Waldrappe innerhalb des Projekts hin.

Der Nachweis zytopathogener Viren aus 38 Kloakentupfern gelang nicht. Auch die Untersuchungen von 38 Blutplasmaproben mittels von 38 Blutplasmaproben mittels Hämagglutinationshemmungstests auf das Vorhandensein von Antikörpern gegen Paramyxovirus Typ 1, Influenza A-Viren der Hämagglutininsubtypen H5 und H7 und *Salmonella* Typhimurium mittels Serumschnellagglutination verlief in allen Fällen negativ.

Um dem Wiederansiedlungsprojekt mehr und nachhaltige Erfolgsaussichten zu geben, werden Vorschläge zum kontinuierlichen veterinärmedizinischen Monitoring, zur weiteren Optimierung der Hygiene während der Aufzucht und

ZUSAMMENFASSUNG

beim Flugtraining und zur Reduzierung von Inzuchtdepression bei Auswahl der Zuchtiere der Waldtrappe unterbreitet.

7 Summary

Microbiological and parasitological examination of handraised Northern Bald Ibises (*Geronticus eremita*) in the context of an European re-introduction project

In the context of a pilot study performed by an Austrian species protection program called “Waldrappteam”, already started in 2004 and aiming the reintroduction of the Northern Bald Ibis in its former European distribution area various tests were done on young handraised Northern Bald Ibises (*Geronticus eremita*) in the 2007 (n=20) and 2008 (n=14) age groups. To this purpose 282 faecal specimens (262 were examined under microbiological, 275 were examined under parasitological point of view), 114 cloacal swabs, whereof 38 were examined under the microbiological, 38 under the virological point of view and 38 for the presence of chlamydia. 38 blood samples were used for serology and sexing. In 2008 feathers replaced blood samples for sexing.

During the whole period of examination the maturing Northern Bald Ibises were judged as clinically healthy.

Developing states of parasites were detected in 13 of 275 examined faecal specimens but in none of the cases they were classified as pathogenic for the Northern Bald Ibis. Eggs of one ascaride, one trematode, one cestode and oocysts of two different forms of coccidia were found. In none of the cases species diagnosis was possible. The size and morphology of the detected unsporulated coccidial oocysts do not correspond to any of the coccidial species described by PELLERDY (1973). The Gregarine *Monocystis* spp. was found in 11,6 % (n=32) of all samples and is regarded as a apathogenic pseudoparasite for the Northern Bald Ibis.

Few single of yeasts and moulds were isolated and in analogy to other birdspecies qualified as only facultatively pathogenic. Furthermore, a large number of grampositive and gramegative bacteria were isolated. These isolates include grampositive bacteria, among them *Enterococcus* spp., *Streptococcus* spp. and *Staphylococcus* spp., which where considered as merely facultative pathogens or harmless for the Northern Bald Ibis. Also various gramnegative bacterial isolates were cultured. *Proteus* spp. was

SUMMARY

isolated from 267 of 300 (89,0 %) specimens and assigned to the autochthonous microbial flora of the Northern Bald Ibis. Based on published knowledge of other bird species, the pathogenic potential of other isolated enterobacteriaceae can not be excluded for the Bald Ibis. Such isolates consist of *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) in 38 of 262 (14,5 %) samples as examined by PCR, cultured *E. coli* in 114 of totally 300 (38,0 %) examined samples and *Klebsiella pneumoniae* in 14 of 300 (4,7 %) examined samples. These bacteria were due to their pathogenic properties and their zoonotic potential judged as not harmless. An increase of frequency of detection of *Salmonella* Typhimurium (1,4,5,12:i:1,2) isolates of 5,6 % (n=9) in 2007 compared to 28,4 % (n=29) in 2008 points to a major lack of hygiene in the maintenance conditions of the growing Northern Bald Ibises.

The isolation of cytopathogenic viruses in cell cultures failed. Also, the detection of antibodies in blood samples against paramyxovirus type 1, influenza A virus of the haemagglutinin subtypes H5 and H7 and *Salmonella* Typhimurium were negative in all cases.

To augment the chance of success of the reintroduction project in the long term some proposals are made concerning continuous veterinary monitoring, amelioration of hygienic conditions during the periods of raising and flight-training and the selection of breeding birds to decrease inbreeding depression of the Northern Bald Ibises.

8 LITERATURVERZEICHNIS

- AÇAKAYA, H. R. (1990): Bald Ibis *Geronticus eremita* population in Turkey: An evaluation of the "Captive Breeding Project for Reintroduction". *Biological Conservation* **51**, 225-237.
- ALEXANDER, D. J. und SENNE, D. A. (2008): Newcastle Disease, other Avian paramyxoviruses and pneumovirus infections. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). *Diseases of poultry*, 12th edition. Blackwell Publishing, Ames, Iowa/USA Oxford/UK-Victoria/Australia, S. 75-116.
- ANDERSON, A. A. und FRANSON, J. C. (2007): Avian chlamydiosis. In: Thomas, N. J., Hunter, D. B. and Atkinson, C. T. (eds.). *Infectious diseases of wild birds*. Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA., S. 303-316.
- ANDREASEN, C. B. (2008): Staphylococcosis. In: SAIF, Y.M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). *Diseases of poultry*, 12th edition, Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA, Oxford/UK, Victoria/Australia, S. 891-970.
- ASPLIN, F. D. (1952): Immunisation against Newcastle disease with a virus of low virulence (strain F) and observations on sub-clinical infection in partially resistant fowls. *The Veterinary Record* **64**, 245-249.
- BAUER, C. (1999): Zitate aus dem Laborprotokoll des Instituts für Parasitologie, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen „Standard Operation Procedure SAF Method (Sodium Acetate Acetic Acid Formaldehyde Technique)“. Selbstdruck.
- BARKHOFF, M. (1987): Die Krankheiten des Uhus (*Bubo bubo*) und ihre Bedeutung für die Wiedereinbürgerung in der Bundesrepublik Deutschland. Dissertation am Fachbereich Veterinärmedizin der

Universität Gießen.

- BARNES, H. J., NOLAN, L. K. und VAILLANCOURT, J.-P. (2008):
Colibacillosis. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th edition, Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA, Oxford/UK,-Victoria/Australia., S. 691- 738.
- BARNES, H. J. und NOLAN, L. K. (2008): Tuberculosis. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th edition, Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA-Oxford/UK-Victoria/Australia., S. 891-970.
- BECK, W. und PANTCHEV, N. (2006): Praktische Parasitologie bei Heimtieren: Kleinsäuger-Vögel-Reptilien-Bienen, 1. Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft, Hannover. S. 171-197.
- BEHLERT, O. und GERLACH, H. (1991): Sanierungsmaßnahmen in der Fasanerie des Kölner Zoos wegen aviärer Mykobakteriose. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift **104**, 12-15.
- BERGEY, D., HOLT, J., KRIEG, N., SNEATH, P., STALEY, J., WILLIAMS, T. (1994): Bergey's manual of determinative bacteriology, 9th edition. Verlag Williams und Wilkins, Baltimore USA. S. 27-745.
- BERGEY, D., HOLT, J., SNEATH, P., MAIR, N., SHARPE, M. E. (1986): Bergey's manual of systematic bacteriology, 6th edition.- Verlag Williams und Wilkins, Baltimore, USA. Volume 2. S. 999-1506.
- BOCH, J., SUPPERER, R., SCHNIEDER, T., BAUER, C. (2006): Veterinärmedizinische Parasitologie, 6. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart. S. 3-785.
- BOUJON, P., HENZI, M., PENSEYRES, J.-H., BELLOY, L. (2005) :

Enterotoxaemia involving β 2-toxigenic *Clostridium perfringens* in a white stork (*Ciconia ciconia*). The Veterinary Record **156**, 746.

BOUZID, W., LEK, S., MACE, M., BEN HASSINE, O., ETIENNE, R., LEGAL, L. and LOOT, G. (2008): Genetic diversity of *Ligula intestinalis* (Cestoda: Diphylobothriidea) based on analysis of inter-simple sequence repeat markers. Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research **46 (4)**, 289-296.

BÖHM, C. (2005): Zitat aus dem Protokoll einer Diskussion beim Symposium „Experimentelle Waldrapp-Freiflugprojekte“ am 11.11.2005 im Zoo Schmiding (Wels, Österreich).

BREZZEL, E. und WARTMANN, B. (1990): Neue Beobachtungen des Waldrapps (*Geronticus eremita*) im Jemen. Journal für Ornithologie **131**, 456-457.

BRITTINGHAM, C. M., TEMPLE, S. A. and DUNCAN, R. M. (1988): A survey of the prevalence of selected bacteria in wild birds. Journal of Wildlife Diseases, **24 (2)**, 299-307.

CHARLTON, B.R., CHIN, R.P. und BARNES, H.J. (2008): Fungal infections. In: SAIF, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th Edition, Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA-Oxford/UK-Victoria/Australia, S. 989-1010.

CHAUHAN, P. P. S und BHATIA, B. B. (1970): Eimerian oozysts from *Pseudibis Papillosa*. Indian Journal of Microbiology **10 (2)**, 53-54.

CLEAVELAND, S., HESS, G. R., DOBSON, A. P., LAURENSEN, M. K., MCCALLUM, H. I., ROBERTS, M. G. and WOODROFFE, R. (2002): The role of pathogens in biological conservation. In: Hudson, P.J. (ed.): The ecology of wildlife disease. Oxford University Press, New York. S.

139-150.

COMMISSION of the EUROPEAN COMMUNITY (1993): Commission of 8 February 1993 laying down the criteria for vaccines to be used against Newcastle disease in the context of routine vaccination programmes. Official Journal of the European Communities, **L59** 35-40.

CRAMP, S., SIMMONS, K. E. L., FERGUSON-LEE, I. J., GILLMOR, R., HOLLAM, P. A. D., HUDSON, R., NICHOLSON, E. M., OGILVIE, M. A., OLNEY, P. J. S., VOONS, K. H., WATTEL, J. (1977): Handbook of the birds of Europe, the Middle East and North Africa, Ostrich to Ducks, Volume 1, Oxford University Press, London / New York, S. 343-347.

CUNNINGHAM, A. A. (1995): Disease risks of wildlife translocations. Conservation Biology **10 (2)**, 349-353.

DVORSKA, L., MATLOVA, L., AYELE, W. Y., FISCHER, O. A., AMEMORI, T., WESTON, R. T., ALVAREZ, J., BERAN, V., MORAVKOVA, M., PAVLIK, I. (2007): Avian tuberculosis in naturally infected captive water birds of the Ardeidae and Threskiornithidae families studied by serotyping, IS901 RFLP typing, and virulence for poultry. Veterinary Microbiology **119**, 366-374.

ECKERT, J., FRIEDHOFF, K. T., ZAHNER, H., DEPLAZES, P. (2005): Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 6. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. S. 26-451.

ELLIOTT, A. (1992): Handbook of the birds of the world. Lynx Edicions, Barcelona. Volume 1, S. 472-491.

FARNSWORTH, T. (2002): *Enterococcus avium* splenic abscess: a rare bird. The Lancet Infectious Diseases **2 (12)**, 765.

FLÜGGER, M. (1991): Untersuchungen zu der Bedeutung von Wilvögeln in

der Epizootiologie der Salmonella-, Yersinia- und Campylobacter-Infektionen der Zootiere. Dissertation, Tierärztlichen Hochschule Hannover.

FRANKHAM, R., BALLOU, J. D. und BRISCOE, D. A. (2003): Introduction to conservation genetics. Cambridge University Press, Cambridge, S. 502-528.

FRITZ, J. (2005): Vortrag zum Thema „Freiflugprojekt Grünau: Ansiedlung einer halbzahmen, frei fliegenden Waldrappkolonie aus Zoonachzucht“. Aus dem Protokoll des Symposiums „Experimentelle Waldrapp-Freiflugprojekte“ am 11.11.2005 im Zoo Schmiding (Wels, Österreich).

FRITZ, J. (2006): Der Flug des Ibis – die Rückkehr eines heiligen Vogels aus der Arche Noah. Bibliothek der Provinz, Wien, S. 10-103.

FRITZ, J. (2008): NBI Fostering Guidelines - Version March 2008 des Waldrappteams.at.

GANWU, L. (2005): Identification of avian pathogenic *E. coli* (APEC) crucial genes for the pathogenesis of *E. coli*-septicemia in chickens by signature-tagged transposon mutagenesis (STM). Dissertation, Freie Universität Berlin.

GAST, R. K. (2008): Salmonella infections, introduction. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th edition. Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA. Oxford/UK-Victoria/Australia, S. 619-674.

GAST, R. K. (2008): Paratyphoid infections. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th edition. Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA. Oxford/UK-Victoria/Australia, S. 619-674.

- GEDEK, B. (2002): Pilzkrankheiten. In: MAYR, A. (Hrsg.). Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 7. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart., S. 613-632.
- GERLACH, H. (1994): Bacteria. In: RITCHIE, B. W., HARRISON, G. J. und HARRISON, L. R.: Avian medicine: principles and application. Wingers Publishing, Lake Worth, USA, S. 949-983.
- GOTTSCHALK, C., THIELEBEIN, J., PRANGE, H., PFEIFER, F. und SPRETKE, T. (2000): Ergebnisse eines Endoparasiten-Monitorings im zoologischen Garten Halle. Zoologischer Garten **70** (2), 91-121.
- GRIMM, V. und STORCH, I. (2000): Minimum viable population size of capercaillie *Tetrao urogallus*: results from a stochastic model. Journal of Wildlife Biology **6**, 219-225.
- GYLSTORFF, I. und GRIMM, F. (1987): Vogelkrankheiten. Ulmer Verlag, Stuttgart., S. 328-332.
- HAENEL, H. (1982): Mikroökologie- zur Begriffsbestimmung.
In: Bernhardt, H. und Knoke, M. (Hrsg.)- Mikroökologie des Magen-Darm-Kanals des Menschen. Ambrosius Barth Verlag, Leipzig., S. 15-18.
- HAFEZ, H. M. und KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. (2006): Mykotische Erkrankungen. In: Kaleta, E. F. und Krautwald-Junghanns, M. E. (Hrsg.). Kompendium der Ziervogelkrankheiten, 3. Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft, Hannover., S. 251-262.
- HANSON, R. P. and BRANDLY, C. A. (1955): Identification of vaccine strains of NDV. Science **122**, 156-157.
- HIRSCH, U. (1976): Beobachtungen am Waldrapp (*Geronticus eremita*) in Marokko und Versuch zur Bestimmung der Alterszusammensetzung

von Brutkolonien. Der Ornithologische Beobachter **73**, 225-235.

HIRSCH, U. (1979a): Hilfe für den Waldrapp - Schopfbisse in der Türkei und in Marokko. Wir und die Vögel **11** (2), 12-15.

HIRSCH, U. (1979b): Studies of west Palearctic birds- Bald Ibis. British birds **72**, 313-325

HÖFLE, U., KRONE, O., BLANCO, J. M. and PIZARRO, M. (2003):
Chaunocephalus ferox in free-living White Storks in Central Spain. Avian Diseases **47**, 506-512.

IAGNBI, International Advisory Group of the Northern Bald Ibis, Angaben zu aktuellen Forschungsvorhaben, Schutzmaßnahmen und zur Populationsentwicklung von *Geronticus eremita* unter www.iagnbi.org

IUCN Red List of threatened species, Stand 2008, Angaben zur Population von *Geronticus eremita* unter www.iucnredlist.org

KAADEN, O.-R. (2002): Viruskrankheiten. In: MAYR, A. (Hrsg.) Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre, 7. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart., S. 145-415.

KALETA, E. F. und BALDAUF, C. (1988): Newcastle disease in free-living and pet birds. In: Alexander, D. J. (ed.). Newcastle disease. Kluwer Academic Publishers, Boston, MA, USA S. 197-246.

KALETA, E. F. and TADAY, E. M. A. (2003): Avian host range of *Chlamydophila* spp. based on isolation, antigen detection and serology. Avian Pathology **32**, 435-462.

KALETA, E. F., KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E., HAFEZ, H. M., HATT, J. M., KORBEL, R., KUMMERFELD, N., NEUMANN, U., SCOPE, A. (2006): Kompendium der Ziervogelkrankheiten, 3. Auflage.

Schlütersche Verlagsgesellschaft, Hannover, S. 16-334.

- KAPPERUD, G. und ROSEF, O. (1983): Avian wildlife reservoir of *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni*, *Yersinia* spp. and *Salmonella* spp. in Norway. *Applied and Environmental Microbiology* **45** (2), 375-380.
- KLEINSCHMIDT, O. (1899): Der Waldrapp, *Geronticus eremita*. In: Hennicke, C. R. (Hrsg.). Naumann: Naturgeschichte der Vögel Mitteleuropas (1908), Band 7, S. 199-202.
- KOPPERS, N., GERLACH, H., BEHLERT, O. (1991): Mykobakteriose bei Waldrapen (*Geronticus eremita*). *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* **104**, 57-62.
- KRÜGER, A., REDMANN, T., SOMMER, D., ANTAKLI, A. und KALETA, E. F. (2009): Todesfälle bei frei lebenden Zeisigen (*Spinus spinus* Linnaeus, 1758) durch *Salmonella* Typhimurium DT 104 und ST 013. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* **116**, 326-329.
- KUMERLOEVE, H. (1978): Waldrapp, *Geronticus eremita*, und Glattnackenrapp, *Geronticus calvus*: Zur Geschichte ihrer Erforschung und zur gegenwärtigen Bestandssituation. *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien* **81**, 319-349.
- KUMERLOEVE, H. (1984): The Waldrapp, *Geronticus eremita*, historical review, taxonomic history and present status. *Biological Conservation* **30**, 363-373.
- KUMMERFELD, N. (2006): Parasitäre Erkrankungen. In: KALETA, E. F. und KRAUTWALD-JUNGHANN, M.-E. (Hrsg.). *Kompendium der Ziervogelkrankheiten*, 3. Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft, Hannover, S. 202-223.
- KUNTZ, R. L., HARTEL, P. G., RODGERS, K., SEGARS, W. I. (2004):

Presence of *Enterococcus faecalis* in broiler litter and wild bird feces for bacterial source tracking. *Water Research* **38**, 3551-3557.

- LAMB, R. A., COLLINS, P. L., KOLAKOWSKY, D., MELERO, J. A., NAGAI, Y., OLDSTONE, M. B. A., PRINGLE, C. R. and RIMA, B. K. (2005): Family paramyxoviridae. In: Fauquet, C. M., Mayo, M. A., Maniloff, J., Desselberger, U. and Ball, L. A. (eds.). *Virus taxonomy. Eighth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Elsevier Academic Press, Amsterdam, S. 655-668.
- LEIGHTON, F. A. (2002): Health risk assessment of the translocation of wild animals. *Revue Scientifique et Technique d'Office International des Epizooties* **21** (1), 187-195.
- LIECHTENSTEIN, E. (2005): Vortrag zum Thema „Freiflugprojekt Rosegg“. Zitat aus dem Protokoll des Symposiums „Experimentelle Waldrapp-Freiflugprojekte“ am 11.11.2005 im Zoo Schmiding (Wels, Österreich).
- LINNAEUS, C. V. (1758): *Systema naturae - regnum animale*, 10. Auflage. Laurentii Solvi, Holmae. Tomus I. S. 117-118.
- MARROW, J., WHITTINGTON, J. K., MITCHELL, M., HOYER, L. L., MADDOX, C. (2009): Prevalence and antibiotic-resistance characteristics of *Enterococcus* spp. isolated from free-living and captive raptors in central Illinois. *Journal of Wildlife Diseases* **45** (2), 302- 313.
- MARTI, H. und ESCHER, E. (1990): SAF - eine alternative Fixierlösung für parasitologische Stuhluntersuchungen. *Schweizer Medizinische Wochenschrift* **120**, 1473-1476.
- MARQUES, M. V. R., DE RESENDE, J. S., DONATTI, R. V., DA ROCHA VILELA, D. A., ECCO, R., DA SILVA MARTINS, N. R. (2009): A

bumblefoot outbreak and fatal septicemia in captive aquatic birds in Brazil. *Ciência Rural*, Santa Maria, Online, ISSN 0130-8478.

MAYR, A., BÜTTNER, M., GEDEK, B., KAADEN, O.-R., KRÜGER, M. und SELBITZ, H.-J. (2002): *Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*, 7. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. S. 377-632.

MCCLURE, H. E., EVELAND, W. C. and KASE, A. (1957): The occurrence of certain Enterobacteriaceae in birds. *American Journal of Veterinary Research* **18**, 207-209.

MEHLHORN, H. und PIEKARSKI, G. (2002): *Grundriß der Parasitenkunde*, 6. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg. S. 2-456.

MÜNCH, T. A. (2006): *Retrospektive und prospektive Auswertung der Todesursachen von Vögeln im Münchner Tierpark Hellabrunn*. Dissertation, Ludwig Maximilians-Universität München.

NAWROT, R., BARYLSKI, J., TOMASZEWSKI, L., JERZAK, L., GOZDZICKA-JOZEFIAK, A., JEDRZEJEWSKI, S., TRYJANOWSKI, P. (2009): Identification of bacterial species in White Stork chicks in Poland using PCR method and sequencing of bacterial 16S rRNA. *Polish Journal of Environmental Studies* **18** (2), 301-304.

OIE (Office International des Epizooties) (2004): *Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals (mammals, birds and bees)*. Fifth Edition, S. 258-1032.

OSSMANN, S. (2008): *Untersuchungen zum Helminthenbefall beim Kormoran (*Phalacrocorax carbo*) und Graureiher (*Ardea cinerea*) aus sächsischen Teichwirtschaften - ein Beitrag zu Parasitenbefall, Epidemiologie und Schadwirkung*. Dissertation, Universität Leipzig.

PANTCHEV, N. (2007): *Vielfalt der Pseudoparasiten im Kot von Reptilien*.

Kleintier Medizin **1/ 2-07**, 33-41.

PEGORARO, K. und THALER, E. (1985): Zum Verhalten erstbrütender Waldrapp-Weibchen im Alpenzoo. Zoologischer Garten **55**, 113-123.

PEGORARO, K. und MALIN, G. (1990): Freilandbeobachtungen am Waldrapp (*Geronticus eremita*) in Marokko: Verhalten immaturer Individuen. Journal für Ornithologie **131**, 435-456.

PEGORARO, K. (1992): Zur Ethologie des Waldrapps (*Geronticus eremita*). Beobachtungen in Volieren und im Freiland (Türkei, Marokko). Dissertation, Universität Innsbruck.

PEGORARO, K. (1996): Der Waldrapp – Vom Ibis, den man für einen Raben hielt. Sammlung Vogelkunde im Aula-Verlag, Wiesbaden. S. 11-123.

PELLÉRDY, L. P. (1974): Coccidia and Coccidiosis, 2. Auflage. Parey Verlag, Berlin und Hamburg. S. 158.

PFEIFFER, J. (1991): Untersuchungen über das Vorkommen latenter Salmonella-, Yersinia- und Campylobacter-Infektionen bei freifliegenden Vögeln im Bereich des Zoologischen Gartens Hannover. Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover.

PURRINI, K. und PIŽL, V. (1982): Ein neues Sporentierchen, *Monocystis* n. sp. (Sporozoa, Gregarinida) als Parasit bei den Regenwürmern *Lumbricus rubellus* (Hoffm.) und *Nicodrilus caliginosus* (Sav.) (Annelida, Lumbricidae). Anzeiger für Schädlingskunde, Pflanzenschutz und Umweltschutz **55**, 131-134.

QUEVEDO, M. (2003): Results of a mortality survey of adult Northern Bald Ibis held in captivity. Zitat aus einem Report an die IAGNBI von 2003.

RITCHIE, B. W., HARRISON, G. J., HARRISON, L. R. (1994):

Avian medicine: principles and application. Wingers -Publishing, Lake Worth, Florida, USA. S 26-1326.

ROMMEL, M., ECKERT, J., KUTZER, E., KÖRTING, W., SCHNIEDER, T.
(2000): Veterinärmedizinische Parasitologie, 5. Auflage. Parey Verlag, Berlin. S. 679-742.

ROTH, C. (2004): Untersuchungen zur Überlebensfähigkeit von enterohämorrhagischen *Escherichia coli* (EHEC) in der Umwelt sowie zum Vorkommen in Kotproben von Wasservögeln. Dissertation, Technische Universität München.

ŞAHIN, R. (1980): Erfolgreiche Volierenbrut der Waldraffen in der Türkei. Ornithologische Mitteilungen **32**, 72-74.

ŞAHIN, R. (1982): Eltern-Kind-Beziehungen der frei lebenden Waldraffe (*Geronticus eremita*) in Birecik (Türkei). Ökologie der Vögel, Band 4, Heft 1, S. 1-7.

ŞAHIN, R. (1990): Werdegang und Bedeutung des Kopfnickens beim Waldraff (*Geronticus eremita*). Journal für Ornithologie **131**, 445-451.

SAIF, Y. M., FADLY, A. M., GLISSON, J.R., MCDUGALD, L. R., NOLAN, L. K., SWAYNE, D. E (2008): Diseases of Poultry. 12 th Edition. Blackwell Publishing, Iowa/USA-Oxford/UK-Victoria/Australia, S. 75-1001.

SCHEMERA, B., TORO, H., HERBST, W. und KALETA, E. F. (1987): Konjunktivitis und Störung des Allgemeinbefindens bei Menschen durch Infektion mit dem Virus der Newcastle-Krankheit. Deutsche Tierärztliche Wochenschrift **94**, 383-384.

SCHENKER, A. (1977): Das ehemalige Verbreitungsgebiet des Waldraffs *Geronticus eremita* in Europa. Der Ornithologische Beobachter **74**, 13-

30.

SCHMAHL, C. U. (1993): Versuche zur Therapie der spontanen (natürlichen) Salmonellose (*Salmonella Typhimurium variatio copenhagen*) der Brief- und Rassetauben mit Baytril® und Chloromycetin® sowie ein Vorschlag zur Bekämpfung der Tauben-Salmonellose. Dissertation, Justus-Liebig-Universität Gießen.

SCHULZ, H. und SCHULZ, M. (1992): New records of the Bald Ibis (*Geronticus eremita*) from Saudi-Arabia. Journal für Ornithologie **133**, 165-172.

SCOPE, A. (2006): Bakterielle Erkrankungen. In: Kaleta, E. F. und Krautwald-Junghanns, M.-E. (Hrsg.). Kompendium der Ziervogelkrankheiten, 3. Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft, Hannover, S. 224-242.

SELBITZ, H.-J. (2002): Bakterielle Krankheiten. In: MAYR, A. (Hrsg.). Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre, 7. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart, S. 417-588.

SERRA, G. (2009): The development and status of the Syrian NBI Population. Erhältlich auf der Homepage der IAGNBI (International Advisory Group of the Northern Bald Ibis) unter www.iagnbi.org, Zugriff am 28.04.2009.

SHIVAPRASAD, H. L. (2008): Arizonosis. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of Poultry, 12th edition.- Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA/Oxford/UK-Victoria/Australia, S. 619-674.

SHIVAPRASAD, H. L. und BARROW, P. A. (2008): Pullorum disease and fowltyphoid. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th

edition.- Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA Oxford/UK-Victoria/Australia., S. 619-674.

SIEGFRIED, R. (1972): Discrete breeding and wintering areas of the Waldrapp, *Geronticus eremita*. Bulletin of the British Ornithologists' Club **92**, 102-103.

SMIT, T., EGER, A., HAAGSMA, J. und BAKHUIZEN, T. (1987): Avian tuberculosis in wild birds in the Netherlands. Journal of Wildlife Diseases **23** (3), 485-487.

SWAYNE, D. E. und HALVORSON, D. A. (2008): Influenza. In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. and Swayne, D. E. (eds.). Diseases of poultry, 12th edition.- Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA Oxford/UK-Victoria/Australia., S. 153-184.

SZIDAT, L. (1940): Die Parasitenfauna des weißen Storches und ihre Beziehung zu Fragen der Ökologie, Phylogenie und der Urheimat der Störche. Parasitology Research **11** (4), 563-592.

TADAY, E. M. A. (1998): Organveränderungen und Erregernachweise nach Infektion mit *Chlamydia* sp. beim Vogel unter besonderer Berücksichtigung des aviären Wirtsspektrums. - Eine veterinärhistorische Studie. Dissertation, Justus-Liebig-Universität Gießen.

THALER, E., ETTTEL, E. und JOB, S. (1981): Zur Sozialstruktur des Waldrapps (*Geronticus eremita*) – Beobachtungen an der Brutkolonie des Alpenzoos Innsbruck. Journal für Ornithologie **122**, 109-128.

THALER, E., PEGORARO, K. und STABINGER, S. (1992): Familienbindung und Auswanderung des Waldrapps (*Geronticus eremita*) - ein Pilotversuch. Journal für Ornithologie **133**, 173-180.

TINTNER, A., KOTRSCHAL, K. (2002): Early social influence on nestling

LITERATURVERZEICHNIS

development in Waldrapp ibis (*Geronticus eremita*). Zoo Biology **21**, 467-480.

VAN DER WAAIJ, D. (1989): Bioregulation of digestive tract microflora. Revue Scientifique et Technique d'Office International des Epizooties **8** (2), 333-345.

VINS, T. und RATJEN, T. (2006): Der Waldrapp – *Geronticus eremita*. AZ-Nachrichten **53**, 337-338.

WOLTERS, H. E. (1975-1982): Die Vogelarten der Erde. Parey-Verlag, Berlin. S. 88-89.

WOODFORD, M. H. and ROSSITER, P. B. (1993): Disease risk associated with wildlife translocation projects. Revue Scientifique et Technique **12** (1), 115-135.

ANHANG

Tabelle 17: Fütterungsplan

Tag	Fütterungen/ d	Fütterungszeiten	Mehlwürmer	Andere ¹ Insekten	Milchmäuse	Kleine Mäuse	Große Mäuse	Rinderherz	Küken	Ratten	Steine ² / Fütterung	Futtermenge/ Vogel/ d	Kommentar
1	15	Stündlich 7 ⁰⁰ -21 ⁰⁰										167 g	
2	15	Stündlich 7 ⁰⁰ -21 ⁰⁰		Kleine Grillen								167 g	
3	15	Stündlich 7 ⁰⁰ -21 ⁰⁰		Kleine Grillen	X							167 g	
4	15	Stündlich 7 ⁰⁰ -21 ⁰⁰	weiße	Kleine Grillen	X	X					4-6/ Tag	167 g	
5	9, alle 90 min.	7 ³⁰ -12 ⁰⁰ 14 ⁰⁰ -20 ⁰⁰	weiße	Kleine Grillen	X	X					4-6/ Tag	167 g	
6	9, alle 90 min.	siehe oben	weiße	Kleine Grillen	X	X					4-6/ Tag	167 g	
7	9, alle 90 min.	siehe oben	X	Kleine Grillen		X		X			4-6/ Tag	167 g	erste Gewölle
8	9, alle 90 min.	siehe oben	X	Kleine Grillen		X		X			4-6/ Tag	194 g	erste Gewölle
9	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	Kleine Grillen		X		X			4-6/ Tag	194 g	erste Gewölle
10	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	Kleine Grillen		X		X			4-6/ Tag	194 g	erste Gewölle

ANHANG

Tag	Fütterungen/d	Fütterungszeiten	Mehlwürmer	Anderer Insekten	Milchmäuse	Kleine Mäuse	Große Mäuse	Rinderherz	Küken	Ratten	Steine ² /Fütterung	Futtermenge/Vogel/d	Kommentar
11	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	Mittlere Grillen		X	X	X			2-3	194 g	
12	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	Mittlere Grillen		X	X	X			2-3	194 g	
13	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	Mittlere Grillen		X	X	X			2-3	194 g	
14	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	Mittlere Grillen		X	X	X			2-3	194 g	
15	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	Ab sofort: Lebende Mehlwürmer
16	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	
17	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	
18	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	
19	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	
20	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	

ANHANG

Tag	Fütterungen/d	Fütterungszeiten	Mehlwürmer	Andere ¹ Insekten	Milchmäuse	Kleine Mäuse	Große Mäuse	Rinderherz	Küken	Ratten	Steine ^{2/} Fütterung	Futtermenge/Vogel/d	Kommentar
21	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	247 g	
22	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
23	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
24	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
25	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
26	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
27	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
28	7	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	217 g	
29	6	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191 g	
30	6	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191 g	

ANHANG

Tag	Fütterungen/d	Fütterungszeiten	Mehlwürmer	Andere ¹ Insekten	Milchmäuse	Kleine Mäuse	Große Mäuse	Rinderherz	Küken	Ratten	Steine ^{2/} Fütterung	Futtermenge/Vogel/d	Kommentar
31	6	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191g	
32	6	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191g	
33	6	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191g	
34	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191g	
35	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	191g	
36	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210g	
37	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210g	
38	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210g	
39	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210g	
40	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210g	

ANHANG

Tag	Fütterungen/d	Fütterungszeiten	Mehlwürmer	Andere ¹ Insekten	Milchmäuse	Kleine Mäuse	Große Mäuse	Rinderherz	Küken	Ratten	Steine ^{2/} Fütterung	Futtermenge/Vogel/d	Kommentar
41	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210 g	
42	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210 g	
43	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210 g	
44	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210 g	
45	5	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	210 g	
46	4	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	214 g	
47	4	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	214 g	
48	4	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	214 g	
49	4	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	214 g	
50	4	7 ⁰⁰ -19 ⁰⁰	X	X			X	X	X	X	2-3	214 g	

¹ Grillen, Grashüpfer, Zephobalarven

² Steine= Magensteine / Grit

ANHANG

Detaillierte Aufstellung der Verwandtschaftsverhältnisse der Nachzuchten und Elterntiere

Tabelle 18: Verwandtschaft der Nachzuchten, die aus dem Tierpark Rosegg stammen

Nr.	Aufzucht-jahr	Name	Studbook-nummer	Eltern	Studbook-nummer der Eltern	Großeltern	Studbook-nummer der Großeltern
6	2007	Jack	3490	♀Momo	2296	♀Jason ♂Bibo	1871 2212
7		Emma	3491	♂Peppone	2472	♀unbek. ♂unbek.	
8	2007	Helena	3495	♀Amato	2271	♀unbek. ♂unbek.	
				♂Niels	2270	♀unbek. ♂unbek.	

Tabelle 19: Verwandtschaft der Nachzuchten, die aus dem Zoo Zürich stammen

Nr.	Aufzucht-jahr	Name	Studbook-nummer	Eltern	Studbook-nummern der Eltern	Großeltern	Studbook-nummern der Großeltern
4	2008	Isi	3590	♀0511	715	♀6223 ♂6843	17 60
12		Siri	3589	♂0604	931	unbekannt unbekannt	
10	2008	Mikesch	3582	♀51230	2100	unbekannt	
13 e4d		Toki Zora	3581 3583	♂0617	950	unbekannt ♀0511 ♂0319	715 1379

ANHANG

Tabelle 20: Verwandtschaft der Nachzuchten, die aus der Konrad-Lorenz-Forschungsstelle, Grünau, stammen

Nr.	Aufzucht-jahr	Name	Studbook-nummer	Eltern	Studbook-Nummern der Eltern	Großeltern	Studbook-nummern der Großeltern
1	2007	Sara	3639	♀Winnetou ♂Bibo	2607 2212	♀Daphne	1924
						♂Otello	1922
						♀Antonia	838
						♂Eberhard	994
2	2007	Blacky	3642	♀Arion	1872	unbekannt	
						unbekannt	
4		Sorli	3643	♂Sinbad	1921	♀Putz	338
						♂Thaurer	706
3	2007	Arthuro	3644	♀Aischa	2034	unbekannt	
						unbekannt	
5		Zoe	3645	♂Hera	1873	unbekannt	
						unbekannt	

Tabelle 21: Verwandtschaften der Nachzuchten, die aus dem Zoo Prag stammen

Nr.	Aufzucht-jahr	Name	Studbook-nummer	Eltern	Studbook-nummern der Eltern	Großeltern	Studbook-nummern der Großeltern
13	2007	Karel	3539	♀KU red	2400	unbekannt	
14		Marketa	3540	♂AR green	2106	unbekannt	
						♀WO735	780
						♂WO758	779
6	2008	Luca	3802	♀HN red	2107	♀WO753	780
						♂WO758	779
11		Rico	3804	♂FN blue	2129	♀B723	296
						♂WO758	779
3	2008	Hanni	3803	♀HX red	2111	♀B723	296
						♂BC201	823
				♂HZ red	2121	♀WO757	781
						♂BC 282 ri	1608
8	2008	Maxi	3798	♀KC green	2109	♀1430	1430
						♂unbekannt	
				♂CR green	2126	♀C38	776
						♂BC201	823
2	2008	Gonzo	3801	♀GH red	2113	♀B723	296
						♂BC201	823
7		Mari	3805	♂AR green	2106	♀WO735	780
						♂WO758	779

ANHANG

Tabelle 22: Nachgewiesene Bakterien im Untersuchungsjahr 2007 je Waldrapp (1-10)

Name und Nummer des Vogel	Sara 1	Blacky 2	Arthuro 3	Sorli 4	Zoe 5	Jack 6	Emma 7	Helena 8	Harry 9	Andy 10
Anzahl untersuchte Proben	12	9	4	10	6	6	8	6	11	10
Grampositive Bakterien										
<i>Enterococcus</i> spp.	3	4		3	2	2	4	3	5	3
<i>Staphylococcus</i> spp.	1	2	1	1			1	1		
<i>Aerococcus</i> spp.			1	1	1					
<i>Leuconostoc</i> spp.							1			
<i>Streptococcus</i> spp.										
<i>Lactobacillus</i> spp.										
<i>Gemella</i> spp.										
<i>Lactococcus</i> spp.										
<i>Globicatella</i> spp.										
Gramnegative Bakterien										
<i>Proteus</i> spp.	8	8	2	8	3	4	5	5	7	10
<i>Escherichia</i> spp.	5	3	3	3	2	3	5	1	3	1
<i>Salmonella</i> Typhimurium	1			1	1			1	1	
<i>Morganella</i> spp.		1								
<i>Klebsiella</i> spp.	1	1	1	1			1		1	
<i>Pantoea</i> spp.		1	1			1				
<i>Providencia</i> spp.						1	1			
<i>Citrobacter</i> spp.	1									
<i>Serratia</i> spp.								1		1
<i>Enterobacter</i> spp.								1		
<i>Pseudomonas</i> spp.										1
<i>Aeromonas</i> spp.										
<i>Clostridium</i> spp.									1	
<i>Yersinia</i> spp.										
<i>Raoultella</i> spp.										
<i>Plesiomonas</i> spp.										
Gramlabile Bakterien										
<i>Bacillus</i> spp.	1	3	1	1	5			3		2

ANHANG

Tabelle 23: Nachgewiesene Bakterien im Untersuchungsjahr 2007 je Waldrapp (11-19)

Name und Nummer des Vogels	Sam 11	Ayla 12	Karel 13	Marketa 14	Summer 15	Flora 16	Joy 17	Tess 18	José 19
Anzahl untersuchte Proben	10	13	11	10	14	13	12	18	14
Grampositive Bakterien									
<i>Enterococcus</i> spp.	4	3	4	2		2	5	4	2
<i>Staphylococcus</i> spp.		1	1	2			1		
<i>Aerococcus</i> spp.	1				1	1	1		
<i>Leuconostoc</i> spp.					1				
<i>Streptococcus</i> spp.									1
<i>Lactobacillus</i> spp.						1			
<i>Gemella</i> spp.							1		
<i>Lactococcus</i> spp.									
<i>Globicatella</i> spp.			1						
Gramnegative Bakterien									
<i>Proteus</i> spp.	9	11	10	7	12	12	10	17	14
<i>Escherichia</i> spp.	6	6	2	2	5	2	7	6	2
<i>Salmonella</i> Typhimurium				1	1			2	
<i>Morganella</i> spp.		2	2			1			1
<i>Klebsiella</i> spp.		1	2		2			1	
<i>Pantoea</i> spp.						2	1		
<i>Providencia</i> spp.			2		1	1			
<i>Citrobacter</i> spp.						1	1		
<i>Serratia</i> spp.			1			1			
<i>Enterobacter</i> spp.			1	1					
<i>Pseudomonas</i> spp.							1		
<i>Aeromonas</i> spp.		1						1	
<i>Clostridium</i> spp.			1						
<i>Yersinia</i> spp.							1		
<i>Raoultella</i> spp.			1						
<i>Plesiomonas</i> spp.									1
Gramlabile Bakterien									
<i>Bacillus</i> spp.	3	2	4	3	2	5		2	1

ANHANG

Tabelle 24: Nachgewiesene Bakterien im Untersuchungsjahr 2008 je Waldrapp (1-6)

Name und Nummer des Vogels	Alex 1	Gonzo 2	Hanni 3	Isi 4	Jago 5	Luca 6
Anzahl untersuchte Proben	8	8	8	8	7	8
Grampositive Bakterien						
<i>Enterococcus</i> spp.	2	2	1	4	3	3
<i>Staphylococcus</i> spp.	2					1
<i>Aerococcus</i> spp.				1	1	
<i>Leuconostoc</i> spp.						
<i>Streptococcus</i> spp.				1		
<i>Lactobacillus</i> spp.						
<i>Gemella</i> sp.						
<i>Lactococcus</i> spp.						
<i>Globicatella</i> spp.						
Gramnegative Bakterien						
<i>Proteus</i> spp.	8	8	8	8	7	8
<i>Escherichia</i> spp.		1	2	3	1	2
<i>Salmonella</i> Typhimurium	2	2	2	1	2	2
<i>Morganella</i> spp.						
<i>Klebsiella</i> spp.	1					
<i>Pantoea</i> spp.	1		1			
<i>Providencia</i> spp.						
<i>Citrobacter</i> spp.						
<i>Serratia</i> spp.						
<i>Enterobacter</i> spp.						
<i>Pseudomonas</i> spp.				1		
<i>Aeromonas</i> spp.						
<i>Clostridium</i> spp.						
<i>Yersinia</i> spp.						
<i>Raoultella</i> spp.						
<i>Plesiomonas</i> spp.						
Gramlabile Bakterien						
<i>Bacillus</i> spp.	1			1	2	

ANHANG

Tabelle 25: Nachgewiesene Bakterien im Untersuchungsjahr 2008 je Waldrapp (7-12)

Name und Nummer des Vogels	Mari 7	Maxi 8	Mia 9	Mikesch 10	Rico 11	Siri 12
Anzahl untersuchte Proben	8	8	8	8	6	5
Grampositive Bakterien						
<i>Enterococcus</i> spp.	3	1	1	3	1	1
<i>Staphylococcus</i> spp.						
<i>Aerococcus</i> spp.						
<i>Leuconostoc</i> spp.					1	
<i>Streptococcus</i> spp.						
<i>Lactobacillus</i> spp.						
<i>Gemella</i> spp.					1	
<i>Lactococcus</i> spp.	1			1		
<i>Globicatella</i> spp.						
Gramnegative Bakterien						
<i>Proteus</i> spp.	8	8	7	8	6	5
<i>Escherichia</i> spp.		2	1	2	1	1
<i>Salmonella</i> Typhimurium	1	1	2	3	3	2
<i>Morganella</i> spp.						
<i>Klebsiella</i> spp.						
<i>Pantoea</i> spp.			1			
<i>Providencia</i> spp.						
<i>Citrobacter</i> spp.				1	1	
<i>Serratia</i> spp.				1		
<i>Enterobacter</i> spp.				1		
<i>Pseudomonas</i> spp.						
<i>Aeromonas</i> spp.						
<i>Clostridium</i> spp.						
<i>Yersinia</i> spp.						
<i>Raoultella</i> spp.				1		
<i>Plesiomonas</i> spp.						
<i>Bacillus</i> spp.	2	1				

ANHANG

Tabelle 26: Nachgewiesene Pilze im Untersuchungsjahr 2007 je Waldrapp

(1-10)

Name und Nummer des Vogel	Sara 1	Blacky 2	Arthuro 3	Sorli 4	Zoe 5	Jack 6	Emma 7	Helena 8	Harry 9	Andy 10
Anzahl untersuchte Proben	12	9	4	10	6	6	8	6	11	10
Pilze										
<i>Aspergillus</i> spp.	1									
<i>Candida</i> spp.					1					1
<i>Mucor</i> spp.				1					1	

Tabelle 27: Nachgewiesene Pilze im Untersuchungsjahr 2007 je Waldrapp

(11-19)

Name und Nummer des Vogels	Sam 11	Ayla 12	Karel 13	Marketa 14	Summer 15	Flora 16	Joy 17	Tess 18	José 19
Anzahl untersuchte Proben	10	13	11	10	14	13	12	18	14
Pilze									
<i>Aspergillus</i> spp.									
<i>Candida</i> spp.		2	1		2	2		1	
<i>Mucor</i> spp.						1			

Tabelle 28: Nachgewiesene Pilze im Untersuchungsjahr 2008 je Waldrapp

(1-6)

Name und Nummer des Vogels	Alex 1	Gonzo 2	Hanni 3	Isi 4	Jago 5	Luca 6
Anzahl untersuchte Proben	8	8	8	8	7	8
Pilze						
<i>Aspergillus</i> spp.			1			
<i>Candida</i> spp.	1					
<i>Mucor</i> spp.						

ANHANG

Tabelle 29: Nachgewiesene Pilze im Untersuchungsjahr 2008 je Waldrapp (7-12)

Name und Nummer des Vogels	Mari 7	Maxi 8	Mia 9	Mikesch 10	Rico 11	Siri 12
Anzahl untersuchte Proben	8	8	8	8	6	5
Pilze						
<i>Aspergillus</i> spp.		1	1			
<i>Candida</i> spp.			1			
<i>Mucor</i> spp.						

Detaillierte Aufstellung der bakteriologischen und mykologischen Untersuchungsbefunde im Jahr 2007

Tabelle 30: Bakteriologische und mykologische Befunde von Sara, Blacky und Arturo (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr. 1 Sara	Nr. 2 Blacky	Nr. 3 Arturo
Probe 1 ¹		Proteus sp.	
Probe 2 ¹			
Probe 3 ¹			
Probe 4 ¹	Proteus sp. Aspergillus fumigatus		Proteus sp.
Probe 5 ¹			
Probe 6 ¹			
Probe 7 ¹	Proteus sp.		
Probe 8 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	
Probe 9 ¹	Proteus sp.		
Probe 10 ¹	Proteus sp. Escherichia coli		
Probe 11 ¹	Citrobacter freundii-group Proteus sp. Enterococcus sp.	Proteus sp.	
Probe 12 ¹	Bacillus sp.	Proteus sp.	
Probe 13 ²	Bacillus sp. Escherichia coli Escherichia fergusonii Enterococcus sp.	Escherichia coli Klebsiella oxytoca Proteus sp. Pantoea spp. 1 Staphylococcus simulans	Klebsiella sp. Staphylococcus aureus Escherichia coli Pantoea spp. 1 Aerococcus viridans 1 Proteus sp.

ANHANG

Probe 14 ¹		Proteus sp. Escherichia coli Morganella morganii Enterococcus sp.	
Probe 15 ¹	Escherichia coli Staphylococcus hominis Klebsiella oxytoca Proteus sp. Salmonella Typhimurium Candida krusei Candida sp.		Escherichia coli
Probe 16 ¹	Proteus sp. Aerococcus viridans 1 Lactobacillus sp. Bacillus sp.		
Probe 17 ¹	Bacillus sp. Escherichia coli Aerococcus viridans 2 Staphylococcus xylosus	Proteus sp. Enterococcus faecalis Bacillus sp.	
Probe 18 ¹			
Probe 19 ¹		Proteus sp. Enterococcus faecalis Bacillus sp.	
Probe 20 ¹			
Probe 21 ¹			
Probe 22 ¹			
Probe 23 ²	Enterococcus sp. Bacillus sp.	Escherichia coli Bacillus sp. Staphylococcus sp. Enterococcus sp.	Escherichia coli Bacillus sp.

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

Tabelle 31: Bakteriologische und mykologische Befunde von Sorli, Zoe und Jack (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr 4 Sorli	Nr. 5 Zoe	Nr. 6 Jack
Probe 1 ¹	Proteus sp.		

ANHANG

Probe 2 ¹			
Probe 3 ¹	Bacillus sp. Proteus sp.		
Probe 4 ¹	Proteus sp.		Proteus sp.
Probe 5 ¹			
Probe 6 ¹			
Probe 7 ¹			
Probe 8 ¹		Bacillus sp. Proteus sp.	
Probe 9 ¹			
Probe 10 ¹	Proteus sp. Salmonella Typhimurium		
Probe 11 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 12 ¹			Escherichia coli Enterococcus sp. Proteus sp. Aspergillus sp.
Probe 13 ²	Escherichia coli Enterococcus sp. Proteus sp.	Escherichia coli Bacillus sp. Aerococcus viridans 2 Enterococcus sp.	Escherichia coli
Probe 14 ¹			
Probe 15 ¹	Escherichia coli Bacillus sp. Enterococcus avium Aerococcus viridans 1	Bacillus sp. Escherichia coli Candida krusei	
Probe 16 ¹	Escherichia coli Enterococcus avium Enterococcus faecalis Staphylococcus xylosus		
Probe 17 ¹		Proteus sp. Enterococcus avium Enterococcus faecalis Bacillus sp.	Proteus sp. Escherichia coli Providencia rettgeri
Probe 18 ¹			
Probe 19 ¹	Proteus sp. Mucor sp.		
Probe 20 ¹			
Probe 21 ¹			

ANHANG

Probe 22 ¹			
Probe 23 ²	Klebsiella pneumoniae ssp. pneumoniae Proteus sp.	Bacillus sp. Salmonella Typhimurium	Pantoea spp. 1 Enterococcus sp. Bacillus sp.

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

Tabelle 32: Bakteriologische und mykologische Befunde von Emma, Helena und Harry (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr. 7 Emma	Nr. 8 Helena	Nr. 9 Harry
Probe 1 ¹			Proteus sp. Clostridium sp.
Probe 2 ¹			Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 3 ¹		Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 4 ¹		Serratia orodifera Proteus sp Bacillus sp.	Escherichia coli Enterococcus sp.
Probe 5 ¹			
Probe 6 ¹			
Probe 7 ¹			
Probe 8 ¹			Proteus sp.
Probe 9 ¹	Proteus sp.		
Probe 10 ¹	Proteus sp.		Proteus sp.
Probe 11 ¹	Escherichia coli Proteus sp.	Proteus sp. Enterococcus sp.	Proteus sp. Enterococcus faecalis Mucor sp.
Probe 12 ¹			Enterococcus sp.
Probe 13 ²	Escherichia coli Enterococcus sp.	Escherichia coli Enterococcus sp.	Escherichia coli Enterococcus sp.
Probe 14 ¹			
Probe 15 ¹	Escherichia coli Enterococcus sp. Klebsiella pneumoniae ssp. ozeanae		Escherichia coli Enterococcus sp.
Probe 16 ¹			

ANHANG

Probe 17 ¹	Proteus sp. Providencia alcalifaciens Staphylococcus lentus		
Probe 18 ¹			
Probe 19 ¹			
Probe 20 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus faecium Bacillus sp.	Enterobacter aerogenes Proteus sp. Bacillus sp.	
Probe 21 ¹			
Probe 22 ¹			
Probe 23 ²	Escherichia coli Enterococcus sp. Leuconostoc sp.	Proteus sp. Bacillus sp. Staphylococcus sp. Enterococcus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Klebsiella oxytoca

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

Tabelle 33: Bakteriologische und mykologische Befunde von Andy, Sam und Ayla (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr. 10 Andy	Nr. 11 Sam	Nr. 12 Ayla
Probe 1 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Candida sp.	Proteus sp.	Proteus sp. Morganella morganii Escherichia coli
Probe 2 ¹		Proteus sp.	Escherichia coli
Probe 3 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli
Probe 4 ¹	Proteus sp.		Proteus sp. Escherichia coli
Probe 5 ¹			
Probe 6 ¹			Proteus sp.
Probe 7 ¹		Proteus sp. Escherichia coli	
Probe 8 ¹			
Probe 9 ¹		Proteus sp.	Proteus sp.

ANHANG

Probe 10 ¹	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp.	Proteus sp.
Probe 11 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Serratia ficaria	Proteus sp. Escherichia coli Bacillus sp. Enterococcus avium Enterococcus sp.	Proteus sp. Enterococcus sp.
Probe 12 ¹		Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp.	
Probe 13 ²	Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp. Acinetobacter/ Pseudomonas sp.	Escherichia coli Enterococcus sp. Bacillus sp.	Escherichia coli Bacillus sp. Aeromonas hydrophila/ caviae
Probe 14 ¹			
Probe 15 ¹	Proteus sp.		Proteus sp. Candida sp.
Probe 16 ¹			Proteus sp. Enterococcus faecalis Morganella morganii Bacillus sp.
Probe 17 ¹	Proteus sp. Bacillus sp. Providencia rettgeri		
Probe 18 ¹			
Probe 19 ¹	Proteus sp. Bacillus sp.		
Probe 20 ¹			Proteus sp. Klebsiella pneumoniae ssp. pneumoniae Staphylococcus xylosus Enterococcus faecalis Candida albicans
Probe 21 ¹			
Probe 22 ¹			
Probe 23 ²	Proteus sp.	Proteus sp. Aerococcus viridans 1	Proteus sp. Escherichia coli

ANHANG

		Escherichia coli Bacillus sp.	
--	--	----------------------------------	--

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

Tabelle 34: Bakteriologische und mykologische Befunde von Karel, Marketa und Summer (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr. 13 Karel	Nr. 14 Marketa	Nr. 15 Summer
Probe 1 ¹	Proteus sp. Morganella morganii Clostridiumsp.	Escherichia coli Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Escherichia coli
Probe 2 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	
Probe 3 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 4 ¹		Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 5 ¹		Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 6 ¹			
Probe 7 ¹		Escherichia coli Enterococcus sp. Bacillus sp.	Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 8 ¹			Proteus sp. Klebsiella pneumoniae ssp. pneumoniae
Probe 9 ¹	Proteus sp. Providencia alcalifaciens Enterococcus sp.	Proteus sp.	Proteus sp. Klebsiella pneumoniae ssp. pneumoniae
Probe 10 ¹	Proteus sp. Providencia alcalifaciens Enterobacter aerogenes Bacillus sp.		Proteus sp.
Probe 11 ¹	Proteus sp. Escherichia coli		Proteus sp. Providencia rettgeri
Probe 12 ¹			
Probe 13 ²	Proteus sp. Klebsiella oxytoca Enterococcus sp.	Escherichia coli Staphylococcus aureus Staphylococcus lentus Bacillus sp	Proteus sp.
Probe 14 ¹			

ANHANG

Probe 15 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Klebsiella oxytoca Serratia orodifera Raoultella ornitholytica Candida krusei		Escherichia coli Candida krusei
Probe 16 ¹	Enterococcus faecalis Globicatella sanguinis Bacillus sp.		Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus faecalis Bacillus sp.
Probe 17 ¹	Proteus sp. Morganella morganii Bacillus sp.		
Probe 18 ¹			
Probe 19 ¹			
Probe 20 ¹		Proteus sp. Enterobacter aerogenes	Escherichia coli Enterococcus faecalis Leuconostoc spp. Candida tropicalis
Probe 21 ¹			
Probe 22 ¹			
Probe 23 ²	Proteus sp. Bacillus sp. Enterococcus sp. Staphylococcus sp.	Proteus sp. Staphylococcus sp. Bacillus sp. Enterococcus p.	Proteus sp. Escherichia coli Aerococcus viridans 1 Bacillus sp.

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

Tabelle 35: Bakteriologische und mykologische Befunde von Flora, Joy und Tess (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr. 16 Flora	Nr.17 Joy	Nr. 18 Tess
Probe 1 ¹			Escherichia coli Enterococcus sp. Aeromonas sobria Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 2 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.

ANHANG

Probe 3 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Bacillus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 4 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli
Probe 5 ¹	Proteus sp.	Proteus sp. Citrobacter freundii	Proteus sp.
Probe 6 ¹	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli	Proteus sp.
Probe 7 ¹	Proteus sp.	Escherichia coli Enterococcus sp. Pseudomonas alcalifaciens	Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 8 ¹			Proteus sp.
Probe 9 ¹	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli Yersinia pseudotuberculosis	Proteus sp. Escherichia coli
Probe 10 ¹			Proteus sp.
Probe 11 ¹	Proteus sp.		Proteus sp.
Probe 12 ¹		Escherichia coli Enterococcus sp.	
Probe 13 ²	Escherichia coli Pantoea spp. 1	Escherichia coli Proteus sp. Enterococcus sp. Gemella haemolans Aerococcus viridans 1 Pantoea spp. 1 Pantoea spp.4	Proteus sp. Klebsiella oxytoca
Probe 14 ¹	Proteus sp. Serratia plymuthica Morganella morganii Bacillus sp.		
Probe 15 ¹	Proteus sp. Candida krusei Candida sp.	Proteus sp. Escherichia coli	Escherichia coli Enterococcus sp. Bacillus sp. Candida krusei Candida sp.
Probe 16 ¹			

ANHANG

Probe 17 ¹	Proteus sp. Providencia rettgeri Bacillus sp. Citrobacter sp. Enterococcus faecalis		Enterococcus faecalis Proteus sp. Bacillus sp.
Probe 18 ¹			Proteus sp. Bacillus sp.
Probe 19 ¹	Proteus sp. Bacillus sp. Enterococcus faecalis Mucor sp.		
Probe 20 ¹		Proteus sp. Bacillus sp. Enterococcus faecalis	
Probe 21 ¹			Proteus sp.
Probe 22 ¹			Proteus sp. Escherichia coli
Probe 23 ²	Lactobacillus sp. Aerococcus viridans 1 Pantoea spp.1 Bacillus sp.	Proteus sp. Bacillus sp. Escherichia coli Enterococcus sp. Staphylococcus sp.	
Probe 24 ²			Proteus sp. Enterococcus sp Escherichia coli

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

Tabelle 36: Bakteriologische und mykologische Befunde von José (Aufzuchtgruppe 2007)

Probe	Nr. 19 José
Probe 1 ¹	Proteus sp.
Probe 2 ¹	
Probe 3 ¹	Proteus sp.
Probe 4 ¹	Proteus sp.
Probe 5 ¹	Proteus sp.
Probe 6 ¹	Proteus sp. Escherichia coli

ANHANG

	Bacillus sp.
Probe 7 ¹	Proteus sp.
Probe 8 ¹	Proteus sp.
Probe 9 ¹	Proteus sp.
Probe 10 ¹	Proteus sp.
Probe 11 ¹	
Probe 12 ¹	
Probe 13 ²	Proteus sp.
Probe 14 ¹	
Probe 15 ¹	
Probe 16 ¹	
Probe 17 ¹	
Probe 18 ¹	Proteus sp. Enterococcus faecalis Plesiomonas shigelloides
Probe 19 ¹	
Probe 20 ¹	
Probe 21 ¹	Proteus sp. Morganella morganii
Probe 22 ¹	Proteus sp.
Probe 23 ²	
Probe 24 ²	Proteus sp. Enterococcus sp. Streptococcus sp. Escherichia coli

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe
²Kloakentupfer

ANHANG

Detaillierte Aufstellung der bakteriologischen und mykologischen Untersuchungsbefunde im Jahr 2008

Tabelle 37: Bakteriologische und mykologische Befunde von Alex, Gonzo und Hanni (Aufzuchtgruppe 2008)

Probe	Nr. 1 Alex	Nr. 2 Gonzo	Nr. 3 Hanni
Probe 1 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Escherichia coli Salmonella Typhimurium
Probe 2 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Enterococcus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Enterococcus sp. Escherichia coli Salmonella Typhimurium Aspergillus fumigatus
Probe 3 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 4 ¹	Proteus sp. Canidida dubliensis	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 5 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 6 ¹	Proteus sp. Pantoea spp. 4 Klebsiella oxytoca Staphylococcus lentus Staphylococcus sp. Bacillus sp.	Proteus sp.	Proteus sp. Pantoea spp. 4
Probe 7 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 8 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe

Tabelle 38: Bakteriologische und mykologische Befunde von Isi, Jago und Luca (Aufzuchtgruppe 2008)

Probe	Nr. 4 Isi	Nr. 5 Jago	Nr. 6 Luca
Probe 1 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Acinetobacter/ Pseudomonas sp.	Proteus sp. Bacillus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Salmonella Typhimurium

ANHANG

Probe 2 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Escherichia coli Aerococcus viridans 2 Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Enterococcus faecalis Staphylococcus aureus Salmonella Typhimurium
Probe 3 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Streptococcus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 4 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 5 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Bacillus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 6 ¹	Proteus sp. Enterococcus avium Aerococcus viridans 1	Proteus sp. Enterococcus sp. Bacillus sp.	Proteus sp. Enterococcus sp. Escherichia coli
Probe 7 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 8 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp.		Proteus sp. Enterococcus sp. Escherichia coli

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe

Tabelle 39: Bakteriologische und mykologische Befunde von Mari, Maxi und Mia (Aufzuchtgruppe 2008)

Probe	Nr. 7 Mari	Nr.8 Maxi	Nr. 9 Mia
Probe 1 ¹	Proteus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Bacillus sp. Salmonella Typhimurium	Escherichia coli Enterococcus faecalis Pantoea spp.4
Probe 2 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Lactococcus lactis ssp. Cremoris	Proteus sp. Aspergillus sp.	Proteus sp. Salmonella Typhimurium Aspergillus fumigatus
Probe 3 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 4 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp. Candida dubliensis
Probe 5 ¹	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli	Proteus sp. Salmonella Typhimurium

ANHANG

Probe 6 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Bacillus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 7 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 8 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Bacillus sp.	Proteus sp. Enterococcus sp. Escherichia coli	Proteus sp.

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe

Tabelle 40: Bakteriologische und mykologische Befunde von Mikesch, Rico und Siri (Aufzuchtgruppe 2008)

Probe	Nr. 10 Mikesch	Nr.11 Rico	Nr. 12 Siri
Probe 1 ¹	Proteus sp. Enterococcus faecalis Enterococcus avium Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Escherichia coli Leucoconstoc ssp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 2 ¹	Proteus sp. Escherichia coli Lactococcus lactis ssp. Cremoris Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Salmonella Typhimurium Aspergillus fumigatus	Proteus sp.
Probe 3 ¹	Proteus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Salmonella Typhimurium Gemella haemolans	Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 4 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 5 ¹	Proteus sp. Enterococcus sp. Serratia plymuthica Raoultella terrigena	Proteus sp.	Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp.
Probe 6 ¹	Proteus sp. Escherichia coli	Proteus sp. Enterococcus sp. Cirtobacter freundii- group	
Probe 7 ¹	Proteus sp.		

ANHANG

Probe 8 ¹	Proteus sp. Citrobacter freundii Enterobacter aerogenes Enterobacter cloacae		
----------------------	---	--	--

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe

Tabelle 41: bakteriologische und mykologische Befunde von Toki und Zora (Aufzuchtgruppe 2008)

Probe	Nr. 13 Toki	Nr.14 Zora
Probe 1 ¹	Proteus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 2 ¹	Proteus sp. Klebsiella oxytoca Staphylococcus lentus Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Enterococcus sp. Citrobacter freundii Bacillus sp. Salmonella Typhimurium Aspergillus sp.
Probe 3 ¹	Proteus sp. Salmonella Typhimurium	Proteus sp. Salmonella Typhimurium
Probe 4 ¹	Proteus sp.	Proteus sp.
Probe 5 ¹		Proteus sp. Escherichia coli
Probe 6 ¹		Proteus sp. Escherichia coli Enterococcus sp. Leuconostoc spp.
Probe 7 ¹		Proteus sp.
Probe 8 ¹		Proteus sp. Enterococcus sp. Streptococcus sp. Escherichia coli

Probenmaterial : ¹Einzelkotprobe

ANHANG

Detailierte Aufstellung der parasitologischen Untersuchungsbefunde im Jahr 2007

Tabelle 42: Parasitologische Befunde von Sara, Blacky, Arthuro und Sorli (Aufzuchtgruppe 2007)

	Nr. 1 Sara	Nr. 2 Blacky	Nr. 3 Arthuro	Nr. 4 Sorli
Probe 0	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 1		negativ		negativ
Probe 2				
Probe 3				negativ
Probe 4	negativ		negativ	negativ
Probe 5				
Probe 6				
Probe 7	Askariden-Ei Monocystis sp.			
Probe 8	negativ	negativ		
Probe 9	negativ			
Probe 10	negativ			Monocystis sp.
Probe 11	negativ	negativ		Monocystis sp.
Probe 12	Monocystis sp.	negativ		
Probe 13		negativ		
Probe 14	negativ		Monocystis sp.	negativ
Probe 15	Monocystis sp.			negativ
Probe 16	Monocystis sp.	Monocystis sp.		
Probe 17				
Probe 18		negativ		negativ
Probe 19				
Probe 20				
Probe 21				

Tabelle 43: Parasitologische Befunde von Zoe, Jack, Emma und Helena (Aufzuchtgruppe 2007)

	Nr. 5 Zoe	Nr. 6 Jack	Nr. 7 Emma	Nr. 8 Helena
Probe 0	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 1				
Probe 2				
Probe 3				negativ
Probe 4		negativ		negativ

ANHANG

Probe 5				
Probe 6				
Probe 7				
Probe 8	negativ			
Probe 9			negativ	
Probe 10			Trematoden-Ei	
Probe 11	Monocystis sp.	Monocystis sp.		Monocystis sp.
Probe 12		Monocystis sp.		
Probe 13				
Probe 14	negativ		negativ	
Probe 15				
Probe 16	Monocystis sp.	Monocystis sp.	negativ	
Probe 17				
Probe 18				
Probe 19			negativ	negativ
Probe 20				
Probe 21				

Tabelle 44: Parasitologische Befunde von Harry, Andy, Sam und Ayla (Aufzuchtgruppe 2007)

	Nr. 9 Harry	Nr. 10 Andy	Nr. 11 Sam	Nr. 12 Ayla
Probe 0	Kokzidien-Oozysten	Kokzidien-Oozysten	negativ	negativ
Probe 1	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 2	negativ		negativ	negativ
Probe 3	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 4	negativ	negativ		negativ
Probe 5				
Probe 6				negativ
Probe 7			negativ	
Probe 8	negativ			
Probe 9			negativ	negativ
Probe 10	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 11	Monocystis sp.			Monocystis sp.
Probe 12	negativ		Monocystis sp.	
Probe 13				
Probe 14	negativ	negativ		negativ
Probe 15				negativ

ANHANG

Probe 16		negativ		
Probe 17				
Probe 18		Monocystis sp.		
Probe 19				negativ
Probe 20				
Probe 21				

Tabelle 45: Parasitologische Befunde von Karel, Marketa, Summer und Flora (Aufzuchtgruppe 2007)

	Nr. 13 Karel	Nr. 14 Marketa	Nr. 15 Summer	Nr. 16 Flora
Probe 0	negativ	Kokzidien- Oozysten	negativ	negativ
Probe 1	negativ	negativ	negativ	
Probe 2	Kokzidien- Oozysten Zestoden-Ei	negativ		negativ
Probe 3	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 4		negativ	negativ	negativ
Probe 5		negativ	negativ	negativ
Probe 6				Kokzidien- Oozysten
Probe 7		negativ	negativ	negativ
Probe 8			negativ	
Probe 9	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 10	negativ		negativ	
Probe 11				
Probe 12				
Probe 13				negativ
Probe 14	negativ		Monocystis sp.	Monocystis sp.
Probe 15	negativ		negativ	
Probe 16	negativ			Monocystis sp.
Probe 17				
Probe 18				negativ
Probe 19		negativ	negativ	
Probe 20				
Probe 21				

ANHANG

Tabelle 46: Parasitologische Befunde von Joy, Tess und José
(Aufzuchtgruppe 2007)

	Nr. 17 Joy	Nr. 18 Tess	Nr. 19 José
Probe 0	Kokzidien- Oozysten	negativ	Kokzidien- Oozysten
Probe 1		negativ	negativ
Probe 2	negativ		negativ
Probe 3	negativ	negativ	negativ
Probe 4	negativ	negativ	negativ
Probe 5	negativ	negativ	negativ
Probe 6	negativ	Kokzidien- Oozysten	negativ
Probe 7	negativ	negativ	negativ
Probe 8		negativ	negativ
Probe 9	negativ	negativ	negativ
Probe 10		negativ	negativ
Probe 11			Monocystis sp.
Probe 12	negativ		
Probe 13			
Probe 14	negativ	negativ	
Probe 15		negativ	
Probe 16			
Probe 17		Monocystis sp.	negativ
Probe 18			
Probe 19	negativ		
Probe 20		negativ	negativ
Probe 21		negativ	negativ

ANHANG

Detailierte Aufstellung der parasitologischen Untersuchungsbefunde im Jahr 2008

Tabelle 47: Parasitologische Befunde von Alex, Gonzo, Hanni und Isi (Aufzuchtgruppe 2008)

	Nr. 1 Alex	Nr. 2 Gonzo	Nr. 3 Hanni	Nr. 4 Isi
Probe 1	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 2	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 3	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 4	negativ	Monocystis sp.	negativ	Monocystis sp.
Probe 5	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 6	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 7	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 8	Monocystis sp.	negativ	negativ	Monocystis sp.

Tabelle 48: Parasitologische Befunde von Jago, Luca, Mari und Maxi (Aufzuchtgruppe 2008)

	Nr. 5 Jago	Nr. 6 Luca	Nr. 7 Mari	Nr. 8 Maxi
Probe 1	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 2	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 3	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 4	Monocystis sp.	negativ	negativ	negativ
Probe 5	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 6	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 7	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 8		negativ	negativ	negativ

Tabelle 49: Parasitologische Befunde von Mia, Mikesch, Rico und Siri (Aufzuchtgruppe 2008)

	Nr. 9 Mia	Nr. 10 Mikesch	Nr. 11 Rico	Nr. 12 Siri
Probe 1	negativ	negativ	Kokzidien- Oozysten	negativ
Probe 2	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 3	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 4	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 5	negativ	negativ	negativ	negativ
Probe 6	negativ	negativ		
Probe 7	negativ	negativ		
Probe 8	negativ	negativ		

ANHANG

Tabelle 50: Parasitologische Befunde von Toki und Zora (Aufzuchtgruppe 2008)

	Nr. 13 Toki	Nr. 14 Zora
Probe 1	negativ	negativ
Probe 2	negativ	negativ
Probe 3	negativ	negativ
Probe 4	negativ	negativ
Probe 5		negativ
Probe 6		negativ
Probe 7		negativ
Probe 8		negativ

DANKSAGUNG

Zuallererst möchte ich Herrn Prof. Dr. Dr. h.c. Erhard F. Kaleta für die fortwährende Unterstützung bei der Erstellung dieser Arbeit und die schnelle Durchsicht aller von mir vorgelegten Entwürfe danken.

Ebenso danke ich Herrn Dr. Klaus Volmer vom Arbeitskreis Wildbiologie an der Justus-Liebig-Universität Gießen e.V. für seine Unterstützung und Hilfe und auch seiner Frau Dr. Renate Volmer vom Landesbetrieb Hessisches Landeslabor (LHL) für die fachliche Unterstützung.

Herrn Dr. Johannes Fritz, sowie Johannes Dietl, Tanja Hampel, Martina Schiestl, Markus Unsöld, Christina Brendler, Megan Kennedy und den übrigen Mitarbeitern des Waldrappteams danke ich für die gute Zusammenarbeit.

Den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische der Justus-Liebig-Universität Gießen danke ich für ihre Hilfen bei der Erstellung dieser Arbeit. Besonders Antoinette Huhn, Katrin Hanka, Alexandra Krüger und Nicole Friedrich möchte ich für ihre große Hilfe gerade zu Beginn meiner Untersuchungen herzlich danken.

Herrn Dr. Christian Bauer vom Institut für Parasitologie der Justus-Liebig-Universität Gießen möchte ich für die Bereitstellung der notwendigen Arbeitsmaterialien und seinen fachlichen Rat während meiner parasitologischen Untersuchungen danken. Ebenso danke ich herzlich Frau Martina Hansen für ihren fachlichen Rat und ihre unermüdliche Hilfe gerade zu Beginn meiner Untersuchungen.

Ich danke Herrn Dr. Werner Hecht vom Institut für Veterinär-Pathologie der Justus-Liebig-Universität Gießen für die Unterstützung meiner Arbeit.

Herrn Dr. Reinhard Weiß vom Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere danke ich für seinen fachlichen Rat und seine Hilfe.

Herzlich danken möchte ich auch Frau Lynne Hafner und Herrn Emanuel Prinz von und zu Liechtenstein vom Wildpark Rosegg in Österreich für die

DANKSAGUNG

hervorragende Zusammenarbeit und ihre Unterstützung meiner Arbeit.

Ich danke Frau Dr. Christiane Böhm vom Alpenzoo Innsbruck, Frau Martina Weixelbraun vom Verein Waldrapp Initiative Waidhofen, Frau Gabriela Hürlimann vom Zoo Zürich, Herrn Karel Pithart vom Zoo Prag und Herrn Prof. Dr. Kurt Kotrschal von der Konrad-Lorenz-Forschungstelle Grünau und der Universität Wien für ihre Hilfe und großzügigen Auskünfte.

Außerdem danke ich Herrn Dr. Mauro Delogu vom Department of Veterinary Public Health and Animal Pathology der Universität Bologna, Italien, für seine Unterstützung und dem WWF Italien für die gute Zusammenarbeit.

ERKLÄRUNG

Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis niedergelegt sind, eingehalten.

Juliane Weinel



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFBENGRING 15
D-35396 GIESSEN

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

ISBN: 978-3-8359-5866-1



9 783835 11958661