



**Untersuchungen zum Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnungen Galliformes, Psittaciformes, Passeriformes, Anseriformes und Columbiformes sowie Versuche zur Anzuchtung des Erregers der Macrorhabdiose *in vitro***

**KATRIN HANKA**



**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 2008

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.

1<sup>st</sup> Edition 2008

© 2008 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen  
Printed in Germany



**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**  
édition scientifique

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN  
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890  
email: [redaktion@doktorverlag.de](mailto:redaktion@doktorverlag.de)

[www.doktorverlag.de](http://www.doktorverlag.de)

Aus der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische  
der Justus-Liebig-Universität Gießen  
Betreuer: Prof. Dr. E. F. Kaleta

**Untersuchungen zum Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*  
bei Vögeln der Ordnungen Galliformes, Psittaciformes,  
Passeriformes, Anseriformes und Columbiformes  
sowie Versuche zur Anzucht des Erregers der  
*Macrorhabdiose in vitro***

**Inaugural-Dissertation**

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

eingereicht von

**Katrin Hanka**

Tierärztin aus Frankfurt am Main

Gießen, 2008

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

Dekan: Prof. Dr. Dr. habil. G. Baljer

---

Gutachter: Prof. Dr. E. F. Kaleta  
Prof. Dr. M. Reinacher

Tag der Disputation: 28. November 2008

Meiner Familie  
und Nicolas Morfeld



**Inhaltsverzeichnis**

<b>Abbildungsverzeichnis</b>	<b>VI</b>
<b>Tabellenverzeichnis</b>	<b>VII</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis</b>	<b>XI</b>
<b>1 Einleitung</b>	<b>1</b>
<b>2 Literaturübersicht</b>	<b>3</b>
2.1    Zu Taxonomie und Eigenschaften von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	3
2.2    Zur Pathogenität von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	5
2.2.1 <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> als apathogener Kommensale oder Symbiont	6
2.2.2    Macrorhabdiose als faktorielles Krankheitsgeschehen	6
2.2.3 <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> als pathogener Erreger	7
2.2.4    Ergebnisse von Übertragungsversuchen	8
2.3    Wirtsspektrum von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	9
2.4    Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> im Vogelkörper	13
2.5    Alter und Geschlecht der erkrankten Vögel	15
2.6    Jahreszeitliche Verteilung der Todesfälle durch Macrorhabdiose	16
2.7    Klinische Symptome der Macrorhabdiose	16
2.8    Diagnoseverfahren	18
2.9    Pathologie der Macrorhabdiose	21
2.10   Differentialdiagnosen	23
2.11   Kultivierungsversuche von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	24
2.12   Therapie und Prognose der Macrorhabdiose	26
2.13   Fragestellungen der eigenen Untersuchungen	29
<b>3 Material und Methoden</b>	<b>30</b>
3.1    Material	30
3.1.1    Ort und Zeit der Untersuchungen	30
3.1.2    Untersuchte Vögel und Kotproben	31
3.1.3    Materialien und Geräte	32
3.1.3.1    Materialien für die Probenentnahme	32
3.1.3.2    Brutschränke, Kühltisch und Gefriertruhe	33
3.1.3.3    Destillieranlage	33

---

3.1.3.4	Geräte für die mikroskopische Beurteilung	33
3.1.3.5	Materialien für die Kultivierungsversuche	34
3.1.3.5.1	Materialien für die Kultivierungsversuche in Drüsenmägen aus Hühnerembryonen	34
3.1.4	Verwendete Nährmedien, Feinchemikalien und Reagenzien	35
3.1.4.1	Chemikalien für die Giemsa-Färbung	35
3.1.4.2	Chemikalien für die mikroskopische Untersuchung	35
3.1.4.3	Chemikalien für die Anzucht	366
3.1.4.3.1	Feste Medien	366
3.1.4.3.2	Flüssige Nährmedien	36
3.1.4.3.3	Chemikalien und Nährmedien für Anzuchtsversuche in Drüsenmägen	39
3.1.5	Geräte und Chemikalien für die histologische Untersuchung	39
3.2	Methoden	40
3.2.1	Erhebungen zur Anamnese des Untersuchungsgutes	40
3.2.2	Äußere Untersuchung der Vögel	40
3.2.3	Gang der Sektionen	40
3.2.4	Probenentnahme	41
3.2.5	Färbung der Abklatschpräparate nach Giemsa	42
3.2.6	Weitere Bearbeitung der als positiv erkannten Gewebeproben	43
3.2.7	Gruppeneinteilung in Vogelarten	43
3.2.8	Weitere Befunde an Vögeln mit Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	44
3.2.9	Histologische Untersuchungsbefunde in Relation zum Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	44
3.2.10	Makroskopische Veränderungen in Relation zum Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	45
3.2.11	Ernährungszustand in Relation zum Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	45
3.2.12	Monatliche Verteilung der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel	46
3.2.13	Verteilung der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel auf die Geschlechter	46

---

3.2.14	Verteilung der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel auf Altersgruppen	46
3.2.15	Längenmessungen von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> aus verschiedenen Vogelarten	47
3.2.16	Versuche zur Anzucht und Vermehrung von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	488
3.2.16.1	Kultivierungsversuche von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> auf festen und in flüssigen Nährmedien	48
3.2.16.2	Kultivierungsversuche von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in Drüsenmägen von Hühnerembryonen	51
3.2.17	Statistische Analyse der Ergebnisse	52
<b>4</b>	<b>Ergebnisse</b>	<b>53</b>
4.1	Nachweise von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> je Ordnung der Vögel	53
4.1.1	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Galliformes	59
4.1.2	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes	60
4.1.3	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Passeriformes	62
4.1.4	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Anseriformes	64
4.1.5	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Columbiformes	65
4.2	Morphologische Befunde an <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	65
4.3	Beziehungen zwischen der Anamnese und dem Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	73
4.3.1	Klinische Symptome und Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	74
4.3.2	Alter der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel	76
4.3.3	Geschlecht der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel und deren Verteilung auf Vogelordnungen	79

---

4.3.4	Jahreszeitliche Verteilung der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel	81
4.4	Sektionsbefunde der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel	83
4.4.1	Ernährungszustand der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel	84
4.4.2	Ernährungszustand und Grad des Befalls mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	86
4.4.3	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	88
4.4.4	Weitere Befunde bei Vögeln mit und ohne <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -Nachweis	94
4.4.4.1	Weitere Befunde bei Galliformes	94
4.4.4.2	Weitere Befunde bei Psittaciformes	95
4.4.4.2.1	Verteilung der Körpergewichte der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Wellensittiche	96
4.4.4.3	Weitere Befunde bei Passeriformes	97
4.4.4.3.1	Verteilung der Körpergewichte der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Kanarienvögel	97
4.4.4.4	Weitere Befunde bei Anseriformes	98
4.4.4.5	Weitere Befunde bei Columbiformes	98
4.5	Histologische Befunde	99
4.5.1	Histologische Befunde am Drüsenmagen	100
4.5.2	Histologische Befunde an weiteren Organen von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögeln	104
4.5.2.1	Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Galliformes	104
4.5.2.2	Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes	105
4.5.2.3	Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Passeriformes	106
4.5.2.4	Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Anseriformes	106
4.5.2.5	Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Columbiformes	107
4.6	Bakteriologische Befunde der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel	107
4.7	Parasitologische Befunde der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel	109

---

4.8	Ergebnisse der Anzuchtversuche	110
4.8.1	Kultivierungsversuche von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> auf festen Nährmedien	110
4.8.2	Kultivierungsversuche von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in flüssigen Nährmedien	110
4.8.3	Kultivierungsversuche von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in Drüsenmägen von Hühnerembryonen	119
<b>5</b>	<b>Diskussion</b>	<b>123</b>
5.1	Wirtsspektrum von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	123
5.2	Mikroskopischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	124
5.3	Beziehung zwischen der Anamnese und dem Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	125
5.4	Makroskopische Befunde	128
5.5	Histologischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	129
5.6	Weitere Befunde bei <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögeln	130
5.7	Anzüchtung und Vermehrung von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	131
<b>6</b>	<b>Zusammenfassung</b>	<b>132</b>
<b>7</b>	<b>Summary</b>	<b>134</b>
<b>8</b>	<b>Literaturverzeichnis</b>	<b>136</b>
	<b>Danksagung</b>	<b>143</b>

**Abbildungsverzeichnis**

- Abbildung 1: *Macrorhabdus ornithogaster*. Abklatschpräparat aus dem Drüsenmagen einer Flugente. Giemsa-Färbung. Vergrößerung 1: 1000, Ölimmersion. Der Pfeil zeigt auf die Granulierung, die besonders im Bereich der Pole sichtbar ist. 66
- Abbildung 2: *Macrorhabdus ornithogaster*. Abklatschpräparat aus dem Drüsenmagen eines Stieglitzes. Giemsa-Färbung. Vergrößerung 1: 1000, Ölimmersion. Die Pfeile zeigen auf die hier deutlich sichtbaren Aufhellungszonen im Randbereich des Erregers. 66
- Abbildung 3: *Macrorhabdus ornithogaster*. Abklatschpräparat aus dem Drüsenmagen einer Pute. Giemsa-Färbung. Vergrößerung 1: 1000, Ölimmersion. Die Pfeile zeigen auf kernähnliche Verdichtungen im Zytoplasma der Erreger. 67
- Abbildung 4: Graphische Darstellung der Längenunterschiede von *Macrorhabdus ornithogaster* der unterschiedlichen Vögel 71

## Tabellenverzeichnis

### Literaturteil:

Tabelle 1a: Bisher publizierte Nachweise von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in den Ordnungen Struthioniformes und Psittaciformes der Klasse Aves. Taxonomie der Vögel nach WOLTERS (1975 - 82)	11
Tabelle 1b: Bisher publizierte Nachweise von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in den Ordnungen Ciconii-, Anseri- und Phasianiformes der Klasse Aves. Taxonomie der Vögel nach WOLTERS (1975-82)	12
Tabelle 1c: Bisher publizierte Nachweise von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Ordnung Passeriformes der Klasse Aves. Taxonomie der Vögel nach WOLTERS (1975-82)	13

### Material & Methoden:

Tabelle 2: Vogelordnungen und Zahl der untersuchten Vögel (Mai 2004 bis Juli 2005)	30
Tabelle 3: Vogelordnungen, Zahl der untersuchten Vögel und Kotproben (August 2005 bis August 2007)	32

### Ergebnisteil:

Tabelle 4a: Gesamtübersicht: Nachweise von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> je Vogelordnung. Taxonomie nach WOLTERS (1975-1982)	54
Tabelle 4b: Überblick über die sezierten Wellensittiche in der Zeit vom 24. Juli 2005 bis zum Jahresende 2007	55
Tabelle 4c: Überblick über die mittels Färbung nach Giemsa untersuchten Kotproben von Wellensittichen in der Zeit vom 24. Juli 2005 bis zum Jahresende 2007	57
Tabelle 5: Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Galliformes. Taxonomie nach WOLTERS (1975-1982)	59
Tabelle 6: Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes. Taxonomie nach WOLTERS (1975-1982)	61
Tabelle 7: Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Passeriformes. Taxonomie nach WOLTERS (1975-1982)	63
Tabelle 8: Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> bei Vögeln der Ordnung Anseriformes. Taxonomie nach Wolters (1975-1982)	64
Tabelle 9: Längenmessungen von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> aus nach Giemsa gefärbten Abklatschpräparaten verschiedener Vogelarten	69
Tabelle 10: keine signifikante Längenunterschiede zwischen den Gruppen	73

---

Tabelle 11: Klinische Symptome gemäß Anamnesen	74
Tabelle 12: Alter der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel und deren Verteilung der Vogelordnungen	78
Tabelle 13: Verteilung der Geschlechter auf <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positive und negative Vögel	80
Tabelle 14: Verteilung der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven und -negativen Vögel je Monat der Untersuchung	82
Tabelle 15: Beziehungen zwischen Ernährungszustand und dem Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	85
Tabelle 16: Beziehung zwischen dem Ernährungszustand und Grad des Befalls mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	87
Tabelle 17: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Galliformes mit und ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	88
Tabelle 18: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Psittaciformes mit und ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	89
Tabelle 19: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Passeriformes mit und ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	90
Tabelle 20: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Anseriformes mit und ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	91
Tabelle 21: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Columbiformes mit und ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	92
Tabelle 22: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm der Vögel der übrigen untersuchten Ordnungen ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	93
Tabelle 23: Weitere Befunde der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel der Ordnung Galliformes	94
Tabelle 24a: Weitere Befunde der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel der Ordnung Psittaciformes	95
Tabelle 24b: Körpergewichte und Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> der untersuchten Wellensittiche	96
Tabelle 25a: Weitere Befunde der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögel der Ordnung Passeriformes	97
Tabelle 25b: Körpergewichte und Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> der untersuchten Kanarienvögel	98

---

Tabelle 26: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Galliformes mit und ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	100
Tabelle 27: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes mit / ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	101
Tabellen 28: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Passeriformes mit / ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	102
Tabelle 29: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Anseriformes mit / ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	102
Tabelle 30: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Columbiformes mit / ohne Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	103
Tabelle 31: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Galliformes	104
Tabelle 32: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Psittaciformes	105
Tabelle 33: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Passeriformes	106
Tabelle 34: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Columbiformes	107
Tabelle 35: Bakteriologische Befunde bei <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögeln	108
Tabelle 36: Vergleichende Darstellung der Nachweise von Parasiten bei <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -positiven Vögeln	109
Tabelle 37: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> inkubiert in Medium 1 (PBS und 100 µg/ml Enrofloxacin)	111
Tabelle 38: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 2 (0,9 %iger NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin)	112
Tabelle 39: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 3 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin, angesäuert mittels Salzsäure auf einen pH von 4,4)	113
Tabelle 40: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 4 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung, Glucose und 100 µg/ml Enrofloxacin, angesäuert mittels Salzsäure auf einen pH von 4,4)	114

---

Tabelle 41: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 5 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung, Glucose, Laktulose und 100 µg/ml Enrofloxacin)	115
Tabelle 42: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in MRS-Bouillon	116
Tabelle 43: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 6 (FKS und 100 µg/ml Enrofloxacin)	117
Tabelle 44: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 7 (Serum von SPF- Hühnern und 100 µg/ml Enrofloxacin)	118
Tabelle 45: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Medium 8 (Serum von SPF-Hühnern, Itraconazol und 100 µg/ml Enrofloxacin)	119
Tabelle 46: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 1	120
Tabelle 47: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen Ansatz 2	120
Tabelle 48: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 3	121
Tabelle 49: Nachweiszeiträume von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 4	122

**Abkürzungsverzeichnis**

AZ	Allgemeinzustand
BME	Basal Medium Eagle´s mit Earle`s Salzen
BPLS	Brillantgrün-Phenolrot-Lactose-Saccharose
FA	Futteraufnahme
FKS	fetales Kälberserum
HE	Hämatoxylin-Eosin
IBV	infektiöses Bronchitisvirus
KGW	Körpergewicht
LL	Legeleistung
MRS	Medium nach De Man, Rogosa, Sharpe
n	Anzahl der Vögel bzw. Proben
PAS	Perjodic-Acid-Schiff
PBS	phosphate buffered saline
SPF	spezifiziert pathogenfrei
ZNS	zentrales Nervensystem



## 1 Einleitung

JONES und CARROLL (1977) und HUMPHREY (1977) beschrieben zum ersten Mal „Megabakterien“ als 20 bis 60 µm lange, Gram-positive und PAS-positive Stäbchen, die sie im Drüsenmagen von Wellensittichen nachweisen konnten. Die taxonomische Zuordnung dieser „Megabakterien“ erwies sich als problematisch, da die relativ dicke Zellwand eine Kernanfärbung zunächst erschwerte. Viele Autoren sahen den Erreger als ein Bakterium an, unter ihnen auch HENDERSON (1988), der auf Grund der enormen Größe den Begriff „Megabakterium“ prägte. Über den Erreger erschienen unter diesem Namen etliche Veröffentlichungen. Mit weiterführenden Untersuchungen erhärtete sich der von einigen Autoren schon frühzeitig geäußerte Verdacht, dass es sich bei dem Erreger nicht um ein Bakterium, sondern um einen Pilz handele. Damit war die von Henderson eingeführte Bezeichnung falsch und irreführend.

RAVELHOFER-ROTHENEDER forderte deswegen schon im Jahre 2000 eine neue Benennung der „Megabakterien“ und empfahl den Namen „Fungoides proventriculi“. Erst 2003 wurden die „Megabakterien“ von TOMASZEWSKI et al. eindeutig als Pilze identifiziert und mit dem neuen Namen *Macrorhabdus ornithogaster* benannt. Somit erscheint es nicht mehr angebracht, den irreführenden Namen „Megabakterium“ weiter zu verwenden. Deshalb wird in der vorliegenden Arbeit das „Megabakterium“ mit seinem nun allgemeingültigen und generell akzeptierten Namen *Macrorhabdus ornithogaster* angesprochen.

Ist *Macrorhabdus ornithogaster* in einem Geflügel- oder Vogelbestand vorhanden, so breitet er sich auch oftmals aus. Untersuchungen an Vogelschwärmen zeigen, dass es sich nicht nur um Einzeltierkrankungen handelt. Die Verbreitung innerhalb eines Schwarmes wird durch das vogeltypische Verhalten des Fütterns unter den Partnern aber auch von Eltern zu Nachzucht begünstigt, da sich *Macrorhabdus ornithogaster* auch im Kropf aufhält.

Der inzwischen bekannte Verbreitungsraum von *Macrorhabdus ornithogaster* umfasst alle Kontinente. HARGREAVES (1981) und LOZANO-ALARCON et al. (1994) berichten von Fällen in den Vereinigten Staaten von Amerika, FILIPPICH et al. (1993) schildern die gleiche Situation in Australien, HUCHZERMAYER et al. (1993) berichten aus Südafrika, MUTLU et al.

(1997) beschreiben Fälle in der Türkei, LUBLIN et al. (1998) konnten den Erreger in Israel bestätigen und TSAI et al. (1992) berichten aus Japan über Nachweise dieses Erregers. WERTHER et al. (2000) beschreiben infizierte Ziervögel aus Brasilien. Aus Europa gibt es ebenfalls diverse Publikationen, so unter anderem PENNYCOTT (1998) und BAKER (1985) aus England, GERLACH (1986) und SCHULZE und HEIDRICH (2000) aus Deutschland, CONZO und LIBERTI (1999) aus Italien und VAN HERCK (1984) aus den Niederlanden.

Durch den internationalen Handel mit Vögeln zwecks Zucht, Ausstellung und Haltung konnte sich *Macrorhabdus ornithogaster* wahrscheinlich schon vor seiner Entdeckung ungehindert verbreiten. Unklar ist bis heute, welche Vogelarten als Reservoir gelten. SCHULZE und HEIDRICH (2000) vermuten, dass Wildvögel ein Reservoir darstellen, da sie nur in Extensivhaltungen infizierte Legehennen finden konnten, die Zugang zu Wildvögeln hatten und weil bei wildlebenden Grünfinken (*Chloris chloris* Linnaeus, 1758) *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden konnte.

*Macrorhabdus ornithogaster* wurde zwar öfter innerhalb der Wildvogelpopulationen beschrieben (PENNYCOTT, 1998), in den meisten Fällen war die Prävalenz aber niedriger als bei vom Menschen gehaltenen Ziervögeln. Deswegen vermuten CONZO und LIBERTI (1999) bei Wildvögeln eine größere Resistenz, die sie mit einer geringen Inzuchtrate begründen.

Ziele der eigenen Untersuchungen zu *Macrorhabdus ornithogaster* sind es, (i) weitere Studien zur Erweiterung des Spektrums spontan infizierter Vögel anzustellen, (ii) zusätzliche Daten zur mikroskopisch erkennbaren Morphologie des Erregers zu sammeln, (iii) histologisch erkennbare Veränderungen bei seziierten Vögeln zu beschreiben und (iv) erste eigene Versuche zur Kultivierung des Erregers *in vitro* anzustellen.

## 2 Literaturübersicht

In diesem Teil des Textes wird eine Übersicht zum derzeitigen Kenntnisstand über *Macrorhabdus ornithogaster* und der durch diesen Erreger in verschiedenen Vogelarten ausgelösten Krankheitsformen gegeben. Die Bezeichnungen von Erreger und Krankheit wechselten im Laufe der Zeit. Als Synonyma für den Erreger gelten die Bezeichnungen „Megabakterium“ (englisch „megabacteria“), „Virgamycosis avigastricus“, „avian gastric yeast“, „Fungoides proventriculi“ und auf Vorschlag von TOMASZEWSKI et al. seit 2003 der generell akzeptierte Terminus „*Macrorhabdus ornithogaster*“.

Als Synonyma für die durch diesen Erreger ggf. hervorgerufene Vogelkrankheit finden sich in der Fach- und Züchterliteratur die Bezeichnungen „Going-Light-Syndrom“, „Leichtwerden“, „Megabakteriose“, „virgamycosis“, „Megabacteriosis“, „Proventricular Disease“, „Debilitating Syndrome“, „Drüsenmagenentzündung“, „Proventriculitis“ und seit 2003 „Macrorhabdiose“.

In dieser Arbeit wird der Erreger stets als *Macrorhabdus ornithogaster* und die von ihm ggf. ausgelöste Krankheit immer als Macrorhabdiose bezeichnet.

### 2.1 Zu Taxonomie und Eigenschaften von *Macrorhabdus ornithogaster*

Über die taxonomische Zuordnung von *Macrorhabdus ornithogaster* gab es lange Zeit erhebliche Diskussionen und Auffassungsunterschiede. DORRESTEIN (1980) beschreibt *Macrorhabdus ornithogaster* auf Grund seiner mikroskopischen Studien bereits als einen Pilz. HARGREAVES (1981) bestätigte diese Aussage ein Jahr später auf Grund von Myzelstrukturen, die er in der PAS-Färbung nachweisen konnte. Diese Feststellung wurde von SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984) übernommen. SCHWEIGHARDT et al. (1984) betrachten *Macrorhabdus ornithogaster* auf Grund seines Verhaltens in den Färbungen nach Gram, PAS und Grocott ebenfalls als einen Pilz.

VAN HERCK et al. (1984) führten elektronenmikroskopische Untersuchungen durch, sie konnten keinen Zellkern, keine Zellorganellen und keine Pigmentgranula feststellen, woraufhin diese Autoren *Macrorhabdus ornithogaster* als ein Bakterium ansprechen. TSAI

et al. (1992) erkannten in den aufgefundenen sehr langen Stäbchen den gleichen Erreger, den VAN HERCK et al. (1984) bereits beschrieben hatten. TSAI et al. (1992) konnten aber einen Zellkern identifizieren und sprechen ihm deshalb die Zugehörigkeit zu den Bakterien ab. Diese Aussage wird von VAN HERCK et al. und von FILIPPICH et al. (1993) wiederum unterstützt, die ebenfalls elektronenmikroskopische Untersuchungen durchführten. In der Folge sprachen etliche Autoren *Macrorhabdus ornithogaster* auf Grund der eigenen Untersuchungen als Bakterium an. Erst TSAI et al. (1992) lieferten elektronenmikroskopische Ergebnisse, die eher für eine Zugehörigkeit zu den Pilzen als für eine Zugehörigkeit zu den Bakterien sprechen. LUBLIN et al. (1998) sprechen von einem Bakterium, COOKE (2000) betrachtet *Macrorhabdus ornithogaster* wiederum als einen Pilz. Er begründete dies mit der Tatsache, dass sich der Erreger gegenüber den meisten Antibiotika als resistent erweist, dagegen aber sensibel auf Antimykotika reagiert. HUCHZERMAYER und HENTON (2000) dagegen bezeichneten *Macrorhabdus ornithogaster* als sensibel gegenüber zumindest einigen Antibiotika, nicht jedoch für Antimykotika und sprachen den Erreger deswegen trotz seiner ungewöhnlichen Größe als ein Bakterium an.

RAVELHOFER-ROTHENEDER et al. (2000) führten ausführliche Untersuchungen durch, mit denen sie klar einen Zellkern und eine pilztypische Sprossung nachweisen konnten. Die Zellwanddicke und deren Aufbau, ebenfalls von ihnen untersucht, sind weitere Anhaltspunkte für eine Zugehörigkeit von *Macrorhabdus ornithogaster* zum Reich der Pilze. Es war deshalb ihr Vorschlag, *Macrorhabdus ornithogaster*, der bis zu diesem Zeitpunkt noch fälschlicherweise als „Megabakterium“ angesprochen wurde, mit dem Namen „*Fungoides proventriculi*“ zu benennen.

TOMASZEWSKI et al. (2003) berichteten von umfassenden DNA-Untersuchungen, die die Ergebnisse von RAVELHOFER-ROTHENEDER et al. (2000) bestätigen und *Macrorhabdus ornithogaster* als der neuen Spezies *Macrorhabdus ornithogaster* zugehörig zur Abteilung der Schlauchpilze (Ascomycotina) klassifizieren. Auf Grund der Ergebnisse der phylogenetischen Analysen von TOMASZEWSKI et al. (2003) gehören die aus Drüsenmägen isolierten Erreger zu den anamorphen askomyzetischen Hefen. Deshalb schlugen diese Autoren den Namen *Macrorhabdus ornithogaster* gen. nov., sp. nov. in ihrer Publikation vor. Mit diesen Ergebnissen dürfte die langwierige Diskussion über die Nomenklatur dieses in seiner Morphologie und seinen molekularbiologischen und biochemischen

Eigenschaften so ungewöhnlichen Erregers beendet sein. Allerdings steht die weiterführende taxonomische Einordnung in das Reich der Pilze noch aus.

Vorläufig hat *Macrorhabdus ornithogaster* in der Systematik der Pilze folgende Position (<http://beta.uniprot.org/taxonomy/349229> und INDEX FUNGORUM, 2007):

Domäne	Eukaryota
Reich	Fungi
Subreich	Dikarya
Abteilung	Ascomycota
Unterabteilung	Saccharomycotina
Klasse	Saccharomycetes
Ordnung	Saccharomycetales incertae sedis
Genus	<i>Macrorhabdus</i> incertae sedis
Spezies	<i>Macrorhabdus ornithogaster</i> incertae sedis

## 2.2 Zur Pathogenität von *Macrorhabdus ornithogaster*

Nicht bei allen mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierten Vögeln konnten Symptome und Veränderungen an den inneren Organen festgestellt werden und nicht alle Drüsenmagenentzündungen und Fälle von „Going-light-syndrom“ konnten mit *Macrorhabdus ornithogaster* assoziiert werden. Diese bekannte Tatsache führte zu erheblichen Diskussionen aber auch zu ausführlichen Untersuchungen hinsichtlich der Pathogenität des Erregers. Zu einem übereinstimmenden Ergebnis ist man bis heute nicht gekommen. Wohl aber entstand die Einsicht, dass Symptome, Verlauf und Ausgang von Krankheitsfällen bei den einzelnen Vogelarten verschieden ausgeprägt sein können.

Derzeit ist nicht gesichert, ob es sich bei *Macrorhabdus ornithogaster* um einen in sich völlig einheitlichen Erreger handelt oder ob verschiedene Patho-, Geno- und Virulenztypen in verschiedenen Vogelgruppen oder geographischen Regionen zirkulieren (PHALEN, 2006).

### 2.2.1 *Macrorhabdus ornithogaster* als apathogener Kommensale oder Symbiont

Trotz gelungenem Erregernachweis ließen die nicht in allen Fällen vorliegenden klinischen Symptome SIMPSON (1992) an der Pathogenität von *Macrorhabdus ornithogaster* für Wellensittiche zweifeln. PENNYCOTT et al. (1998) konnten in einer Studie zu den Todesursachen bei britischen Wildvögeln zwar in einigen Fällen *Macrorhabdus ornithogaster* nachweisen. Sie konnten allerdings keine Entzündungen oder Läsionen in der Schleimhaut des Drüsenmagens mit diesem Nachweis in Verbindung bringen. Sie sprachen daher von einem Zufallsbefund. DE HERDT et al. (1997) waren sich hinsichtlich der Pathogenität von *Macrorhabdus ornithogaster* ebenfalls unsicher und stellten in Frage, ob der Erreger auch wirklich für die Macrorhabdiose der Wellensittiche und Sperlingsvögel verantwortlich ist.

FILIPPICH und PARKER (1994a und b) bezeichneten es immerhin als möglich, dass *Macrorhabdus ornithogaster* ein Kommensale auf der Schleimhaut des Drüsenmagens darstellt. SCANLAN und GRAHAM (1990) bezeichneten ihn eindeutig als Bestandteil der Normalflora, möglicherweise sogar als einen Symbionten im Vogelmagen.

### 2.2.2 Macrorhabdiose als faktorielles Krankheitsgeschehen

Bereits die Erstbeschreiber von *Macrorhabdus ornithogaster* (JONES und CAROLL, 1977; HUMPHREYS, 1977) entdeckten bei Wellensittichen einen direkten Zusammenhang zwischen dem Grad der Ausprägung der klinischen Symptome und der Mauserzeit. SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984) bestätigten, dass die Ausprägung der klinischen Symptome bei Wellensittichen mit dem Grad der Belastung steigt. ANDERSON (1993) sah in der Macrorhabdiose eines Gelbhaubenkakadus ebenfalls eine Faktorenerkrankung, allerdings machte sie weniger die Umweltbedingungen als vielmehr eine gleichzeitige *Candida albicans*-Infektion verantwortlich. FILIPPICH und HENDRIKZ (1998) berichteten von einer Zunahme des Grades der Symptome von Wellensittichen zu Zeiten der Brut. Sie erklärten sich dieses Phänomen mit einem stressbedingten Anstieg des Gehalts an *Macrorhabdus ornithogaster* im Vogelmagen. Die Möglichkeit einer genetischen Prädisposition auf Seiten des erkrankten Vogels stellten sie ebenfalls in den Raum.

Auf Grund der hochgradigen Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* in unauffälligen Mägen infizierter Tiere und deren gutem Ernährungszustand und auf Grund von geringgradig infizierten Tieren mit schlechtem Ernährungszustand und ausgeprägten Läsionen im Bereich der Mägen hielten es WOLF et al. (2000) für wahrscheinlich, dass die Macrorhabdiose eine Faktorenerkrankung sei. Beim Ziervogel schlossen sie aber eine primäre Pathogenität nicht völlig aus. Beim Nutzgeflügel hingegen erschien ihnen eine primäre Pathogenität eher als unwahrscheinlich, da sie bei keinem der untersuchten Haushühner *Macrorhabdus ornithogaster* als alleinigen Befund erheben konnten. FILIPPICH et al. (2004) sprachen von einer gewissen Pathogenität unter bestimmten Umständen und auch SCHWEIGHARDT et al. (1984) sahen einen klaren Zusammenhang zwischen klinischen Symptomen und Stresssituationen.

### **2.2.3 *Macrorhabdus ornithogaster* als pathogener Erreger**

VAN HERCK et al. (1984) setzten *Macrorhabdus ornithogaster* in Zusammenhang mit dem Vorliegen einer proliferativen Vormagenentzündung. GERLACH (1986) sah in dem Erreger immerhin eine mögliche Ursache für das „Going-light-syndrom“. HENDERSON et al. (1988) nannten die Beteiligung von *Macrorhabdus ornithogaster* daran sogar primär. BAKER (1992) sprach *Macrorhabdus ornithogaster* ganz klar als eine Todesursache für Wellensittiche an. Auch TSAI et al. (1992) sahen die gefundenen Fälle von Proventriculitis ganz klar von *Macrorhabdus ornithogaster* verursacht. HUCHZERMEYER et al. (1993), die *Macrorhabdus ornithogaster* im Vormagen von jungen Straußen beschrieben haben, brachten diesen mit Wachstumsverzögerungen und Drüsenmagenentzündungen in Zusammenhang. Von einer Pathogenität beim Haushuhn berichteten MUTLU et al. (1997), auch hier wurde der Erreger mit einer Drüsenmagenentzündung assoziiert. Da ROSSI (2000) ein Infektionsversuch geglückt war, bei dem die von ihm infizierten Küken das „Going-light-syndrom“ entwickelten und die infizierten Mäuse ebenfalls nicht symptomlos blieben, und da in eigenen Untersuchungen alle mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierten Vögel auch die entsprechenden Symptome und Veränderungen aufwiesen, sprachen SCHULZE und HEIDRICH (2001) von einer primären Pathogenität. Schon ein Jahr davor (2000) hatten diese beiden Autoren bei einem von fünf erkrankten Hühnern neben *Macrorhabdus ornithogaster* keine weiteren pathogenen Noxen festgestellt. SPEER (2004),

POWERS (2004) und PHALEN (2004) sahen in *Macrorhabdus ornithogaster* ebenfalls ein pathogenes Potential.

CONZO und LIBERTI (1999) sprachen *Macrorhabdus ornithogaster* grundsätzlich als pathogen an, da sie mehr gastrointestinale Läsionen bei infizierten Vögeln als bei nicht infizierten Vögeln gefunden hatten. Allerdings räumten sie ein, dass das vermehrte Auftreten des Erregers bei Importvögeln in Zusammenhang mit dem aus dem Transport resultierenden Stress stehen könne. Ebenfalls berichteten sie von einem vermehrten Erregervorkommen bei in Gefangenschaft geschlüpften Vögeln im Vergleich zum Erregervorkommen bei Wildfängen. Zur Erklärung dieses Phänomens stellten sie die These einer verringerten Resistenz der Vögel auf Grund von Inzucht auf. Bei ihren Untersuchungen stießen sie auf bestimmte Arten und bei Fringillidae aus bestimmten Gebieten, die, alle wild gefangen, flächendeckend infiziert waren. Sie räumten ein, dass *Macrorhabdus ornithogaster* hier möglicherweise in den Drüsenmägen in enzootischer Form vorkommt.

#### 2.2.4 Ergebnisse von Übertragungsversuchen

Ohne Erregerisolierung gestalten sich Übertragungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster* schwierig. Die vielen Fehlschläge in der Erregerkultivierung begründen somit die geringe Zahl der Übertragungsversuche. GERLACH (1986) infizierte Wellensittiche mit  $10^6$  bis  $10^8$  koloniebildenden Einheiten einmal bzw. mehrmals direkt in den Kropf. Von diesen Tieren entwickelte lediglich eines das „Going-light-syndrom“. Bei diesem Tier war außerdem ein Erregernachweis im Kot möglich. Alle anderen Wellensittiche dieses Infektionsversuches waren klinisch unauffällig. Ein weiterer Übertragungsversuch von GERLACH (1990) konnte die Macrorhabdiose nur in Schauwellensittichen, nicht jedoch in den Standardwellensittichen auslösen.

Rossi (2000) gelang die Anzucht in Nährbouillon unter microaerophilen Bedingungen. Mit  $10^9$  koloniebildenden Einheiten von diesem Isolat infizierte er 30 SPF Eintagsküken, 20 SPF Küken (15 Tage alt) und 15 SPF Mäuse. Bei den Küken konnte er sowohl das „Going-light-syndrom“ beobachten als auch *Macrorhabdus ornithogaster* aus dem Kot und dem Drüsenmagen isolieren.

PHALEN und MOORE (2003) gelang es, nach Infektion von Hähnen mit  $10^5$  koloniebildenden Einheiten des Erregers, gewonnen von infizierten Wellensittichen, den Erreger und die typischen Läsionen im Drüsenmagen nachzuweisen. Krankheitssymptome

konnten sie allerdings nicht beobachten. Sie berichten, dass mindestens  $10^5$  koloniebildende Einheiten nötig sind um die Macrorhabdiose auszulösen.

FILIPPICH und PARKER (1994) und DE HERDT et al. (1997) dagegen sind der Meinung, dass die Koch'schen Postulate nicht vollständig erfüllt sind.

### 2.3 Wirtsspektrum von *Macrorhabdus ornithogaster*

In den letzten drei Jahrzehnten wurde *Macrorhabdus ornithogaster* in den Drüsenmägen zahlreicher Vogelarten mikroskopisch nachgewiesen (Tabelle 1a bis 1c). Zuerst aufgefallen ist *Macrorhabdus ornithogaster* in den Drüsenmägen von Wellensittichen. JONES und CARROLL (1977) und HUMPHREYS (1977) berichteten nahezu gleichzeitig erstmals von diesem Erreger bei Wellensittichen ohne jedoch den gefundenen Erreger mit einem eigenen Namen zu benennen. HARGREAVES (1981) konnte diesen beschriebenen Organismus außerdem bei Nymphensittichen, Agaporniden, Grassittichen, Kanarienvögeln, Gouldamadinen, Zebrafinken, japanischen Mönchen, und diversen anderen Vögeln, unter diesen auch ein Kakadu, nachweisen. GERLACH (1984) berichtete erstmals von „Megabakterien“ bei Hühnern. TUSCHAK et al. (1990) fanden *Macrorhabdus ornithogaster* ebenfalls bei Wellensittichen, Nymphensittichen, Kanarienvögeln, Agaporniden und Finkenvögeln, konnten den Erreger aber außerdem bei Kakadus und Amazonen nachweisen. CORNELISSEN (1993) untersuchte neben Zebrafinken und Kanarienvögeln auch Vögel aus der holländischen Wildvogelpopulation und fand *Macrorhabdus ornithogaster* bei Zeisigen. HUCHZERMEYER et al. (1993) stellten einen Zusammenhang zwischen dem Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* und Wachstumsstörungen sowie verminderten Zunahmen des Körpergewichts bei jungen Straußen fest. ANDERSON (1993) gab einen genauen Bericht über den Krankheitsverlauf bei einem Gelbhaubenkakadu, der mit *Macrorhabdus ornithogaster* infiziert war. TONELLIS (1993) Angaben über die Prävalenz von *Macrorhabdus ornithogaster* decken sich weitgehend mit denen der anderen Autoren. Außerdem fand er den Erreger noch in Sperlingspapageien. TSAI et al. (1992) konnten *Macrorhabdus ornithogaster* ebenfalls bei diversen Vogelarten nachweisen und damit die Prävalenzstudien anderer Autoren bestätigen. Sie bezeichneten das aviäre Wirtsspektrum von *Macrorhabdus ornithogaster* als sehr weit.

FILIPPICH und PARKER (1994a) berichteten von einem massiven Befall der frei lebenden Gelbhaubenkakadus (*Cacatua galerita*) und Stieglitze (*Carduelis carduelis*) in Australien,

außerdem wiesen sie auf diverse Sittiche hin, bei denen ebenfalls *Macrorhabdus ornithogaster* gefunden werden konnte. Damit bestätigten sie die Aussagen hinsichtlich der Prävalenz des Erregers, die schon HARGREAVES (1981) und CORNELISSEN (1993) getroffen hatten. PENNYCOTT et al. (1998) beschrieben das Vorkommen von *Macrorhabdus ornithogaster* bei britischen Wildvögeln, insbesondere bei Finkenvögeln. RAVELHOFER et al. (1998) berichteten von einer *Macrorhabdus ornithogaster*-assoziierten Proventriculitis bei einer Pute. PENNYCOTT et al. (2003) berichteten von *Macrorhabdus ornithogaster* in einem Hühner- und in einem Wachtelbestand. Der Erreger war nicht nur bei einzelnen Hühnern anzutreffen, sondern war im gesamten Bestand weit verbreitet. WOLF et al. (2000) berichteten außerdem vom Nachweis des Erregers bei diversen Enten und Sichlern. CORNELISSEN (1993) beschrieb den Erreger bei einem Roten Sichler zuerst. Bei carnivoren Vögeln und bei Tauben konnte bisher kein Autor *Macrorhabdus ornithogaster* nachweisen.

COOKE (2000) berichtete von seinem Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Säugetieren. Er stieß auf den Erreger bei einer Hauskatze und bei einem Haushund, die beide an einer chronischen, nicht entzündlichen Atemwegserkrankung litten. COOKE führte den Nachweis des Erregers mittels mikroskopischer Untersuchung einer Spülprobe aus dem Atmungstrakt. In beiden Haustierarten konnte er große Mengen an *Macrorhabdus ornithogaster* nachweisen.

ROSSI (2000) konnte in einem Infektionsversuch mit Labormäusen neben gastro-intestinalen Symptomen, die alle Mäuse zeigten, bei 4 von 15 experimentell infizierten Mäusen auch eine tödlich verlaufende Pneumonie nachweisen. In diesen vier Fällen fand er im Bronchialtrakt der Mäuse eine große Anzahl des Erregers. In der auffindbaren und sprachlich zugänglichen Fachliteratur konnten keine Angaben über weitere, mit *Macrorhabdus ornithogaster* spontan infizierte Haus- und Wildsäugetiere gefunden werden.

**Tabelle 1a: Bisher publizierte Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* in den Ordnungen Struthioniformes und Psittaciformes der Klasse Aves.**

**Taxonomie der Vögel nach WOLTERS (1975 - 82).**

<b>Ordnung</b> <b>Familie</b> <i>Genus und Spezies</i>	Erstbeschreibung durch Autoren, Jahr
<b>Struthioniformes, Flachbrustvögel</b> <b>Struthionidae, Strauße</b> <i>Struthio camelus</i> , Strauß	Huchzermeyer et al., 1993
<b>Psittaciformes, Papageien</b> <b>Micropsittidae, Kleinpapageien</b> <i>Agapornis</i> sp. <i>Forpus coelestis</i> , Blaugenickssperlingsspapagei <i>Forpus cyanopygius</i> , Sperlingspapagei	Hargreaves, 1981 De Herdt et al., 1997 Tonelli, 1993
<b>Psittacidae, Eigentliche Papageien</b> <i>Amazona</i> sp.	Tuschak et al., 1990
<b>Polytelidae, Prachtsittiche</b> <i>Polyteles swainsonii</i> , Barabandsittich <i>Alisterus scapularis</i> , Königssittich <i>Alisterus amboinensis</i> , Amboinasittich <i>Aprosmictus erythropterus</i> , Rotflügelsittich	Filipich et al., 1993 Filipich et al., 1993 Ravelhofer et al., 1998 Filipich et al., 1993
<b>Loriidae, Loris</b> <i>Trichoglossus haematodus</i> , Allfarblori	Filipich et al., 1993
<b>Platycercidae, Plattschweifsittiche</b> <i>Platycercus eximius</i> , Rosellasittich <i>Platycercus elegans</i> , Pennantsittich <i>Psephotus varius</i> , Vielfarbensittich <i>Polysteris (Spathopterus) alexandrae</i> , Alexandersittich <i>Cyanoramphus novaezelandiae</i> , Ziegensittich <i>Neophema splendida</i> , Glanzsittich <i>Neophema</i> sp. Grassittich <i>Neopsephotus bourkii</i> , Bourkesittich	Hargreaves, 1981 Hargreaves, 1981 Filipich et al., 1993 Filipich et al., 1993 Filipich et al., 1993 Filipich et al., 1993 Hargreaves, 1981 Filipich et al., 1993
<b>Melopsittacidae, Wellensittiche</b> <i>Melopsittacus undulatus</i> , Wellensittich	Jones und Carrol, 1977
<b>Cacatuidae, Kakadus</b> <i>Cacatua</i> sp. <i>Cacatua sulfurea</i> , Kleiner Gelbwangenkakadu <i>Nymphicus hollandicus</i> , Nymphensittich	Hargreaves, 1981 Anderson, 1993 Hargreaves, 1981

**Tabelle 1b: Bisher publizierte Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* in den Ordnungen Ciconii-, Anseri- und Phasianiformes der Klasse Aves.**

**Taxonomie der Vögel nach WOLTERS (1975-82).**

<b>Ciconiiformes</b> , Schreitvögel <b>Threskiornithidae</b> , Ibisse <i>Eudomicus ruber</i> , Roter (Scharlach-)Sichler <i>Plegadis falcinellus</i> , Brauner Sichler	Cornelissen, 1993 Ravelhofer et al., 1998
<b>Anseriformes</b> , Entenvögel <b>Anatidae</b> , Entenartige <i>Cairina moschata</i> f. dom., Flug- oder Moschusente <i>Anser anser</i> f. dom., Hausgans <i>Anas platyrhynchos</i> x <i>Cairina moschata</i> , Hybridente	Ravelhofer et al., 1998 Ravelhofer et al., 1998 Wolf et al., 2000
<b>Phasianiformes</b> , Hühnervögel <b>Phasianidae</b> , Hühner <i>Gallus gallus</i> f. dom., Haushuhn <i>Meleagris gallopavo</i> f. dom., Hauspute <i>Coturnix coturnix japonica</i> , Japanische Wachtel <i>Tetrao urogallus</i> , Auerhuhn	Gerlach, 1984 Ravelhofer et al., 1998 Pennycott et al., 1998 Ravelhofer et al., 1998

**Tabelle 1c: Bisher publizierte Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* in der Ordnung Passeriformes der Klasse Aves.**

**Taxonomie der Vögel nach WOLTERS (1975-82).**

<b>Passeriformes, Sperlingsvögel</b>	
<b>Estrildidae, Prachtfinken</b>	
<i>Taeniopygea guttata</i> , Zebrafink	Hargreaves, 1981
<i>Chloebia gouldiae</i> , Gouldamadine	Hargreaves, 1981
<i>Neochmia ruficauda</i> , Binsenstrild	Hargreaves, 1981
<i>Poephila acuticaudata</i> , Spitzschwanzamadine	Hargreaves, 1981
<i>Lonchura striata</i> , Japanisches Mövchen	Hargreaves, 1981
<i>Heteromunia pectoralis</i> , Weißbrust-Schilfamadine	Filipich et al., 1993
<i>Heteromunia pectoralis</i> , Reisfink	De Herdt et al., 1997
<b>Fringillidae, Eigentliche Finken</b>	
<i>Fringilla coelebs</i> , Buchfink	De Herdt et al., 1997
<i>Chloris chloris</i> , Grünfink	De Herdt et al., 1997
<b>Carduelidae, Gimpel (Hänflinge)</b>	
<i>Serinus canaria</i> f. dom., Kanarienvogel	Hargreaves, 1981
<i>Carduelis carduelis</i> , Stieglitz (Distelfink)	Cornelissen, 1993
<i>Carduelis spinus</i> , Zeisig	Cornelissen, 1993
<i>Pyrrhula pyrrhula</i> , Dompfaff	De Herdt et al., 1997
<i>Erythrura (Carpodacus) erythrura</i> , Karmingimpel	De Herdt et al., 1997
<i>Serinus flaviventris</i> , Gelbbauchgirlitz	Ravelhofer et al., 1998
<i>Serinus serinus</i> , Girlitz	Ravelhofer et al., 1998
<b>Emberizidae, Ammern</b>	
<i>Spizella passerina</i> , Schwirrammer	De Herdt et al., 1997
<b>Timaliidae, Timalien</b>	
<i>Leiothrix lutea</i> , Chinesische Nachtigal (Sonnenvogel)	De Herdt et al., 1997

#### 2.4 Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* im Vogelkörper

VAN HERCK et al. (1984) gaben die Lokalisation von *Macrorhabdus ornithogaster* relativ genau an: sie fanden den Erreger hauptsächlich im Drüsenmagen, genauer im Übergangsbereich zum Muskelmagen. Diese Lokalisation sahen sie als den Ort der Replikation von *Macrorhabdus ornithogaster* an. Alle anderen Bereiche des Magen-Darm-Traktes wurden nach ihren Angaben nur passiert. Die Koilinschicht des Muskelmagens sahen sie allerdings bei hochgradigem Befall eines Tieres ebenfalls betroffen. Die Epithelzellen des Drüsenmagens selbst waren in ihren Untersuchungen nicht befallen, da sich *Macrorhabdus ornithogaster* nicht oder kaum als gewebsinvasiv darstellt.

Histologisch betrachtet fanden VAN HERCK et al. *Macrorhabdus ornithogaster* im Lumen der oberflächlichen Drüsen. Die tiefen, tubulären Drüsen waren dagegen weitgehend

erregerfrei. Dieses histologische Bild der Verteilung wurde von SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984), SCHWEIGHARDT et al. (1984) und TSAI et al. (1992) bestätigt, wobei letztere noch den vermehrt vorliegenden Schleim des Drüsenmagens als Lokalisationsort von *Macrorhabdus ornithogaster* angaben. ANDERSON (1993) gab ebenfalls den Schleim des Drüsenmagens als Fundort an. SCHULZE und HEIDRICH (2001) sahen die tiefen Drüsen des Drüsenmagens nur bei hochgradigem Befall betroffen, ansonsten decken sich ihre Beobachtungen mit denen von VAN HERCK et al. (1984). Sie wiesen allerdings explizit darauf hin, dass der kraniale Teil des Drüsenmagens erregerfrei sei.

BAKER (1992) bestätigte mit seinen Untersuchungen die geringe Gewebsinvasivität. Außerdem wies er darauf hin, dass sich *Macrorhabdus ornithogaster* besonders in den entzündlich veränderten Gebieten aufhielt. Eine Beobachtung, die auch GERLACH (1986) schon machte.

Den distalen Drüsenmagen, beziehungsweise den Übergangsbereich vom Drüsenmagen zum Muskelmagen, gaben viele Autoren als Ort der Lokalisation an, unter anderem SCANLAN und GRAHAM (1990). *Macrorhabdus ornithogaster* liegt hier auf der Schleimhaut, meist parallel zueinander angeordnet (FILIPPICH und PARKER, 1994b).

CORNELISSEN (1993) beschrieb neben anderen Autoren (GERLACH, 1984; HUCHZER-MEYER et al., 1993; FILIPPICH et al., 1993; FILIPPICH und PARKER (1994a und b), FILIPPICH und HENDRIKZ, 1998; KRUMM und RAVELHOFER-ROTHENEDER, 2002; FILIPPICH, 2004; SPEER, 2004; POWERS, 2004; PHALEN, 2004) den Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* im Kot erkrankter Vögel, was auf dessen Darmpassage schließen lässt. Außerdem wies er den Erreger in Abklatschpräparaten auf der Kropfschleimhaut nach. FILIPPICH (1997) konnte den Erreger im Erbrochenen von befallenen Vögeln finden, was nahe legt, dass der Erreger den Kropf zumindest durchwandern kann.

HUCHZERMEYER et al. (1993) nannten für junge Strauße neben dem Drüsenmagen auch die tiefen Schichten der Koilinschicht als Lokalisationsort. HUCHZERMEYER et al. (1993), HUCHZERMEYER (1998) und HUCHZERMEYER und HENTON (2000) gaben als Ort der Vermehrung von *Macrorhabdus ornithogaster* allein die Koilinschicht des Muskelmagens junger Strauße an. SCULLION und SCULLION (2004) untersuchten Kanarienvögel und beschrieben *Macrorhabdus ornithogaster* neben der üblichen Lokalisation auf der

Schleimhaut des Übergangsbereichs vom Drüsen- zum Muskelmagen ebenfalls in den oberen Schichten der Koilinschicht. Außerdem konnten sie einen Fall von Gewebsinvasivität von *Macrorhabdus ornithogaster* bei ihren Untersuchungen finden.

HARGREAVES (1981) beschrieb neben Drüsenmagen und Darm die Leber als Fundort von *Macrorhabdus ornithogaster*. Auch GERLACH (1986) konnte den Erreger hier vereinzelt und in abgekapselter Form auffinden. LUBLIN et al. (1998), der *Macrorhabdus ornithogaster* hauptsächlich auf der Schleimhaut des Isthmus fand, berichtete ebenfalls von einzelnen Erregern in der Leber.

Der Vollständigkeit halber sei hier erwähnt, dass COOKE (2000) *Macrorhabdus ornithogaster* im Schleim des Bronchialtraktes von Säugetieren (Hauskatze und Haushund) entdeckt hat.

## **2.5 Alter und Geschlecht der erkrankten Vögel**

Das Alter der an Macrorhabdiose erkrankten beziehungsweise gestorbenen Vögel ist breit gefächert. TUSCHAK et al. (1990) sahen eine Häufung bei Vögeln im Alter zwischen einem und zwei Jahren. FILIPPICH und PARKER (1994a und b) gaben das durchschnittliche Alter betroffener Vögel (Psittaziden und Sperlingsvögel) mit  $2,6 \pm 1,3$  Jahren an. SCHWEIGHARD und HOFFMANN (1984) und SCHWEIGHARD et al. (1984) dagegen sahen jede Altersgruppe gleichermaßen betroffen. Diese Aussage deckt sich mit der von FILIPPICH und HENDRIKZ (1998) und der von LUBLIN et al (2000).

HUCHZERMAYER et al. (1993) und BREUER (2000) konnten die Macrorhabdiose hauptsächlich bei Jungstraußen beobachten, sie gaben deren Alter mit 10 Tagen bis 12 Wochen an.

SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984) sahen mehr weibliche als männliche Wellensittiche von der Macrorhabdiose betroffen. SCHWEIGHARDT et al. (1984) waren ebenfalls dieser Auffassung. Sie erklärten diese Beobachtung mit der Mehrbelastung, die das Brutgeschäft für die weiblichen Vögel darstellt. Auch BAKER (1985) stellte in seiner Studie über das „Going-Light-Syndrom“ fest, dass mehr weibliche als männliche Tiere darunter

leiden. FILIPPICH und PARKER (1994a und b) hatten unter ihren untersuchten Tieren ebenfalls mehr weibliche als männliche Vögel mit *Macrorhabdiose*.

TUSCHAK et al. (1990) kamen mit ihren Untersuchungen dagegen zu einem anderen Ergebnis. Sie fanden mehr männliche Tiere betroffen. Auch in der Untersuchung von PENNYCOTT et al. (1998) ist zu sehen, dass die meisten betroffenen Tiere männlich sind. Allerdings gingen diese Autoren nicht weiter auf diesen Umstand ein. FILIPPICH und HENDRIKZ (1998) dagegen sprachen deutlich an, dass mehr männliche als weibliche Wellensittiche betroffen sind. FILIPPICH et al. (1993) kamen zu einem ähnlichen Ergebnis. Allerdings waren hier die erkrankten männlichen Tiere nur in sehr geringem Maße in der Überzahl, und die Untersuchungen beruhen allein auf dem Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* im Kot.

## **2.6 Jahreszeitliche Verteilung der Todesfälle durch *Macrorhabdiose***

Schon JONES und CARROLL (1977) stellten fest, dass sich die Fälle von *Macrorhabdiose* in den Monaten Mai / Juni und im Oktober häufen. Sie erklärten das mit der Mauser, die ebenfalls in diesen Monaten stattfindet und die Tiere schwächt und anfälliger für Krankheiten macht. TUSCHAK et al. (1990) fanden dagegen, dass die Krankheitsfälle über das ganze Jahr recht gleichmäßig verteilt sind und lediglich in den Sommermonaten von Mai bis Juli weniger Todesfälle auftreten.

Bei jungen Straußen in Südafrika beobachteten HUCHZERMAYER et al. (1993) eine Zunahme der Todesfälle in den letzten Sommermonaten.

## **2.7 Klinische Symptome der *Macrorhabdiose***

Erkrankte Vögel werden durch das sogenannte „Going-light-syndrom“ auffällig. Dieses Bild ist von vielen Autoren beschrieben worden. Das Körpergewicht reduziert sich bei den erkrankten Vögeln bis hin zur Kachexie. Während TUSCHAK et al. (1990) ein Abmagern in circa 50 % der Fälle beobachteten, schrieb BAKER (1992), dass die Wellensittiche in seinen Untersuchungen, die auch an einer *Macrorhabdus ornithogaster*-Erkrankung gestorben waren, alle ein reduziertes Körpergewicht aufwiesen. SCHULZE und HEIDRICH (2000) sprachen von einem regelrechten Kümern der erkrankten Tiere. GERLACH (1990) nannte das „Going-light-syndrom“ chronisch und wiederkehrend.

Ebenfalls von vielen Autoren (JONES und CARROLL, 1977; SCHWEIGHARDT und HOFFMANN, 1984; TUSCHAK et al., 1990; GRIMM et al., 1990; BAKER, 1992; HUCHZERMAYER, 1993; FILIPPICH und PARKER, 1994; CHRISTENSEN et al., 1997; DE HERDT et al., 1997; MUTLU et al., 1997; KOSTKA, 2004; SCULLION und SCULLION, 2004) wurde ein getrübler Allgemeinzustand und eine generalisierte Schwäche der erkrankten Kanarienvögel beschrieben.

Auch das Auftreten von Diarrhoe ist im Zusammenhang mit dieser Krankheit beschrieben worden (Lublin et al. 2000). FILIPPICH und PARKER (1994b) beobachteten außerdem unverdaute Körner im Kot von Psittaziden und Sperlingsvögeln in Australien bei einer vorliegenden „Proventricular disease“. *Macrorhabdus ornithogaster* wurde von ihnen als möglicher kausaler Faktor angesehen. BAKER (1992) berichtete neben anderen Autoren von der dunklen, fast schwarzen Farbe des Kots, die auf Blutungen im oberen Magen-Darm-Trakt schließen lässt.

Erbrechen, oder zumindest die Spuren von diesem, wurden ebenfalls von einigen Autoren beobachtet. BAKER (1992) gab die Zahl der davon betroffenen und erkrankten Wellensittiche in seinen Untersuchungen mit 50 % an.

Während GRIMM et al. (1990) die Futteraufnahme als gesteigert oder eher unauffällig beschrieben, hatten schon die Erstbeschreiber von *Macrorhabdus ornithogaster*, JONES und CARROLL (1977) und HUMPHREYS (1977), festgestellt, dass die erkrankten Vögel das Futter zwar mit dem Schnabel aufnehmen, das meiste davon aber wieder zermahlen fallen lassen. Die tatsächliche Futteraufnahme ist also reduziert. CHRISTENSEN et al. (1997) und andere Autoren (BAKER, 1992; FILIPPICH und PARKER, 1994; KOSTKA, 2004; BREHM, 2007) bestätigten dies.

JONES und CARROLL (1977) berichteten von einer milden Anämie, so auch HENDERSON et al. (1988). Diese wurde ebenfalls von HUCHZERMAYER et al. (1993) beschrieben, die sich mit der klinischen Symptomatik bei erkrankten jungen Straußen beschäftigten. Neben der Reduktion des Körpergewichts, des getrüblten Allgemeinzustandes und der Diarrhoe, die schon bei diversen Ziervögeln beschrieben worden war, berichteten diese Autoren von einer erhöhten Mortalität in den jungen, aber nicht in den adulten Straußenbeständen. LOZANO-ALARCON et al. (1994) berichteten von einer Magenlähmung und Mangelernährung bei jungen Straußen.

SCHULZE und HEIDRICH (2001) untersuchten betroffene Legehennen. Auch sie stellten eine Reduktion des Körpergewichts und eine erhöhte Todesrate fest. Außerdem beobachteten sie einen Rückgang der Legeleistung, den sie mit *Macrorhabdus ornithogaster* in kausale Verbindung brachten.

Von plötzlichen Todesfällen ohne vorherige Symptomatik bei Ziervögeln verursacht durch *Macrorhabdus ornithogaster* berichteten neben anderen Autoren DE HERDT et al. (1997). BAKER (1992) gab die Zahl der davon betroffenen Vögel mit 10 % an. Laut seinen Beobachtungen kam es aber auch bei Tieren, die bereits seit zwei bis drei Wochen an Macrorhabdiose leiden, zu vermehrten Todesfällen. Diese sind vermutlich der Auszehrung („Going-light-Syndrom“) zuzuschreiben, die mit der Krankheit einhergeht. Zieht sich das Krankheitsgeschehen über einen längeren Zeitraum hin, wurde unter anderem von SCHWEIGHARDT et al. (1984) ein wellenartiger Krankheitsverlauf beschrieben, bei dem sich Phasen der Besserung immer wieder mit Krankheitsschüben abwechseln.

TONELLI (1993) berichtete außerdem von einem Züchter, der bei seinen erkrankten Kanarienvögeln nervöse Symptome feststellen konnte, die sich in Form von Krämpfen, Nervosität, mangelhafte Koordination der Bewegungen und Erblindung darstellten.

SCHWEIGHARDT et al. (1984) wiesen zu dem darauf hin, dass die Nestlinge erkrankter Wellensittich-Elterntiere nicht optimal versorgt werden können und kümmern, da *Macrorhabdus ornithogaster* die Bildung der Drüsenmagenmilch stört. Der Erreger konnte im Kropf von Nestlingen gefunden werden, setzt sich dort aber nach den Befunden dieser Autoren nicht fest.

SCANLAN und GRAHAM (1990) brachten mit einer Infektion durch *Macrorhabdus ornithogaster* keinerlei klinische oder pathologisch-anatomische Anzeichen in Verbindung.

## 2.8 Diagnoseverfahren

Der Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* am toten Tier ist mittels eines nicht gefärbten Abklatschpräparates von der Drüsenmagenschleimhaut schnell und einfach durchzuführen. In der Literatur wird vielerorts dieses Verfahren genannt (TUSCHAK et al., 1990; BAKER, 1992; SIMPSON, 1992; CHRISTENSEN et al., 1997; MUTLU et al., 1997;

PENNYCOTT et al., 1998; RAVELHOFER et al., 1998; CONZO und LIBERTI, 1999; SCHULZE und HEIDRICH, 2000; WOLF et al., 2000; SCHULZE und HEIDRICH, 2001; KRUMM und RAVELHOFER-ROTHENEDER, 2002; PENNYCOTT et al., 2003; TOMA-SZEWSKI et al. 2003; SCULLION und SCULLION, 2004; BREHM, 2007). Diese Präparate können nicht nur nativ (WOLF et al., 2000), sondern auch gefärbt betrachtet werden. Neben den meisten anderen Autoren, die Drüsenmagenabklatschpräparate anfärbten, verwendeten MUTLU et al. (1997) die Gram-Färbung (GRAM, 1884). PENNYCOTT et al. (1998) färbten ihre Proben nach GIEMSA (1902 und 1904) und verwendeten außerdem die Färbung nach Ziehl-Neelsen (ZIEHL, 1882; NEELSEN, 1883) zur kontrastreicheren tinktorischen Darstellung von *Macrorhabdus ornithogaster*.

Ein weiteres, häufig genutztes Verfahren zum Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* am toten Tier ist die histologische Untersuchung. Dieses wurde ebenfalls von vielen Autoren (HARGREAVES, 1981; SCANLAN und GRAHAM, 1990; BAKER, 1992; TSAI et al., 1992; FILIPPICH et al., 1993; HUCHZERMAYER et al., 1993; CHRISTENSEN et al., 1997; KRUMM und RAVELHOFER-ROTHENEDER, 2002; TOMASZEWSKI et al., 2003) beschrieben, am gängigsten mit folgender Hämatoxylin-Eosin-Färbung und / oder folgender Perjodic-Acid-Schiff-(PAS-)Reaktion (BAKER, 1992). FILIPPICH et al. (2004) und ebenso KRUMM und RAVELHOFER-ROTHENEDER (2002) bezeichneten die histologische Untersuchung des Drüsenmagens als die ideale Methode zum Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* am toten Vogel.

CHRISTENSEN et al. (1997) benutzten zum Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* am toten Tier außerdem noch die Methode des Darminhaltsausstriches. Auch SCULLION und SCULLION (2004) führten neben den Drüsenmagenabklatschuntersuchungen noch Färbungen von Abklatschpräparaten des Dünndarms durch. Dabei konnten sie, wenn auch in einem geringeren Maße als bei den Abklatschpräparaten des Drüsenmagens, *Macrorhabdus ornithogaster* nachweisen.

Das am wenigsten aufwendige Diagnoseverfahren am lebenden Tier ist die mikroskopische Kotuntersuchung. Hierzu wird möglichst frischer Kot auf einem Objektträger ausgestrichen und ohne zusätzliche Färbung lichtmikroskopisch untersucht und beurteilt. Dieses Verfahren wurde sehr häufig angewandt und beschrieben (HUCHZERMAYER et al., 1993; FILIPPICH und PARKER, 1994a und b; LUBLIN et al. 1998). Die Nachteile dieses Verfahrens

liegen in den falsch-negativen Ergebnissen. BAKER (1992) gab deren Zahl mit 15 % an, VAN HERCK et al. (1984) konnten sogar nur bei 30 % der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel den Erreger auch im Kot nachweisen. FILIPPICH und HENDRIKZ (1998) wiesen ebenfalls darauf hin, dass der Kot von befallenen Vögeln in der Untersuchung nicht immer positiv ist. Sie schlugen deshalb eine regelmäßige Wiederholung dieser Untersuchung vor. FILIPPICH et al. (2004) und BREHM (2007) haben deshalb empfohlen, den Kot zu untersuchender Vögel über einen Zeitraum von fünf Tagen zu sammeln und diese Sammelkotprobe dann zu untersuchen. Einschränkend wiesen FILIPPICH et al. (2004) darauf hin, dass bei Vögeln, bei denen bereits klinische Symptome der Macrorhabdiose erkennbar sind, eine einfache Kotprobe oder eine Untersuchung von Erbrochenem ausreichend sei, da in diesem Krankheitsstadium *Macrorhabdus ornithogaster* kontinuierlich ausgeschieden werde.

POWERS (2004) erklärte, dass er seine Kotasurstriche zusätzlich mit etwas Lugolscher Lösung färbt und damit eine bessere Darstellung als in Nativpräparaten erzielt. PHALEN (2004) gab zu bedenken, dass auf Grund von Färbemethoden *Macrorhabdus ornithogaster* verloren gehen kann. Er schlug deswegen vor, die Kotasurstriche nativ zu beurteilen.

LUBLIN et al (1998) benutzte zur Diagnose von *Macrorhabdus ornithogaster* neben dem Kotasurstrich auch den direkten Kloakenabstrich.

Weiterhin nannte PHALEN (2004) die Methode einer mikroskopischen Untersuchung von Kropfaspirat. CORNELISSEN (1993) untersuchte ebenfalls Kropfabstriche, ein Verfahren, das auch SPEER (2004) zur Diagnostik heranzog, außerdem führte dieser Autor Drüsenmagenwaschungen bei Wellensittichen und anderen Vögeln zur Diagnostik durch. Dieses Verfahren beschrieben schon VAN HERCK et al. (1984). ANDERSON (1993) praktizierte eine Endoskopie und entnahm Proben vom Schleim des Drüsenmagens, den sie mikroskopisch erfolgreich auf *Macrorhabdus ornithogaster* untersuchte.

HENDERSON et al. (1988) führten Blutuntersuchungen von *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln durch. Dabei fanden sie in einigen Fällen eine milde Anämie, in allen Fällen aber eine Leukozytose und eine Heterophilie, so dass diese Autoren die Blutuntersuchung als hilfreiches Diagnoseverfahren ansahen. FILIPPICH und PARKER (1994) konnten mit ihren Blutuntersuchungen befallener Vögel diese Ergebnisse leider nicht bestätigen.

GRIMM et al. (1990) sahen die falsch-negativen Ergebnisse der Kotuntersuchung als unzureichend an und beschrieben das Verfahren des Röntgens nach Kontrastmitteleingabe als Diagnoseverfahren. Aufgrund der vermehrten Schleimbildung im Übergangsbereich der beiden Mägen konnten sie auf ihren Röntgenbildern eine Verengung und somit eine gestörte Passage nachweisen. Auch FILIPPICH (1997) führte Röntgenuntersuchungen durch. Er verwendete allerdings kein Kontrastmittel. Dennoch beschrieb er eine sichtbare Einengung des Lumens des Drüsenmagens von Vögeln, die mit *Macrorhabdus ornithogaster* infiziert waren. Diese „sanduhrartige Einziehung“ beschrieb auch GERLACH (1990).

PHALEN et al. (2002) benutzten eine PCR um *Macrorhabdus ornithogaster* zu identifizieren. Er verwendete „avian-gastric-yeast“-spezifische Primer. Da er die rDNA bei allen infizierten Vögeln fand, geht er von identischen bzw. sehr eng verwandten Erregern aus.

COOKE (2000), der *Macrorhabdus ornithogaster* bei Säugetieren (Hauskatze und Haushund) nachweisen konnte, hat zur Diagnostik eine Nasenspülung und eine bronchoalveoläre Waschung durchgeführt und die Spülflüssigkeit mikroskopisch untersucht.

## **2.9 Pathologie der Macrorhabdiose**

Pathologisch-anatomisch fällt neben der Abmagerung in erster Linie eine katarrhalische oder hämorrhagisch-ulzerative Proventriculitis auf, die sehr oft auf die Schleimhaut begrenzt ist und nur in hochgradigen Fällen auch die Muskelschicht des Drüsenmagens betrifft. Die meisten Autoren, die sich mit diesem Thema befassten, konnten diese Drüsenmagenentzündung in ihren Untersuchungen nachweisen (VAN HERCK et al., 1984; SCHWEIGHARDT und HOFFMANN, 1984; GERLACH, 1986; HENDERSON et al., 1988; TUSCHAK et al., 1990; GRIMM et al., 1990; BAKER, 1992; HUCHZERMAYER et al., 1993; CHRISTENSEN et al., 1997; MUTLU et al., 1997; LUBLIN et al. 1998; CONZO und LIBERTI, 1999; WOLF et al., 2000; SCHULZE und HEIDRICH, 2001; SCULLION und SCULLION, 2004). TSAI et al. (1992) bezeichneten die Entzündung als exudativ und / oder proliferativ. Proliferationen fanden sie insbesondere im Bereich des Epithels der Superficialdrüsen und in den Ausführungsgängen der tiefen Drüsen des Drüsenmagens. Allerdings berichteten viele Autoren, dass nicht bei

jedem Vogel, bei dem *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden konnte, auch eine Entzündung des Epithels des Drüsenmagens vorliegt. WOLF et al. (2000) untersuchten erkrankte Wellensittiche. Sie stellten einen Bezug der Drüsenmagenentzündung mit dem Grad des Befalls mit *Macrorhabdus ornithogaster* her. SCHULZE und HEIDRICH (2001) konnten bei jedem *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Haushuhn auch eine Drüsenmagenentzündung nachweisen.

BAKER (1992) fand außerdem eine Zunahme der Becherzellen und wenige bis gar keine tubulären Drüsen in den entzündeten Gebieten des Drüsenmagens.

PHALEN et al (2002) berichteten von lymphoplasmatischen Infiltraten der Lamina propria im Isthmusbereich gesunder Wellensittichnestlinge. Sie geben zu bedenken, dass es sich dabei um einen Normalbefund handeln könnte.

Von Läsionen im Drüsenmagen, insbesondere im Bereich von dessen kaudalen Abschnitt, dem Übergang zum Muskelmagen, wurde ebenfalls häufig berichtet. Ulzera und Nekrosen konnte BAKER (1992) bei einem Viertel seiner untersuchten *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Wellensittiche feststellen. FILIPPICH (1997) berichtete von Petechien, SCHWEIGHARDT et al. (1984) von Hyperämien.

Ebenfalls häufig beschrieben wurde eine vermehrte Schleimbildung im Drüsenmagen infizierter Tiere. Während MUTLU et al. (1997) den Schleim als eher weißlich beschrieben, berichtete CORNELISSEN (1993) von gelbem, blassem Schleim. GRIMM et al. (1990) betrachteten die vermehrte Schleimbildung sogar als pathognomonisch. TSAI et al. (1992) stellten fest, dass der Schleim viele abgestoßene Epithelzellen enthält.

Dilatationen des Drüsenmagens der betroffenen Vögel werden auch in den meisten Fällen von Macrorhabdiose festgestellt. TUSCHAK et al. (1990) beschrieben sie bei circa 15 % der erkrankten Vögel. LUBLIN et al (1998), ebenso wie die meisten anderen Autoren, die sich mit diesem Thema beschäftigt haben, berichteten in diesem Zusammenhang auch noch von einer Verdickung der Wand. Lediglich VAN HERCK et al. (1984) verzeichneten eine Wandverdünnung.

Nur einige wenige Autoren, darunter MUTLU et al. (1997), LUBLIN et al (1998) und SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984), beschrieben eine regelmäßig mit Macrorhabdiose einhergehende Enteritis. BAKER (1985) sah in einer frühen Arbeit zu diesem Thema die Enteritis sogar als Hauptmerkmal des „Going-light-Syndroms“ an.

Einige Autoren berichteten von einer Loslösung der Koilinschicht. Diese stellte sich in deren Untersuchungen weich und / oder dünn dar. SCHULZE und HEIDRICH (2000) bezeichneten die Koilinschicht erkrankter Vögel als nekrotisch und stellten eine Verschorfung fest. TSAI et al. (1992) stellten fest, dass bei einem Befall mit *Macrorhabdus ornithogaster* die Koilinschicht nicht vollständig ausgehärtet ist. Diesen Befund erklärten sie mit einem Anstieg des pH-Werts im Drüsenmagen. Die nicht vollständig ausgehärtete Koilinschicht betrachteten sie als Erklärung für die Läsionen, die sie im Muskelmagen eines jeden erkrankten Tieres gefunden hatten.

VAN HERCK et al. (1984) berichteten ebenfalls von einem Anstieg des pH-Wertes im Drüsenmagen. CORNELISSEN (1993) bestätigte dies und sieht hierin begründet, warum sich sekundär oft Hefepilze im Drüsenmagen *Macrorhabdus ornithogaster*-positiver Vögel ansiedeln. FILIPPICH und PARKER (1994b) konnten den beschriebenen Anstieg des pH-Werts nur bei den Wellensittichen feststellen, die an „proventricular disease“ gestorben waren, nicht aber an denen, die darunter gelitten hatten und euthanasiert worden sind. Dies könnte mit dem von KRUMM (2002) beschriebenen Anstieg des pH-Wertes im Drüsenmagen post mortem zusammenhängen. KRUMM wies darauf hin, dass dieser nach dem Tode bei jedem ihrer untersuchten Vögel angestiegen ist.

SCULLION und SCULLION (2004) konnten in einem Fall von Macrorhabdiose bei einem Kanarienvogel einige milde und fokale Nekrosen in der Leber und der Milz histologisch feststellen. LUBLIN et al (1998) fanden in einigen Fällen ebenfalls eine Hepatitis.

Neben SCANLAN und GRAHAM (1990) konnten auch PENNYCOTT et al. (1998) keine weiteren pathologischen Auffälligkeiten mit dem Vorhandensein von *Macrorhabdus ornithogaster* im Vogel in Verbindung bringen. Dieses Ergebnis teilte im Wesentlichen auch HARGREAVES (1981), der nur in den seltensten Fällen Nekrosen nachweisen konnte.

## **2.10 Differentialdiagnosen**

Auf Grund des protrahierten bis chronischen Verlaufs der Macrorhabdiose sind alle Krankheiten und Mangelzustände, die mit progredienter Abmagerung und Schwäche einhergehen können, von differentialdiagnostischer Bedeutung (BREHM, 2007). Allerdings

sind die am lebenden Vogel mittels Sonographie und Radiologie sowie beim gestorbenen Vogel anlässlich der Sektion makroskopisch erkennbaren Vergrößerungen des Drüsenmagens bei anderen Krankheiten eher selten. PHALEN (2006) nannte bei seiner Beschreibung der Macrorhabdiose der Psittaziden und Sperlingsvögel keine einzige bedeutsame Differentialdiagnose.

Lediglich beim Huhn wurde bereits durch VAN HEELSBERGEN (1929) eine Erweiterung und Verdickung der Wand des Drüsenmagens beschrieben, die er als „purulente Entero-Proventriculitis“ bezeichnete. Auch SCHULZE und HEIDRICH (2001) sahen Veränderungen am Drüsenmagen, die sie in direkten Zusammenhang mit der Freilandhaltung der betroffenen Hühner bringen. Eine Differenzialdiagnose wurde nicht genannt. Neuerdings berichteten GOODWIN und HAFNER (1997 und 2003) von einer „transmissible viral proventriculitis“, die besonders bei Hybridhühnern des Masttyps festgestellt wurde. Die Ätiologie dieser Erkrankung ist noch nicht gesichert, allerdings vermuteten die beiden Autoren ein Adeno- bzw. ein Polyomavirus als kausale Ursache. PHALEN und MOORE (2003) gelang es nicht, mit *Macrorhabdus ornithogaster* aus Wellensittichen ein definierbares Krankheitsbild bei eintägigen Hühnerküken auszulösen. Allerdings beobachteten die Autoren eine verzögerte Zunahme beim Wachstum sowie eine Verschlechterung der Futterverwertung und Veränderungen am Drüsenmagen, wie sie für die Macrorhabdiose typisch sind.

### **2.11 Kultivierungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster***

Die Anzucht von *Macrorhabdus ornithogaster in vitro* gestaltete sich bisher als sehr problematisch. Nicht jedem Autor ist sie geglückt. HARGREAVES (1981) verwendet als Medium Hirn-Herz-Bouillon, konnte in dieser Bouillon aber nur diverse Pilze, nicht aber *Macrorhabdus ornithogaster* anzüchten. VAN HERCK et al. (1984), SCHWEIGHARDT et al. (1984) und SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984) versuchten es ebenfalls erfolglos mit diversen Medien.

GERLACH (1986) und HUCHZERMAYER (1998) berichteten von einer geglückten Anzucht auf einem Lactobacillen-Agar nach De Man, Rogosa und Sharpe (MRS-Agar). Sie beschrieben raurandige Kolonien mit einem Durchmesser von drei bis vier Millimetern, die innerhalb von 48 Stunden bei Bebrütung in einer feuchten Kammer entstanden seien. Allerdings räumten beide Autoren ein, dass das weitere Passagieren problematisch gewesen

wäre und der Erreger im weiteren Verlauf der Kultivierung zunächst kleiner erschienen sei und letztlich die Kulturen abgestorben wären.

TUSCHAK et al. (1990) verwendeten für ihre Versuche zur Anzucht ebenfalls MRS-Agar und außerdem noch MRS-Bouillon. Weder auf dem festen noch in dem flüssigen Medium konnten sie die Entstehung von Kolonien verzeichnen.

SCANLAN und GRAHAM (1990) berichteten von umfassenden biochemischen Untersuchungen mit *Macrorhabdus ornithogaster*. Sie verzeichneten das beste Koloniewachstum auf Salzsäureagar und auf Blutagar. Als erfolgreich bezeichneten sie ein Bebrüten der Platten bei 37 °C entweder aerob oder aerob mit 10 % Kohlendioxid. Sie beschrieben die gewachsenen Kolonien ebenfalls als raurandig und uneben, außerdem stellten sie eine Hämolyse fest. Den Durchmesser der Kolonien gaben sie mit ein bis zwei Millimetern nach 48 Stunden Bebrütungszeit an, dieser vergrößerte sich mit der Zeit aber noch auf sechs bis acht Millimeter. Auffällig war, dass sich der von SCANLAN und GRAHAM (1990) als *Macrorhabdus ornithogaster* angesprochene Erreger im mikroskopischen Bild wesentlich kleiner und kürzer darstellte als in Präparaten aus dem Drüsenmagen.

GRIMM et al. (1990) berichteten von einer geglückten Anzucht auf MRS-Agar, allerdings räumten sie ein, dass der Erreger nach einigen Passagen *in vitro* abgestorben sei. SIMPSON (1992) verwendete für seine erfolgreiche Anzucht Nährbouillon, die er 48 Stunden bei 37 °C und aerob mit 10 % Kohlendioxid bebrütete. MUTLU et al. (1997) berichteten ebenfalls von einer erfolgreichen Anzucht. Sie verwendeten Blutagar und Endoagar. Auch sie beschrieben raurandige Kolonien, die sich nach 48 Stunden zeigten und im Laufe von Passagierungsversuchen abstarben.

ANDERSON (1993) verzeichnete wiederum keinerlei Koloniewachstum von *Macrorhabdus ornithogaster*. FILIPPICH et al. (1993) kamen zum gleichen negativen Ergebnis, obwohl sie eine breite Palette von Anzuchtmedien verwendet haben und diese aerob, anaerob und aerob mit 10 % Kohlendioxid bebrütet haben. DE HERDT et al. (1997) verwendeten Columbia-Agar mit Blutzusatz und MRS-Agar. Beide wurden bei 37 °C aerob, anaerob und aerob mit 5 % Kohlendioxid bebrütet. Ein Wachstum von Kolonien konnten sie nicht verzeichnen.

RAVELHOFER et al. (1998) verwendeten neben festem Blutagar und festem MRS-Agar noch diverse selbst zusammengestellte Flüssigmedien. Bebrütet wurde stets bei 37 °C in einer feuchten Kammer. Nach 14 Tagen war auf den festen Medien immer noch kein Koloniewachstum von *Macrorhabdus ornithogaster* zu verzeichnen, wohingegen bereits

nach sechs Tagen in Flüssigmedien eine Erregerzunahme von 50 % zu verzeichnen war. Nach ca. elf Tagen soll sich die Erregermenge verdoppelt haben.

In Italien versuchten CONZO und LIBERTI (1999) die Anzucht von *Macrorhabdus ornithogaster* in Hirn-Herz-Bouillon und auf diversen festen Medien. Sie bebrüteten bei 24 °C, bei 37 °C und bei 42 °C jeweils aerob und mikroaerophil 24 bis 72 Stunden lang. Ein Koloniewachstum konnten sie nicht verzeichnen.

SCHULZE und HEIDRICH (2000) scheiterten ebenfalls mit ihren Versuchen, *Macrorhabdus ornithogaster* zu kultivieren. Dagegen züchtete ROSSI (2000) den Erreger in Nährbouillon an.

## 2.12 Therapie und Prognose der Macrorhabdiose

Die Therapie der Macrorhabdiose gestaltete sich in der Vergangenheit schwierig, da zunächst noch nicht geklärt war, ob es sich bei dem Erreger *Macrorhabdus ornithogaster* um ein Bakterium oder einen Pilz handelt.

JONES und CARROLL (1977) stellten bereits relativ früh empirisch fest, dass das Körpergewicht der erkrankten Tiere unter einer Behandlung mit Nystatin zumindest erhalten bleibt und nicht weiter abnimmt. SCHWEIGHARDT und HOFFMANN (1984) konnten diese Beobachtung nicht bestätigen. Sie erklärten sich das Versagen der Therapie mit der kurzen Verweildauer von Nystatin im Magen-Darm-Trakt und der übermäßigen Schleimbildung im Drüsenmagen, die *Macrorhabdus ornithogaster* schützend umhüllt.

Den Ausschluss von der Zucht der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere in größeren Beständen betrachteten sie kritisch, da latent infizierte Tiere eine weiterhin bestehende Gefahr für den gesamten Zuchtbestand darstellen. Unter einer Behandlung mit Amphotericin B konnten die Autoren eine Besserung des Allgemeinzustandes und eine Zunahme des Körpergewichts verzeichnen. Allerdings wiesen sie darauf hin, dass auch mit diesem Therapeutikum keine völlige Ausheilung erreicht werden könne. SCULLION und SCULLION (2004) beschrieben dagegen den Therapieverlauf eines Kanarienvogels unter Gabe von Nystatin nach nur 7 Tagen als erfolgreich. Zusätzlich verabreichten sie diesem Patienten eine Glucoselösung.

GERLACH (1986) machte Therapieversuche mit verschiedenen Antibiotika, die sich allerdings alle als nicht wirksam herausstellten. SCANLAN und GRAHAM (1990) testeten ebenfalls eine ganze Reihe von Antibiotika auf Wirksamkeit gegen Erreger, die sie als

*Macrorhabdus ornithogaster* identifiziert hatten. Einige der getesteten Wirkstoffe stellten sich in jedem Isolat als sensibel dar und andere nur in manchen Isolaten.

GRIMM et al. (1990) bezeichneten dagegen die Macrorhabdiose als unheilbar, weil keines der von diesen Autoren verwendeten Antibiotika eine erkennbare Wirkung gegen *Macrorhabdus ornithogaster* zeigt.

CORNELISSEN (1993) berichtete von Erfolgen mit unterstützenden Therapiemaßnahmen, wie dem Ansäuern des Trinkwassers, um den physiologischen pH-Wert des Drüsenmagens zu erhalten beziehungsweise wieder herzustellen, dem Verfüttern von leicht verdaulicher Kost, wie zum Beispiel Eifutter, um dem erkrankten Vogel die Nährstoffaufnahme zu erleichtern und der zusätzlichen Gabe von Vitaminen und Aminosäuren, um eine möglichst gute Abwehrlage des Vogels herzustellen. Auch MUTLU et al. (1997) und Brehm (2007) schrieben, dass die Gaben von Probiotika und Roboranzien den Zustand der erkrankten Vögel positiv beeinflussen.

TONELLI (1993) betrachtete Amphotericin B als Therapeutikum der Wahl, wies aber darauf hin, dass es durchaus Resistenzen geben kann. Diese Fälle behandelte er erfolgreich mit Ketokonazol. Diverse Antibiotika und auch der Einsatz von Nystatin zeigten in seinen Untersuchungen keine therapeutischen Erfolge.

HUCHZERMAYER et al. (1993) erzielten mit den von SCANLAN und GRAHAM (1990) als wirksam beschriebenen Antibiotika keine Therapieerfolge bei Straußenküken. ANDERSON (1993), die einen erkrankten Gelbwangenkakadu (*Cacatua sulphurea* GMELIN, 1788) behandelte, kam zum gleichen Ergebnis. Sie erreichte eine ungestörte Futteraufnahme und eine Besserung des Zustandes des Patienten unter einer Therapie mit Ketokonazol und Lactobazillen. Außerdem schlug auch sie ein mildes Ansäuern des Trinkwassers vor. LUBLIN et al. (1998) konnten mit dieser Therapie keine Erfolge erzielen. LOZANO-ALARCON et al. (1994) dagegen gaben Lactobazillen in Kombination mit Vitamin B, Elektrolyten und einem Cephalosporin als geeignete Therapeutika an.

FILIPPICH und PARKER (1994b) stellten fest, dass eine Therapie mit Nystatin bei Stieglitzen (*Carduelis carduelis* Linnaeus, 1758) erfolgreich, bei Wellensittichen (*Melopsittacus undulatus* SHAW, 1805) dagegen unwirksam sei. Ketoconazol war sowohl bei Distelfinken, als auch bei Wellensittichen unwirksam. Die Wellensittiche konnte er erfolgreich mit Amphotericin B therapieren.

CHRISTENSEN et al. (1997) widmeten sich bei ihren Untersuchungen der Therapie von infizierten Wellensittichschwärmen. Auch diese Autoren benutzten erfolgreich Amphotericin B, welches sie über das Trinkwasser verabreichten (ein ml je Liter Fungilin,

das entspricht 100 mg/Liter Amphotericin B). Sie berichteten von einer Gelbfärbung des Kotes und einem Anstieg des Körpergewichts unter der Therapie. Nach circa dreiwöchiger Therapie war der Schwarm nach ihren Untersuchungen weitgehend frei von *Macrorhabdus ornithogaster*, nur vereinzelt konnte der Erreger noch nachgewiesen werden. CHRISTENSEN et al. (1997) schlugen deshalb vor, den Status des Schwarmes regelmäßig zu überprüfen und die Therapie erforderlichenfalls zu wiederholen.

FILIPPICH (1997) schloß sich der weit verbreiteten Meinung an, nach der Amphotericin B das Mittel der Wahl sei. Er gab aber zu bedenken, dass diese Krankheit trotz erfolgreicher Erregerelimination nicht unbedingt aufgehoben werden kann. Zusammen mit HENDRIKZ (1998) wies er außerdem darauf hin, dass das Ausmerzen erkrankter Vögel in einem Schwarm als alleiniges Mittel nicht ausreicht, um einen Bestand zu sanieren, weil in der Brutzeit immer wieder *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden könne. Lediglich die Vögel, die trotz einer Behandlung weiterhin *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv sind, sollten ausgemerzt werden. Dem gegenüber war SCHMIDT (2008) der Meinung, dass stressreduzierende Maßnahmen häufig schon ausreichen und eine antimykotische Bestandsbehandlung nicht möglich und auch nicht nötig ist.

FILIPPICH et al. (2004) und BREHM (2007) rieten, infizierte Jungvögel erst einmal zu beobachten, da es hier vorkomme, dass sich die Tiere später als frei von *Macrorhabdus ornithogaster* präsentieren. POWERS (2004) hat dagegen empfohlen jedes Tier zu behandeln, bei dem *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen worden ist, da nicht auszuschließen sei, dass es im weiteren Verlauf zum Ausbilden einer Symptomatik kommen könne.

SPEER (2004) setzte dieser Aussage entgegen, dass Amphotericin B in einer Dosierung von 100 mg/kg Körpergewicht per os für zehn Tage zwar eine Besserung, nicht jedoch in jedem Fall eine Erregerelimination bewirkt. Er riet deshalb nur die Tiere zu behandeln, die auch Symptome zeigen. Eventuell könne die Therapie mit der oralen Gabe von Nystatin ergänzt werden. Dieser Aussage schloß sich PHALEN (2004) weitestgehend an, allerdings gab er zu bedenken, dass nicht alle für eine Macrorhabdiose typischen klinischen Anzeichen auch *Macrorhabdus ornithogaster* als Ursache haben müssen. Er forderte deswegen eine genaue Abklärung der Differentialdiagnosen vor Therapiebeginn.

Neben den von CORNELISSEN (1993) beschriebenen unterstützenden und begleitenden Maßnahmen ist eine Therapie mit Amphotericin B das Mittel der Wahl (für Wellensittiche 50 bis 125 mg Amphotericin B pro kg Körpergewicht und Tag über drei Wochen). Eine Eingabe direkt in den Schnabel oder via Kropfsonde stellt sicher, dass der Vogel auch die

therapeutisch nötige Dosis bekommt. Für die Behandlung ganzer Schwärme bietet sich die Trinkwassermedikation an. Allerdings ist hierbei zu berücksichtigen, dass den Tieren keine anderen Wasserquellen als die mit dem Therapeutikum versetzte zur Verfügung stehen. Weiterhin ist der Status eines Schwarmes auch nach Therapie zu überwachen. Stresssituationen, die sich negativ auf die Abwehrlage des Tieres auswirken, sind zu vermeiden.

### **2.13 Fragestellungen der eigenen Untersuchungen**

In einem diagnostisch tätigen Labor werden stets zahlreiche Vogelarten zur Klärung der Krankheits- bzw. Todesursache untersucht. Hierbei spielt die Frage des Wirtsspektrums empfänglicher Vögel bei der Auswahl der diagnostischen Verfahren innerhalb der zur Verfügung stehenden diagnostischen Methoden eine große Rolle. Deshalb sollen zunächst möglichst viele Vogelarten untersucht werden, um einen vertieften Einblick in das für *Macrorhabdus ornithogaster* in Frage kommende Wirtsspektrum zu erhalten.

Die Treffsicherheit diagnostischer mikroskopischer Methoden steht in direkter Beziehung zur mikroskopisch erkennbaren Morphologie des Erregers. Deshalb sollen durch detaillierte Beschreibungen und Messungen der Längen des Erregers zusätzliche diagnostische Hilfen erarbeitet werden.

Weil die Frage nach dem pathogenen Potential von *Macrorhabdus ornithogaster* noch immer unklar bzw. kontrovers erscheint, sollen mit der histologischen Untersuchung der Drüsenmägen und zusätzlicher Organe weitere Einblicke in Art und Umfang der durch *Macrorhabdus ornithogaster* verursachten Läsionen ermöglicht werden.

Detaillierte Studien am Erreger erfordern die zuverlässige Möglichkeit seiner Kultivierung *in vitro*, um zusätzliche Kenntnisse seiner Eigenschaften bestimmen zu können. Bisherige Publikationen zeigen, dass mehrere Versuche zur Züchtung von *Macrorhabdus ornithogaster* auf synthetischen Nährböden fehlschlagen oder anderenorts nicht reproduzierbar sind. Deshalb sollen eigene Versuche mit weiteren Medien zur Züchtung *in vitro* angestellt und über diese Ergebnisse berichtet werden.

### 3 Material und Methoden

#### 3.1 Material

##### 3.1.1 Ort und Zeit der Untersuchungen

Sämtliche Untersuchungen der Vögel fanden in der Sektionshalle sowie im diagnostischen Labor der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische der Justus-Liebig-Universität Gießen statt. Der Untersuchungszeitraum reicht vom 17. Mai 2004 bis zum 23. Juli 2005 und umfasst damit ein Jahr, 2 Monate und 6 Tage. In diesem Zeitraum sind 1.000 Vögel beprobt und untersucht worden (Tabelle 2). Diese Tierzahl wurde zunächst als hinreichende Untersuchungsmenge veranschlagt.

**Tabelle 2: Vogelordnungen und Zahl der untersuchten Vögel (Mai 2004 bis Juli 2005)**

<b>Ordnung der untersuchten Vögel</b>	<b>Zahl der Vögel je Ordnung</b>
Galliformes, Hühnervögel	495
Psittaciformes, Papageien	177
Passeriformes, Sperlingsvögel	124
Anseriformes, Enten und Gänse	57
Columbiformes, Taubenvögel	97
Accipitriformes, Greifvögel	13
Falconiformes, Falken	13
Strigiformes, Eulen	7
Piciformes, Spechtvögel	7
Apodiformes, Segler	2
Alciformes, Alken	2
Gruiformes, Kranichvögel	2
Ciconiiformes, Schreitvögel	1
Pelecaniformes, Ruderfüßer	1
Podicipediformes, Lappentaucher	1
Cuculiformes, Kuckucksvögel	1
<b>Summe</b>	<b>1000</b>

Die Sektionen des eingehenden Untersuchungsgutes fanden morgens und vormittags statt. Soweit die zu obduzierenden Vögel in dieser Zeit die Klinik erreichten, wurden die Sektionen

noch am selben Tag entweder von mir oder in einigen Fällen von Frau Dr. B. M. Bönner-Finke, wissenschaftliche Mitarbeiterin in der hiesigen Klinik, durchgeführt. Nachmittags eingehendes Untersuchungsgut wurde kühl gelagert und erst am darauffolgenden Tag seziiert, beprobt und untersucht.

Insgesamt wurden 1.000 Vögel aus acht verschiedenen Ordnungen und Spezies und aus unterschiedlichen Herkünften untersucht. Einen Überblick über die Zahl der Vögel und deren taxonomische Einordnung nach WOLTERS (1975-1982) vermittelt die Tabelle 2. Für die eigenen Untersuchungen wurden alle Vögel verwendet, die nicht auf Grund von fortgeschrittener Autolyse entsorgt werden mussten oder nur unvollständig vorlagen.

### **3.1.2 Untersuchte Vögel und Kotproben**

In den Jahren August 2005 bis August 2007 wurden im Rahmen der hiesigen Diagnostik der Vogelkrankheiten weitere Vögel und Kotproben auf *Macrorhabdus ornithogaster* untersucht. Diese Untersuchungen wurden dann eingeleitet, wenn gemäß Vorbericht eine länger anhaltende Krankheit verbunden mit Apathie, Abmagerung, Durchfall und Störungen der Mauser mitgeteilt wurde bzw bei Kotproben, wenn diese Untersuchung vom Einsender gewünscht wurde. Es wurde nicht unterschieden zwischen Kotproben von einzeln gehaltenen Tieren und Sammelkotproben, weil gemäß Begleitschreiben der Einsender die Sammelproben von Einzeltieren stammen könnten, die über mehrere Tage gesammelt werden bzw. von mehreren Vögeln an einem Tag gesammelt wurden.

Wenn sich anlässlich der Sektion deutliche Hinweise auf Veränderungen des Drüsenmagens und ggf. auch des Darmes ergaben, wurde eine Giemsa-Färbung von Abklatschpräparaten vorgenommen. Im Einzelnen wurden 137 Vögel und 122 Kotproben aus folgenden Ordnungen untersucht (Tabelle 3).

**Tabelle 3: Vogelordnungen, Zahl der untersuchten Vögel und Kotproben (August 2005 bis August 2007).**

Jahr	Vogelordnung	Zahl der untersuchten		Zeilen-Summen
		Tierkörper	Kotproben	
2005	Anseriformes	1	0	1
	Phasianiformes	9	1	10
	Psittaciformes: Wellensittiche	12	29	41
	Andere Psittaciformes	22	2	24
	Passeriformes	23	23	46
2006	Anseriformes	0	0	0
	Phasianiformes	0	0	0
	Psittaciformes: Wellensittiche	22	38	60
	Andere Psittaciformes	16	1	17
	Passeriformes	9	5	14
2007	Anseriformes	0	0	0
	Phasianiformes	0	1	1
	Psittaciformes: Wellensittiche	12	17	29
	Andere Psittaciformes	9	3	12
	Passeriformes	2	1	3
	<b>Spalten-Summen</b>	<b>137</b>	<b>122</b>	<b>259</b>

### 3.1.3 Materialien und Geräte

#### 3.1.3.1 Materialien für die Probenentnahme

Die Vögel, von denen Proben für diese Arbeit entnommen wurden, wurden auf einer Waage (Typ GB 1501) der Firma Mettler Toledo GmbH, Schweiz, Im Langacher, 8606 Greifensee, gewogen. Diese Waage besitzt einen Wägebereich bis maximal 1510 Gramm. Waren die zu untersuchenden Vögel schwerer, wurden sie auf einer Spider 1 S Waage desselben Herstellers gewogen.

Während der Probenentnahme wurden Nobaglove<sup>®</sup>-Latexhandschuhe von der Firma NOBA Verbandmittel Danz GmbH und Co KG, 58300 Wetter getragen. Durchgeführt wurden die Sektionen und Probenentnahmen mit Scheren und Pinzetten der HEBU-medical GmbH, Badstraße 8, 78532 Tuttlingen. Die für die Abklatschpräparate verwendeten Objektträger wurden von Knittel-Gläser, Waldemar Knittel, Glasbearbeitungs GmbH, Varrentrappstraße 5, 38114 Braunschweig, bezogen. Anschließend wurden die entnommenen Proben in Petri-

schalen von Greiner Bio-One GmbH, Bad Hallerstrasse 32, A-4550 Kremsmünster (Art. Nr. 633102) gegeben.

### **3.1.3.2 Brutschränke, Kühlschrank und Gefriertruhe**

Die Petrischalen mit den Proben wurden in einem Kühlschrank der Fa. Liebherr, gastro line, 220-04, bei 5 °C gelagert, um sie gegebenenfalls weiter zu verwenden. Ein Teil der positiven Proben wurde bei minus 80 °C in einer Truhe vom Typ 6385, Nr. 4560289, Gesellschaft für Labortechnik mbH, Schulze-Delitsch-Straße 4, 30938 Burgwedel, gelagert. Die Anzuchtversuche fanden in einem Brutschrank der Firma Memmert, Typ B VW 50 90 1024, bei 42 °C statt, in einem weiteren Brutschrank bei 37 °C der Firma Ehret, Dipl Ing W. Ehret GmbH, 783 Emmendingen 14, Typ BK/8, Nr. 11805, und in einem Brutschrank mit 5 % CO<sub>2</sub> bei 35 °C der Firma Heraeus Instruments, Nordstraße 71-73, 63450 Hanau, Typ BB 6060 statt.

### **3.1.3.3 Destillieranlage**

Das destillierte Wasser, mit dem die Färbelösung von den fertig gefärbten Objektträgern abgespült wurde, stammt aus einer „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle.

### **3.1.3.4 Geräte für die mikroskopische Beurteilung**

Um die gefärbten Abklatschpräparate zu untersuchen und zu beurteilen, wurde ein Mikroskop der Firma Carl Zeiss AG, Carl-Zeiss-Straße 22, 73447 Oberkochen, Typ Axioskop 2 verwendet. Die Okulare waren vom Typ E-PL 10x/20, 444232, das Immersionsobjektiv, ebenfalls von der Fa. Zeiss, trägt die Bezeichnung Plan-Neofluar, 100x/1,30 Oil, 440480. Für die Längenbestimmungen der Erreger wurde ein skaliertes Okular des Herstellers Hensoldt Wetzlar, Typ Mess 10R, verwendet.

Nach der Betrachtung der Präparate wurde das Immersionsöl vorsichtig von den Objektträgern getupft. Dazu wurden Präzisionswischtücher Kimwipes®-Lite von Kimberly-Clark verwendet.

### **3.1.3.5 Materialien für die Kultivierungsversuche**

Die *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Proben wurden zum Teil für Kultivierungsversuche verwendet. Diese fanden teils auf festen Nährmedien statt, die sich in Petrischalen von der Firma Greiner Bio-One GmbH, Bad Hallerstrasse 32, A-4550 Kremsmünster (Art.-Nr. 633102) befanden, teils in flüssigen Nährmedien, die sich in Reagenzgläsern vom Typ Assistent des Herstellers Karl Hecht AG, 97647 Sondheim, befanden, welche mit Parafilm der Firma Sigma<sup>®</sup> Chemical Co, P.O. Box 14508, St Luis, MO63178 USA 314-771-5750, verschlossen wurden.

Die für die Abklatschpräparate verwendeten Objektträger wurden von der Firma Knittel-Gläser, Waldemar Knittel, Glasbearbeitungs GmbH, Varrentrappstraße 5, 38114 Braunschweig bezogen.

#### **3.1.3.5.1 Materialien für die Kultivierungsversuche in Drüsenmägen aus Hühnerembryonen**

Die für diesen Anzuchtversuch verwendeten Drüsenmägen stammten von etwa 18 Tage alten spezifiziert pathogenfreien (SPF) Hühnerembryonen, die in der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische der Justus-Liebig-Universität Gießen bebrütet wurden. Die Bruteier wurden vom Geflügelzuchtbetrieb Lohmann Tierzucht GmbH, Am Seedeich 9-11, Postfach 460, 27454 Cuxhaven bezogen. Die Drüsenmägen wurden nach dem Beimpfen mit PBS-Lösung, in welcher die positiven Proben eingelegt wurden, in mit Medium gefüllten Reagenzgläsern vom Typ Assistent des Herstellers Karl Hecht AG, 97647 Sondheim, kultiviert. Das Beimpfen der Drüsenmägen wurde mittels sterilen 2 ml-Einwegspritzen BD Discardit<sup>™</sup> II, Becton Dickinson GmbH, Tullarstraße 8 – 12, 69126 Heidelberg und mittels sterilen Einwegkanülen Größe 16, Sterican<sup>®</sup>, B. Braun Melsungen AG, 34209 Melsungen, durchgeführt.

Die zur Untersuchung verwendeten Scheren stammen von der Firma HEBU-medical GmbH, Badstraße 8, 78532 Tuttlingen. Die für die Abklatschpräparate verwendeten Objektträger wurden von der Firma Knittel-Gläser, Waldemar Knittel, Glasbearbeitungs GmbH, Varrentrappstraße 5, 38114 Braunschweig bezogen.

### **3.1.4 Verwendete Nährmedien, Feinchemikalien und Reagenzien**

#### **3.1.4.1 Chemikalien für die Giemsa-Färbung**

Die auf Objektträgern getrockneten Proben wurden nach Giemsa gefärbt, hierzu wurden sie erst mit reinem Methanol von der Firma Schmidt-Chemikalien-GmbH, Am Güterbahnhof, 35683 Dillenburg, fixiert und anschließend mit einer Färbelösung angefärbt. Die Färbelösung wurde 1:10 aus Giemsas Azur-Eosin-Methylenblau-Lösung Nr. 1.09204.0500 und dem Phosphatpuffer Titrisol<sup>®</sup>, Pufferlösung nach Weise, pH 7,2+/- 0,05 (20 °C), 1.09879. (mittels destilliertem Wasser aus einer „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle, zu einer gebrauchsfertigen Lösung bereitet). Sowohl die Giemsa-Färbelösung als auch der Phosphatpuffer stammen von der Firma VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt.

#### **3.1.4.2 Chemikalien für die mikroskopische Untersuchung**

Die Abklatschpräparate der Proben und Kultivierungsversuche wurden unter Zuhilfenahme von Immersionsöl Nr. 1.04699.0100 von der Firma VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, mikroskopisch untersucht und beurteilt.

### 3.1.4.3 Chemikalien für die Anzucht

#### 3.1.4.3.1 Feste Medien

Die Anzuchtsversuche auf festen Nährmedien fanden auf Pilzagarplatten nach Kimmig, Typ 1.05414.0504 von dem Hersteller VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, statt. Diesen Platten wurde Penicillin G von der Firma Biochrom AG, A321-44, Leonorenstraße 2-6, 12247 Berlin und Streptomycinsulfat, Strepto-Hefa, von der Firma Sanavita AG und Co., Am Bahnhof 1-3, 59368 Werne, zugesetzt. Einem Teil dieser Platten wurde außerdem Cycloheximide von der Fa. Serva, Boehringer Ingelheim, Czernyring 22/11, 69115 Heidelberg, zugesetzt.

Außerdem wurden Blutagarplatten verwendet, diese wurden aus Schafblut und dem Nährboden Nr. 1.10886.0500 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt hergestellt.

Die verwendeten Brilliantgrün-Phenolrot-Lactose-Saccharose-Agarplatten (BPLS) Nr. 1.07237.0500 und der MRS-agar Nr. 1.10660.0500, der ebenfalls zu Anzuchtsversuchen genutzt wurde, stammen ebenfalls von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt.

Weiterhin wurde Cytophaga-Agar verwendet. Dieser setzt sich zusammen aus 0,5 g Trypton Nr. 10859; 0,5 g Hefe-Extrakt Nr. 3753; 0,2 g Fleischextrakt Nr. 3979; 0,2 g Natriumacetat Nr. 6268.0250; 9 g Agar-Agar Nr. 1.01614. Alle wurden vom Hersteller VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt bezogen. Selbst erzeugt wurden 1000 ml destilliertes Wasser aus einer „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle.

#### 3.1.4.3.2 Flüssige Nährmedien

Neben der kommerziell bei VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt erhältlichen MRS-Bouillon Nr. 110661 wurden diverse selbst zusammengestellte Medien verwendet:

**Medium 1:** Dieses Medium setzt sich aus phosphatgepufferter Kochsalzlösung (PBS) mit einem pH-Wert 7,4 und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen. Die PBS besteht aus 400 g NaCl Nr. 1.06404.1000, 10 g Kaliumdihydrogenphosphat Nr. 5217897, 72 g Dinatriumhydrogen-

phosphat Nr. 1.06586.0500, 5 g Magnesiumchlorid Nr. 8.14733.0500, 5 g Calciumchlorid Nr. 7479747, alles von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, und 4000 ml destilliertes Wasser aus der klinikeigenen „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle.

**Medium 2:** Dieses Medium setzt sich aus 0,9 %iger NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen. Die NaCl-Lösung setzt sich aus destilliertem Wasser aus der klinikeigenen „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle, und 9,0 g NaCl 1.06404.1000 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, zusammen.

**Medium 3:** Dieses Medium setzt sich aus 35 ml fetalem Kälberserum (FKS), Foetal Bovine Serum Gold, hergestellt von PAA Laboratories GmbH, Unterm Bornrain 2, 35091 Cölbe, 65ml 0,9 %ige NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen. Das Medium wurde mittels Salzsäure Nr. 1.09057.1000 und Natronlauge Nr. 1.09137.1000 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, auf einen pH-Wert von 4,4 eingestellt. Die NaCl-Lösung setzt sich aus destilliertem Wasser aus der klinikeigenen „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle, und 9,0 g NaCl Nr. 1.06404.1000 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, zusammen.

**Medium 4:** Dieses Medium setzt sich aus 25 ml fetalem Kälberserum (FKS), Foetal Bovine Serum Gold, hergestellt von PAA Laboratories GmbH, Unterm Bornrain 2, 35091 Cölbe, 65 ml 0,9 %ige NaCl-Lösung, 0,5 g Glucose (10 ml G5, Glucose-Lösung 5 Prozent ad us. vet., B. Braun, Melsungen AG, 34209 Melsungen) und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen. Das Medium wurde mittels Salzsäure Nr. 1.09057.1000 und Natronlauge Nr. 1.09137.1000 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, auf einen pH-Wert von 4,4 eingestellt. Die NaCl-Lösung setzt sich aus destilliertem Wasser aus der klinikeigenen „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle, und NaCl 1.06404.1000 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, zusammen.

**Medium 5:** Dieses Medium setzt sich aus 45 ml fetalem Kälberserum (FKS), Foetal Bovine Serum Gold, hergestellt von PAA Laboratories GmbH, Unterm Bornrain 2, 35091 Cölbe, 30 ml 0,9 %ige NaCl-Lösung, 1 g Glucose (20 ml G5, Glucose-Lösung 5 Prozent ad us. vet., B. Braun, Melsungen AG, 34209 Melsungen), 3,34 g Laktulose (5 ml Bifiteral-Sirup, Solvay Arzneimittel GmbH, Hans-Böckler-Allee 20, 30173 Hannover) und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen. Die NaCl-Lösung setzt sich aus destilliertem Wasser aus der klinikeigenen „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle, und 9.0 g NaCl Nr. 1.06404.1000 von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt, zusammen.

**Medium 6:** Dieses Medium setzt sich aus fetalem Kälberserum (FKS), Foetal Bovine Serum Gold, hergestellt von PAA Laboratories GmbH, Unterm Bornrain 2, 35091 Cölbe, und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen.

**Medium 7:** Dieses Medium setzt sich aus Serum von spezifiziert pathogenfreien (SPF) Hühnern von dem Geflügelzuchtbetrieb Lohmann Tierzucht GmbH, Am Seedeich 9-11, Postfach 460, 27454 Cuxhaven und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen.

**Medium 8:** Dieses Medium setzt sich aus Serum von SPF-Hühnern vom Geflügelzuchtbetrieb Lohmann Tierzucht GmbH, Am Seedeich 9-11, Postfach 460, 27454 Cuxhaven, 1 mg Itraconazol (Sempera Liquid, Janssen-Cilag GmbH, 41457 Neuss) und 100 µg/ml Enrofloxacin (Baytril® 2,5 %ige Injektionslösung, Bayer Vital GmbH, 51368 Leverkusen) zusammen.

### 3.1.4.3.3 Chemikalien und Nährmedien für Anzuchtversuche in Drüsenmägen

Das Medium, in welchem sich diese Mägen während der Versuche zur Kultivierung von *Macrorhabdus ornithogaster* befanden, war Basal Medium Eagle's (BME) mit Earle's Salzen, Biochrom AG, Leonorenstraße 2-6, 12247 Berlin, dem 1,5 mg Enrofloxacin auf 100 ml BME zugesetzt wurden.

Für die Beurteilung wurden die auf Objektträgern getrockneten Proben nach Giemsa gefärbt. Hierzu wurden sie zuerst mit reinem Methanol von der Firma Schmidt-Chemikalien-GmbH, Am Güterbahnhof, 35683 Dillenburg, fixiert und anschließend mit einer Färbelösung angefärbt. Die Färbelösung wurde 1:10 aus Giemsas Azur-Eosin-Methylenblau-Lösung Nr. 1.09204.0500 und dem Phosphatpuffer Titrisol<sup>®</sup>, Pufferlösung nach Weise, pH 7,2+/- 0,05 (20 °C), 1.09879. (mittels destilliertem Wasser aus einer „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle, zu einer gebrauchsfertigen Lösung bereit). Sowohl die Giemsa-Färbelösung als auch der Phosphatpuffer stammen von VWR (früher Merck), 64271 Darmstadt.

### 3.1.5 Geräte und Chemikalien für die histologische Untersuchung

Der Teil einer positiven Probe, der histologisch untersucht werden sollte, wurde in 5 %iges Formalin (Formaldehyd 35 %, Carl Roth GmbH und Co, Schoemperlenstraße 1-5, 76185 Karlsruhe, verdünnt mit destilliertem Wasser aus einer „Revers-Osmose-Anlage“, Typ Seradest BETA 100, von der Firma Elgaberkefeld GmbH (früher Seral Reinstwassersysteme), Lückenweg 5, 29227 Celle) eingelegt und anschließend in Paraffin Paraplast, Histo-comp<sup>®</sup> von der Vogel Wilhelm GmbH eingebettet. Die weitere Bearbeitung und Beurteilung führte Herr Dr. Kernt Köhler im Institut für Veterinär-Pathologie durch.

## **3.2 Methoden**

### **3.2.1 Erhebungen zur Anamnese des Untersuchungsgutes**

Soweit möglich bzw. soweit in den Begleitberichten angegeben, wurde eine Anamnese erhoben. Die Spezies des zu untersuchenden Vogels wurde selbst festgestellt und ihre individuelle Kennzeichnung mit Fußringen, Chips oder auf andere Weise, soweit vorhanden, protokolliert und im eigenen Untersuchungsbefund notiert. Soweit der Besitzer Auskunft geben konnte, wurde das Alter des zu untersuchenden Tieres, dessen Geschlecht und die Haltungsbedingungen erfasst. Bei Wellensittichen wurde außerdem die Gefiederfarbe vermerkt.

### **3.2.2 Äußere Untersuchung der Vögel**

Alle zu sezierenden Vögel wurden zunächst gewogen (s. o.) und einer gründlichen äußeren Besichtigung unterzogen (SIEGMANN et al., 1993). Alle Körperöffnungen wurden eingehend betrachtet. Dabei wurde auch ein besonderes Augenmerk auf den Zustand des Gefieders, auf Anzeichen einer Mauser oder auf Hinweise von traumatischen Beschädigungen des Gefieders gerichtet. Gleichzeitig wurde nach eventuell vorhandenen Ektoparasiten im Gefieder gesucht. Verklebtes oder verschmutztes Gefieder insbesondere im Schnabel- und Kloakenbereich wurde genau betrachtet, um festzustellen, ob es sich bei diesen Verschmutzungen eventuell um Anzeichen von Vomitus oder Diarrhoe handeln könnte.

### **3.2.3 Gang der Sektionen**

Der Zerlegungsgang der Tierkörper folgte stets den Angaben von SIEGMANN et al. (1993). Zur Vermeidung von Staubentwicklung wurde zuerst das Gefieder der Vögel mit fließendem Wasser intensiv befeuchtet und der Tierkörper danach in Rückenlage verbracht. Dem folgte ein mechanisches Entfernen des Federkleids im Bereich der ventralen Körperseite vom kranialen Halsbeginn bis kurz vor die Kloake. Die Eröffnung des Tierkörpers begann mit einem Schnitt in den linken Schnabelwinkel, der Haut und Unterhaut. Dieser Schnitt wurde als ventraler, nahezu medianer Hautschnitt bis kurz vor die Kloake geführt. Die Haut des

Brust- und Bauchbereichs wurde von der Muskulatur stumpf getrennt und die beiden Hüftgelenke exartikuliert. Weiter wurden die Knochen und Muskeln des Schultergürtels durchtrennt. Mit diesem kaudo-dorsal gerichteten Schnitt wurden der Rippenbogen und die seitliche Bauchwand durchtrennt. Das Sternum mit anhaftender Brust- und Bauchmuskulatur und den durchtrennten Rippen wurden nach kaudal geklappt und gaben so den Blick frei auf die nun eröffnete Leibeshöhle.

Es folgte die Exenteration des Herzens mittels Durchtrennen der zu- und abgehenden Gefäße. Die Herzkammern wurden eröffnet und die Herzklappen und das vorhandene Blut beurteilt.

Die Leber und anschließend die Milz wurden entnommen und untersucht. Weiterhin wurde der Ösophagus vom Drüsenmagen getrennt und der Magendarmtrakt vollständig nach kaudal verlagert, so dass die weit dorsal liegenden Lungen, Gonaden, Nieren und Nebennieren sichtbar wurden. Diese Organe wurden ebenfalls entnommen und untersucht. Bei weiblichen Vögeln in der Legephase wurden der Eierstock und der Eileiter entnommen, eröffnet und beurteilt. Soweit vorhanden wurden Hoden mit Samenleiter, Bursa Fabricii und Thymus ebenfalls freigelegt und untersucht.

Die Beurteilung der Atmungsorgane begann mit einem Querschnitt durch den Oberschnabel, der diesen kaudal der Nasenöffnungen absetzte und die Eröffnung des Infraorbitalsinus. Dem folgte die Eröffnung der Nasennebenhöhlen, der Trachea und der Bronchien. Die Lungen wurden aus dem knöchernen Rippenbogen gelöst und begutachtet.

Insbesondere bei Hühnervögeln wurde auf den Plexus brachialis und den Nervus ischiadicus geachtet. Die Schädelkalotte und die sie bedeckende Haut sowie das Gehirn wurden median gespalten und untersucht. Ösophagus und Kropf wurden eröffnet und die Schleimhaut betrachtet. Das Rektum wurde kurz vor der Kloake abgesetzt und der Magendarmtrakt *in toto* entnommen, die Kloake wurde eröffnet. Der entnommene Magendarmtrakt wurde vom Gekröse gelöst und der Länge nach ausgelegt, eröffnet und die Schleimhaut beurteilt.

#### **3.2.4 Probenentnahme**

Während der Sektionen der Vögel wurden von jedem Vogel insgesamt acht Organproben für die eigenen weiterführenden Untersuchungen möglichst steril entnommen. Dies sind: je ein Stück Rachenschleimhaut, ein Stück der Kropfschleimhaut, ein Teil des Drüsenmagens, wobei besonders darauf geachtet wurde, dass die entnommene Probe vom kranialen bis zum kaudalen Bereich des Drüsenmagens reicht, ein Stück der von der Koilinschicht befreiten Muskelmagenschleimhaut, soweit vorhanden beide Caecaltonsillen, ebenfalls nur, wenn

vorhanden, die Bursa Fabricii und als letzte Probe ein Stück Kloakenschleimhaut. Von den entnommenen Organproben wurde unverzüglich nach Entnahme ein Abklatschpräparat auf Objektträgern angefertigt, und dieses wurde luftgetrocknet. Die Proben wurden in einer Petrischale kühl aufbewahrt, um sie, falls die Abklatschpräparate *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv waren, für weitere Studien zu verwenden.

### 3.2.5 Färbung der Abklatschpräparate nach Giemsa

Nach dem Lufttrocknen wurden die Objektträger nach Giemsa gefärbt. Dazu wurden sie fünf Minuten mit Methanol fixiert, anschließend luftgetrocknet und dann etwa zehn Minuten mit einer 1 : 20 in Pufferlösung nach Weise verdünnten Giemsa-Lösung gefärbt. Diese Lösung wurde mit destilliertem Wasser abgespült. Danach wurden die Objektträger abermals luftgetrocknet und bei Zimmertemperatur bis zur Untersuchung aufbewahrt.

Die Untersuchung dieser nach Giemsa gefärbten Präparate erfolgte mikroskopisch mit einem Ölimmersionsobjektiv bei 1000facher Vergrößerung. Die Beurteilung als positiv bzw. negativ hinsichtlich der Anwesenheit und semiquantitativ nach der Zahl der Organismen von *Macrorhabdus ornithogaster* erfolgte auf Grund des typischen mikroskopischen Bildes des Erregers. *Macrorhabdus ornithogaster* ist ein circa 12 bis 90 µm langes, überwiegend gerade ausgerichtet liegendes Stäbchen, das sich in der Färbung nach Giemsa blau-violett darstellt. Dieser Erreger weist in einigen Fällen keulenartige Auftreibungen an den Enden auf. Charakteristisch ist die 1 bis 2 µm große Aufhellungsschicht, die *Macrorhabdus ornithogaster* umgibt. Das Zytoplasma stellt sich homogen bis fein granuliert dar. Zellkerne oder andere Strukturen im Inneren der Stäbchen sind nicht eindeutig erkennbar. Als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv wurde ein Präparat gewertet, wenn mindestens ein *Macrorhabdus ornithogaster* zweifelsfrei erkennbar war. In die Auswertungen hinsichtlich der Länge des Erregers wurden aber nur Proben einbezogen, die mindestens 20 Erreger aufwiesen. Als *Macrorhabdus ornithogaster*-negativ wurde ein Präparat eingestuft, wenn nach intensiver Suche im gesamten Präparat keine eindeutig blau-violett gefärbte Zelle von *Macrorhabdus ornithogaster* erkennbar war.

Natürlicherweise waren in diesen Präparaten außerdem gegebenenfalls Epithelzellen, Blutzellen, Bakterien, Futter- und Kotbestandteile und Hyphen von Schimmelpilzen zu finden. Epithelzellen und Blutzellen waren auf Grund ihrer Größe und Form gut erkennbar und differenzierbar, sie färben sich nach Giemsa ebenfalls blau-violett an. Bakterien konnten aufgrund ihrer Größe ebenfalls gut von *Macrorhabdus ornithogaster* unterschieden werden,

auch sie waren blau-violett gefärbt. Hefezellen, in ihrer klassisch runden bis ovalen Form und auch blau-violett gefärbt, konnten ebenfalls gut differenziert werden. Sprossende Hefen dagegen mussten genau untersucht werden, da eine Verwechslung mit *Macrorhabdus ornithogaster* möglich war. Hier wurde besonders auf die typische Aufhellungszone von *Macrorhabdus ornithogaster* geachtet, welche sprossenden Hefen fehlt. Hyphen von Schimmelpilzen stellen ebenfalls eine Schwierigkeit dar, da sie aufgrund von Färbeverhalten (blau-violett) und Form *Macrorhabdus* ähneln. Zur sicheren Differenzierung wurde wieder auf das Vorhandensein der typischen Aufhellungszone um *Macrorhabdus ornithogaster* geachtet. Außerdem stellten sich Pilzhypen in den meisten Fällen nicht so deutlich linear verlaufend wie *Macrorhabdus ornithogaster* dar. Bei Fällen, in denen trotz sorgfältiger Überprüfung eine sichere Differenzierung nicht möglich war, wurde dies vermerkt.

### **3.2.6 Weitere Bearbeitung der als positiv erkannten Gewebeproben**

Die Organproben, deren Abklatschpräparate hinsichtlich *Macrorhabdus ornithogaster* nach unter 3.2.5 gegebener Beurteilung positiv gewertet waren, wurden für weiterführende Untersuchungen gedrittelt. Ein Drittel wurde in phosphatgepufferte Kochsalzlösung eingelegt und bei minus 80 °C Celsius eingefroren. Ein zweites Drittel wurde für Versuche zur Anzucht verwendet und das letzte Drittel wurde in 5 %iges Formalin eingelegt und an das Institut für Veterinär-Pathologie der Justus-Liebig-Universität Gießen zur histologischen Untersuchung gegeben.

### **3.2.7 Gruppeneinteilung in Vogelarten**

Es wurde schriftlich festgehalten, welche Vogelarten untersucht wurden. Alle Vögel wurden nach Art ihrer Nutzung in Gruppen aufgeteilt aufgelistet. Aus pragmatischen Gründen bei der Erfassung sämtlicher Vögel wurde zunächst unterteilt in Ziervögel, Nutzgeflügel, Greifvögel und Wildvögel. Die große Gruppe der Ziervögel wurde nochmals unterteilt in „Psittacidae – Papageien“ und „Sittiche“, „Fringillidae, Estrildidae, Carduelidae“ und „Sonstige“. Alle diese Vögel stammen aus menschlicher Obhut. Die Greifvögel wurden unterteilt in vom Menschen gehaltene (Tierparks oder Falkner) und frei lebende Greife. Die ungeteilte Gruppe der Wildvögel enthält also keine Greifvögel, besteht ansonsten aber aus allen frei lebenden Vögeln, die verletzt gefunden wurden und in der Poliklinik gestorben sind oder euthanasiert

wurden. Die Gruppe des Nutzgeflügels, ebenfalls aus menschlicher Obhut, wurde unterteilt in die Gruppe der „Hühner“ und in die Gruppen „Puten“ und „Sonstige Hühnervögel“.

Diese Form der Gruppenbildung erwies sich aber bei der Auswertung als unbefriedigend, weil die Trennschärfe zwischen den Gruppen nicht deutlich genug hervortrat und eine Zuordnung der Vögel nicht selten eher einen willkürlichen Charakter annahm. An Stelle der oben beschriebenen Gruppen wurde bei der Auswertung die zoologische Systematik verwendet, wie sie in der Monographie von H. E. WOLTERS (1975-1982) „Die Vogelarten der Erde“ beschrieben worden ist. Die Wolter'sche Taxonomie wird ebenfalls von der *Vereinigung für Artenschutz, Vogelhaltung und Vogelzucht (AZ) e. V.* für die jährlich publizierten Nachzuchtstatistiken verwendet und ermöglicht somit direkte Vergleiche der untersuchten Vögel mit den in menschlicher Obhut gehaltenen bzw. frei lebenden Vögeln.

### **3.2.8 Weitere Befunde an Vögeln mit Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster***

Es wurden sonstige diagnostizierte Erkrankungen der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel festgehalten. Hierbei handelt es sich um virale Erkrankungen, primär pathogene bakterielle Infektionserreger, Parasitosen und sonstige nicht infektiöse Erkrankungen oder Traumata.

### **3.2.9 Histologische Untersuchungsbefunde in Relation zum Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster***

Die histopathologische Untersuchung der Proben erfolgte am Institut der Veterinär-Pathologie der Justus-Liebig-Universität Gießen nach Standardmethoden. Diese wurden von Herrn Dr. Kernt Köhler mit Unterstützung von Herrn Professor Dr. Eberhard Burkhardt dankenswerterweise durchgeführt. Anschließend wurden die histologischen Befunde aus der HE- und PAS-Färbung ausgewertet und in Relation zum Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* gesetzt, wie er durch die Untersuchung der nach Giemsa gefärbten Abklatschpräparate festgestellt worden ist. Hierbei wurden sowohl die gesamten histologisch nachgewiesenen Veränderungen als auch der histologische Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* selbst in die Auswertung einbezogen.

### **3.2.10 Makroskopische Veränderungen in Relation zum Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster***

Alle bei der Sektion der Vögel festgestellten pathologischen Auffälligkeiten bei den als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv erkannten Vögeln, insbesondere die des Magen-Darm-Traktes, wurden schriftlich festgehalten und in Relation zum Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* gesetzt. Insbesondere wurde auf eine vermehrte Schleimbildung, eine verdickte Schleimhaut, Petechien oder Rötungen und Erosionen oder Ulzera im Drüsenmagen geachtet. Weiterhin wurde der Darminhalt hinsichtlich seiner Färbung und Beschaffenheit untersucht. Es wurde dokumentiert, ob der Darminhalt Anzeichen auf eine okkulte Blutung im oberen Magen-Darm-Bereich lieferte, ein wichtiger Hinweis hierfür ist die dunkle braun-schwarze Färbung des Darminhaltes. Im Bereich des Darmes wurde außerdem die Schleimhaut hinsichtlich Rötungen oder Verdickungen untersucht.

Tiere, die makroskopisch keinerlei Anzeichen einer Macrorhabdiose aufwiesen, hatten einen artspezifisch ausgebildeten, meist recht großen Drüsenmagen mit der physiologisch geringeren Schleimmenge. Die Schleimhaut des Drüsenmagens weist keinerlei Rötungen, Petechien, Ulzera oder Erosionen auf. Der Darminhalt dieser Tiere war, wenn sie nicht mit Parasiten infiziert waren, pastös und unauffällig. Die Darmschleimhaut dieser Tiere war, ebenfalls wenn sie nicht mit Parasiten infiziert waren, von physiologischer Dicke, ohne Rötungen, Petechien oder Ulzera.

### **3.2.11 Ernährungszustand in Relation zum Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster***

Erwartet wurde gemäß Literaturangaben (JONES und CAROLL, 1977; TUSCHAK et al., 1990; GRIMM et al. 1990; BAKER, 1992; HUCHZERMEYER, 1993 und 1994; FILIPPICH und PARKER, 1994; CHRISTENSEN et al., 1997; MUTLU et al., 1997; LUBMIN et al., 2000; GERLACH, 2001; SCHULZE und HEIDRICH, 2001; KOSTKA, 2004; SCULLION und SCULLION, 2004; KRAUTWALD-JUNGHANN und SCOPE, 2007; BREHM, 2007) ein eher reduzierter Ernährungszustand, da die Macrorhabdiose im Zusammenhang mit dem „Going-light-syndrom“ beschrieben worden ist. Der Ernährungszustand der Vögel, bei denen *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden konnte, wurde ebenfalls in Relation zum Befallsgrad mit diesem Erreger gesetzt. Der Ernährungszustand wurde während der Sektion anhand des vorhandenen Körperfettes

festgestellt und gestaffelt in „sehr gut“, „gut“, „mäßig“, „schlecht“ und „kachektisch“. Tiere mit einem sehr guten Ernährungszustand waren etwas adipös, das Körperfett war überall im Körper verteilt und angesammelt, Tiere mit einem guten Ernährungszustand wiesen eine optimale Körperfettmenge auf, das Fett befand sich im Bereich der Herzkranzgefäße, der Nieren und im Bereich des Gekröses. Tiere mit einem mäßigen Ernährungszustand hatten ebenfalls in diesen Bereichen Körperfett, allerdings war dessen Menge geringer als bei den Tieren mit einem guten Ernährungszustand. Tiere mit einem schlechten Ernährungszustand wiesen kaum Körperfett auf. Das wenige vorhandene Fett war nur im Bereich der Herzkranzgefäße zu finden. Kachektische Tiere wiesen keinerlei Körperfett mehr auf.

### **3.2.12 Monatliche Verteilung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel**

Es wurde ausgewertet in welchem Monat die *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel verendeteten und untersucht wurden. Hiermit sollte ein eventuell gehäuftes Vorkommen der Macrorhabdiose im Verlauf der vier Jahreszeiten festgestellt werden. Ebenfalls wurde die monatliche Verteilung der Todeszeit der *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Vögel erfasst und ausgewertet.

### **3.2.13 Verteilung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel auf die Geschlechter**

Soweit feststellbar, wurden die untersuchten *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel nach Geschlechtern aufgeteilt, um eine Antwort auf die noch offene Frage nach einer eventuell geschlechtsbedingten Disposition für die Macrorhabdiose zu erhalten.

### **3.2.14 Verteilung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel auf Altersgruppen**

Es sollte mit dieser Fragestellung ein möglicher Zusammenhang zwischen dem Alter und der diagnostizierten Macrorhabdiose festgestellt werden. Das Alter der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurde, soweit möglich, während der Aufnahme der Anamnese erfasst. Die Altersangaben sind den Vorberichten der Einsender oder den Zahlenangaben auf den Fußringen entnommen worden. Lagen beide Angaben nicht vor, wurden die Vögel, bei denen

keine Bursa Fabricii mehr zu finden war, als „unbekannt“ aufgeführt. Ebenfalls soweit möglich wurde das Alter der *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Vögel erfasst und ausgewertet.

### **3.2.15 Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* aus verschiedenen Vogelarten**

Von allen als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv erkannten Abklatschpräparaten, die mehr als 20 Erreger je Präparat aufwiesen, wurden von gut erkennbaren, einzeln im Präparat liegenden *Macrorhabdus ornithogaster* Längenmessungen durchgeführt. Lediglich bei einem Agaporniden und bei einer Ente ließ die Qualität der Färbung keine genaue Längenbestimmung zu. Die sehr geringgradig infizierten Tiere sind in dieser Studie ebenfalls nicht aufgeführt, da die gefundene Erregeranzahl < 20 je Präparat war. Pro Tier wurden 20 Erreger aus einer Probe vermessen, es wurde das Abklatschpräparat mit dem höchsten Vorkommen von *Macrorhabdus ornithogaster* – in den meisten Fällen der Drüsenmagen – gewählt.

Die Längenmessungen erfolgten unter dem Lichtmikroskop (siehe Punkt 3.1.3.4) bei 1000facher Vergrößerung (siehe Abschnitt 3.2.5) unter Zuhilfenahme eines skalierten Okulars. Die Werte der Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* wurden in Größenklassen zu je 10 µm im Bereich von 0-10 bis zu 90-100 µm eingeteilt und die Werte der Klassenmittel für die Berechnung der Mittelwerte und Standardabweichungen verwendet. Für die Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* wurden die positiven Vögel in Gruppen eingeteilt:

Die 14 Wellensittiche, 10 Kanarienvögel, 3 Nymphensittiche und 2 Agaporniden wurden je gesondert betrachtet, ein Glanzsittich, ein Bourkesittich, ein Pennantsittich und ein Königssittich bilden die Gruppe Sittiche, in der Gruppe Fringillidae, Estrildidae, Carduelidae befinden sich ein Erlenzeisig, ein Stieglitz, ein Berggimpel und zwei Grünfinken.

Bei den Nutzvögeln bilden die drei untersuchten Legehühner und die zehn untersuchten Rassehühner zusammen mit einer Pute die Gruppe Hühnervögel, die letzte Gruppe besteht nur aus einer Ente. In der Gruppe der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben war kein Tier ausreichend infiziert, um Längenmessungen durchzuführen.

### 3.2.16 Versuche zur Anzucht und Vermehrung von *Macrorhabdus ornithogaster*

#### 3.2.16.1 Kultivierungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster* auf festen und in flüssigen Nährmedien

Im Zeitraum vom 27. Mai 2004 bis zum 22. Juni 2004 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 1 bei 37 °C unter aeroben Bedingungen anzuzüchten. Außerdem wurden sie auf eine Blutagarplatte, eine MRS-Agarplatte, eine Pilzplatte nach Kimmig und eine Pilzplatte nach Kimmig mit Cycloheximid (Actidion) aufgebracht. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- drei Wellensittichen
- zwei Rassehühnern
- einer Pute
- einer Amazone
- einer Taube

Im Zeitraum vom 24. Juni 2004 bis zum 3. August 2004 wurde versucht, die als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 2 bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Außerdem wurden sie auf eine Blutagarplatte, eine MRS-Agarplatte, eine Pilzplatte nach Kimmig und eine Pilzplatte nach Kimmig mit Cycloheximid (Actidion) aufgebracht. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- zwei Rassehühnern
- zwei Kanarienvögeln
- einem Königssittich
- einem Barrabandsittich
- einem Bourkesittich
- einer Ente

Im Zeitraum vom 11. August 2004 bis zum 10. September 2004 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 3 bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- drei Kanarienvögeln
- drei Enten

- einem Schönsittich
- einem Berggimpel

Im Zeitraum vom 10. September 2004 bis zum 19. September 2004 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 4 bei 35°C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- drei Rassehühnern
- zwei Legehühnern
- einer Ente
- einer Taube
- einem Kanarienvogel

Im Zeitraum vom 19. September 2004 bis zum 23. November 2004 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 5 bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- drei Rassehühnern
- zwei Wellensittichen
- einer Pute
- einem Nymphensittich
- einem Glanzsittich

Im Zeitraum vom 24. November 2004 bis zum 11. Januar 2005 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben in fertiger MRS-Bouillon bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- drei Rassehühnern
- zwei Wellensittichen
- zwei Agaporniden
- einer Legehennen

Im Zeitraum vom 12. Januar 2005 bis zum 17. März 2005 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 6 bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- fünf Wellensittichen
- einem Stieglitz
- einem Rassehuhn

- einem Legehuhn

Im Zeitraum vom 22. März 2005 bis zum 30. Juni 2005 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 7 bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> anzuzüchten. Außerdem wurden sie auf Cytophaga-Agar aufgebracht und kultiviert. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- vier Kanarienvögeln
- einem Wellensittich
- einem Nymphensittich
- einem Pennantsittich
- einem Grünfink

Im Zeitraum vom 5. Juli 2005 bis zum 19. Juli 2005 wurde versucht, die als positiv erkannten Proben im selbst hergestellten Medium 8 aerob bei 42 °C anzuzüchten. Außerdem wurden sie auf Cytophaga-Agar aufgebracht und kultiviert. Versuche zur Anzucht wurden unternommen mit den Proben von

- zwei Wellensittichen
- einem Agaporniden
- einem Nymphensittich
- einem Grünfink
- einem Erlenzeisig
- einem Rassehuhn

Die festen Nährmedien wurden täglich auf das Wachstum von Kolonien überprüft, von diesen Kolonien, in sofern sie nicht bereits makroskopisch differenzierbar waren, wurden Präparate angefertigt, die nach Giemsa gefärbt wurden und lichtmikroskopisch auf das Vorhandensein von *Macrorhabdus ornithogaster* überprüft wurden. Die Platten wurden bebrütet bis sie entweder eingetrocknet waren oder so von Schimmelpilzen überwuchert worden sind, dass keine Diagnostik mehr möglich war.

Von den flüssigen Anzuchtmedien wurden nach 24 Stunden, nach 4 Tagen, nach 7 Tagen und anschließend wöchentlich Präparate angefertigt, die nach Giemsa gefärbt wurden und lichtmikroskopisch auf das Vorhandensein von *Macrorhabdus ornithogaster* überprüft wurden. Die Medien wurden bebrütet, bis sie entweder eingetrocknet waren, von

Schimmelpilzhyphen überwuchert waren oder in drei aufeinanderfolgenden Untersuchungen negativ waren.

### **3.2.16.2 Kultivierungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster* in Drüsenmägen von Hühnerembryonen**

Für den ersten Ansatz wurden die in PBS eingefrorenen Teile des Drüsenmagens von einem mittelgradig mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierten Huhn, einem hochgradig infizierten Kanarienvogel und einem mittelgradig infizierten Wellensittich aufgetaut und gründlich geschüttelt. 0,5 ml der PBS-Lösung wurden mittels steriler Einwegspritze und steriler Einwegkanüle in 3 Hühnerembryodrüsenmägen gegeben. Die Drüsenmägen stammten von Embryonen, die etwa zwei Tage vor dem errechneten Schlupftermin aus dem Ei entnommen wurden. Nach dem Beimpfen wurden die Drüsenmägen in BME-Medium eingelegt und bei 37 °C bebrütet.

Der zweite Ansatz wurde wie der erste durchgeführt, der mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierte Drüsenmagen stammte von einem hochgradig infizierten Kanarienvogel, die PBS-Lösung, in welcher er eingefroren gewesen war, wurden auf die drei Drüsenmägen aufgeteilt und ebenfalls bei 37 °C bebrütet.

Für den dritten Ansatz wurde der frische, nicht eingefrorene Drüsenmagen eines mittelgradig infizierten Stieglitz in BME-Medium für 24 Stunden eingelegt und bei 37 °C bebrütet. Anschließend wurde die Probe gründlich geschüttelt und es wurden je 0,5 ml davon mittels steriler Einwegspritze und steriler Einwegkanüle in 3 Hühnerembryodrüsenmägen gegeben. Diese Drüsenmägen stammten wiederum von Embryonen, die 2 Tage vor dem errechneten Schlupftermin aus dem Ei entnommen wurden. Nach dem Beimpfen wurden die Drüsenmägen in BME-Medium eingelegt und bei 37 °C bebrütet.

Der vierte Ansatz wurde wie der erste durchgeführt, der mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierte Drüsenmagen stammte von einem mittelgradig infizierten Wellensittich, die PBS-Lösung, in welcher er eingefroren gewesen war, wurde auf die drei Kükenmägen aufgeteilt.

Die Drüsenmägen wurden nach 24 Stunden, nach 48 Stunden und nach 4 Tagen auf das Vorhandensein von *Macrorhabdus ornithogaster* untersucht. Anschließend fand eine Untersuchung alle 7 Tage statt. Hierfür wurde der Drüsenmagen der Länge nach aufgeschnitten und auf einen Objektträger abgeklatscht. Dieser wurde nach Giemsa gefärbt und lichtmikroskopisch beurteilt. Die Quantität der Erreger wurde mit – negativ, (+) sehr geringgradig, + geringgradig, ++ mittelgradig und +++ hochgradig angegeben.

Diese Untersuchungen fanden statt bis eine Probe in 3 aufeinander folgenden Untersuchungen negativ war.

### 3.2.17 Statistische Analyse der Ergebnisse

Die Datenauswertung erfolgte auf den Rechnern im lokalen Rechnernetzwerk der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen. Die statistischen Auswertungen wurden unter Verwendung des Statistikprogramm Pakets BMDP/Dynamic, Release 7.0, (DIXON, 1993) durchgeführt.

Um die Erregerlängen zwischen den einzelnen Vogelgruppen zu vergleichen, wurde ein Tukey Studentized Range Test durchgeführt, die Standardabweichungen zwischen den Erregern der jeweiligen Gruppe und zwischen den Erregern des Einzeltieres einer Gruppe, wurde mittels einer zweifaktoriellen hierarchischen Varianzanalyse mit Randomfaktoren ermittelt. Dafür wurde das Programm BMDP7D verwendet.

Die Prüfung auf eine Korrelation und Signifikanz zwischen dem Merkmal Ernährungszustand und Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster*, sowie zwischen dem Merkmal Alter und Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster*, erfolgte, sowohl nach Ordnungen getrennt, als auch ordnungsübergreifend, mittels des Spearman Tests. Verwendet wurde dafür das Programm BMDP6D.

Der Kruskal Wallis Test, unter Verwendung des Programms BMDP3S, wurde verwendet, um eine eventuelle Korrelation zwischen der Todesjahreszeit und dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* sowohl nach Ordnungen getrennt als auch ordnungsübergreifend nachzuweisen. Außerdem wurde die Korrelation auf Signifikanz geprüft.

Um eine signifikante Korrelation zwischen den Symptomen und dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* sowohl nach Ordnungen getrennt als auch ordnungsübergreifend nachzuweisen, ebenso um eine signifikante Korrelation zwischen den makroskopischen bzw. histologischen Befunden und dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* sowohl nach Ordnungen getrennt als auch ordnungsübergreifend nachzuweisen, wurde der Wilcoxon-Mann-Whitney-Test (ebenfalls unter Verwendung des Programms BMDP3S) verwendet. Mit diesem Test wurde außerdem eine Korrelation zwischen dem Geschlecht und dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* ebenfalls sowohl nach Ordnungen getrennt als auch ordnungsübergreifend versucht nachzuweisen.

Bei der Bewertung des statistischen Signifikanzen wurde das Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$  zugrunde gelegt, d.h. Ergebnisse mit  $p \leq 0,05$  wurden als statistisch signifikant angesehen.

## 4 Ergebnisse

Im folgenden Teil werden die Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* bei den untersuchten Vogelarten beschrieben und deren mikroskopisch erkennbare Charakteristika genannt. Hierbei soll ebenfalls versucht werden, der Frage der Einheitlichkeit der Erregereigenschaften - insbesondere der gemessenen Längen - nachzugehen. Gemäß den Angaben in der Fachliteratur handelt es sich bei *Macrorhabdus ornithogaster* um einen einheitlichen Erreger. Allerdings wurden durch Messungen von *Macrorhabdus ornithogaster* aus verschiedenen Vogelarten deutliche Längenunterschiede festgestellt, die einen ersten Hinweis auf eine morphologische Heterogenität geben. Dem folgen Versuche zur Korrelation der gelungenen Nachweise zu den anamnestischen und klinischen Angaben der Einsender und zu den Sektionsbefunden unter besonderer Berücksichtigung der makroskopischen Befunde am Digestionstrakt. Die Ergebnisse der gleichfalls durchgeführten histologischen und bakteriologischen Untersuchungen sowie die ersten eigenen Versuche zur Anzucht des Erregers in diversen *in vitro*-Medien und *ex vivo* in explantierten Drüsenmägen aus Hühnerembryonen werden beschrieben.

### 4.1 Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* je Ordnung der Vögel

Insgesamt wurden 1.000 sezierte Vögel aus 16 der insgesamt in 50 Ordnungen unterteilten Vögel (WOLTERS, 1975-1982) auf *Macrorhabdus ornithogaster* untersucht (Tabelle 4). Nachweise dieses Erregers wurden geführt bei Vögeln aus fünf Ordnungen. Die Erregernachweise gelangen bei den Hühnervögeln (Galliformes), Papageien (Psittaciformes), insbesondere beim Wellensittich, Sperlingsvögeln (Passeriformes), Entenvögeln (Anseriformes) und Taubenvögeln (Columbiformes). Der Anteil positiver Vögel je Ordnung schwankt zwischen 2,1 % (Taubenvögel) und 15,8 % (Papageien). Die Zahl untersuchter Vögel, die den elf anderen Ordnungen angehören, ist sehr gering und erlaubt keine eindeutige Aussage zum Vorkommen von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln dieser Ordnungen.

**Tabelle 4a: Gesamtübersicht: Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* je Vogelordnung. Taxonomie nach WOLTERS (1975-1982).**

Ordnung der Vögel	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		
	Positiv	Untersucht	% positiv
Galliformes, Hühnervögel	21	495	4,2
Psittaciformes, Papageien	28	177	15,8
Passeriformes, Sperlingsvögel	15	124	12,1
Anseriformes, Enten und Gänse	5	57	8,8
Columbiformes, Taubenvögel	2	97	2,1
Accipitriformes, Greifvögel	0	13	-
Falconiformes, Falken	0	13	-
Strigiformes, Eulen	0	7	-
Piciformes, Spechtvögel	0	7	-
Alciformes, Alken	0	2	-
Apodiformes, Segler	0	2	-
Gruiformes, Kranichvögel	0	2	-
Ciconiiformes, Schreitvögel	0	1	-
Pelecaniformes, Ruderfüßer	0	1	-
Podicipidiformes, Lappentaucher	0	1	-
Cuculiformes, Kuckucksvögel	0	1	-
<b>Summen und Prozent</b>	<b>71</b>	<b>1.000</b>	<b>7,1</b>

**Tabelle 4b: Überblick über die seziierten Wellensittiche in der Zeit vom 24. Juli 2005 bis zum Jahresende 2007.**

Jahr	Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	Körpergewicht in Gramm	Vorbericht	makroskopische Befunde am Drüsenmagen
2005	+++	35,2	KGW reduziert	vermehrt Schleim
	++	32,7	Respirat. Symptome, Kloake kotverschmiert	Petechien
	-	28,1	-	Petechien, Rötungen
	++	39,9	-	hgr vermehrt Schleim
	+++	34,9	-	obB
	++	29,5	KGW reduziert, Diarrhoe	obB
	++	24,1	mit AB vorbehandelt	dilatiert
	++	39,4	Respirat. Symptome	Rötungen, hgr vermehrt Schleim
	-	27	AZ und KGW reduziert, Diarrhoe, mit AB vorbehandelt	Wand dünn
	-	57,7	AZ reduziert	obB
2006	-	32,4	-	mgr vermehrt Schleim
	-	41,4	-	obB
	-	37,8	-	mgr vermehrt Schleim
	+++	31,6	-	mgr vermehrt Schleim
	+	53	Diarrhoe	ggr vermehrt Schleim, Errosionen
	-	37,4	-	ggr vermehrt Schleim, Errosionen
	+++	49,6	-	ggr vermehrt Schleim, Errosionen
	-	42	-	hgr vermehrt Schleim
	+++	51,1	-	vermehrt Schleim

2006	-	45,1	Diarrhoe	obB
	-	39,6	Diarrhoe	obB
	-	35,7	-	vermehrt Schleim
	-	40,5	-	vermehrt Schleim
	-	61,7	dicker Bauch	obB
	++	56,2	dicker Bauch	obB
	-	52,6	Diarrhoe	obB
	-	41	Diarrhoe	obB
	++	36,3	Respirat. Symptome	gerötet
	+	27,1	Erbrechen	ggr vermehrt Schleim
	++	44,9	Diarrhoe	ggr gerötet
	+++	56,6	-	obB
	-	48	Respirat. Symptome	ggr vermehrt Schleim
	-	37,3	-	obB
+	27,1	-	obB	
2007	+++	28,1	Kopfschütteln	bräunlich verfärbt, vermehrt Schleim
	-	46,3	ZNS-Symptome	-
	-	31,3	-	ggr vermehrt Schleim
	+++	27,4	-	ggr vermehrt Schleim
	-	27,6	-	ggr vermehrt Schleim
	++	25,8	AZ getrübt	hgr vermehrt Schleim
	-	35,2	-	-
	-	26	AZ getrübt	-
	-	41,4	-	-
	-	30,8	-	-
	-	43,1	-	-
	-	30,4	AZ getrübt, Erbrechen	aufgeworfen

**Tabelle 4c: Überblick über die mittels Färbung nach Giemsa untersuchten Kotproben von Wellensittichen in der Zeit vom 24. Juli 2005 bis zum Jahresende 2007.**

<b>Jahr</b>	<b>Befallsgrad mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i></b>	<b>Vorbericht</b>
2005	++	reduziertes KGW, FA und WA gesteigert
	-	-
	++	-
	++	-
	-	Kontrolle
	+	-
	+	-
	-	reduziertes KGW, Würgen, Erbrechen
	-	reduziertes KGW
	-	reduzierter AZ
	-	reduzierter AZ, Würgen
	+	-
	-	Kot unverdaut
	+	Diarrhoe
	+	-
	-	-
	+	-
	+	-
	-	hatte bereits <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> , mit Amphotericin B behandelt
	-	-
	+++	reduziertes KGW, Erbrechen
	-	-
	+	-
	+	-
	+	Verdacht: <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>
	-	-
	-	-
	++	reduziertes KGW
2006	++	Erbrechen
	-	-
	+	reduziertes KGW, Erbrechen
	-	FA, AZ, KGW reduziert
	-	-
	-	Neuzugang
	++	FA gesteigert, Erbrechen, reduziertes KGW
	-	reduziertes KGW
	+	-
	-	-
	+	-
	-	-

2006	-	-
	++	reduziertes KGW
	+	mäßiges KGW, FA und AZ reduziert
	-	-
	-	-
	-	Erbrechen
	+	reduziertes KGW
	-	getrübler AZ
	++	Diarrhoe, reduziertes KGW, Würgen
	-	-
	-	Kontrolle
	+	-
	+	-
	(+)	-
	++	reduzierter AZ, Diarrhoe
	-	-
	-	reduziertes KGW, Erbrechen
	-	Respirat. Symptome, Würgen
	+	-
	++	gesteigerte FA, nimmt nicht zu
	-	-
	++	gesteigerte FA, reduziertes KGW, Erbrechen
	-	-
	++	reduziertes KGW, Erbrechen
	+	Würgen, Erbrechen
	+	Respirat. Symptome, Erbrechen
2007	+	-
	+	-
	-	-
	-	-
	++	-
	++	-
	++	reduziertes KGW, Erbrechen
	+	-
	(+)	-
	-	-
	-	-
	-	-
	-	-
	++	reduziertes KGW
	-	-
	++	-
	+	-

**4.1.1 Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Galliformes**

Von den insgesamt untersuchten 495 Vögeln der Ordnung Galliformes (Tabellen 4 und 5) entfallen 189 auf Hybridhühner des Legetyps aus intensiven Haltungsformen (4 von 187 positiv). Nur 11 Hühner sind den Hybridhühnern des Fleisch- oder Masttyps zuzurechnen (kein Tier positiv). Weitere 182 Hühner stammen aus extensiven Hobbyhaltungen und sind als Angehörige verschiedener Rassen einzustufen (15 von 182 positiv). Bei zwei von 88 untersuchten Mastputen konnte *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden. Ein Perlhuhn, achtzehn Jagdfasane, fünf Pfauen und eine europäische Wachtel wurden mit negativem Ergebnis untersucht.

**Tabelle 5: Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Galliformes.  
Taxonomie nach WOLTERS (1975-1982).**

Ordnung Galliformes Familie, Unterfamilie Genus und Spezies	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		
	Positiv	Untersucht	% positiv
Phasianidae – Hühner			
Unterfamilie Gallinae – Kammhühner			
<i>Gallus gallus</i> , Hybridhühner, Legetyp	4	189	2,1
<i>Gallus gallus</i> , Hybridhühner, Masttyp	0	11	-
<i>Gallus gallus</i> , Hühner mehrerer Rassen	15	182	8,2
Unterfamilie Numidinae – Perlhühner			
<i>Numida meleagris</i> , Perlhuhn	0	1	-
Unterfamilie Meleagridinae – Truthühner			
<i>Meleagris gallopavo</i> , Trute oder Pute	2	88	2,3
Unterfamilie Phasianinae – Fasanen			
<i>Phasianus colchicus</i> , Jagdfasan	0	18	-
Unterfamilie Pavoninae – Pfauen			
<i>Pavo cristatus</i> , domestizierter Pfau	0	5	-
Unterfamilie Perdicinae – Feldhühner			
<i>Coturnix coturnix</i> , Europäische Wachtel	0	1	-
<b>Summen und Prozent</b>	<b>21</b>	<b>495</b>	<b>4,2</b>

Auffallend ist der relativ hohe Anteil von *Macrorhabdus ornithogaster*-Nachweisen bei den Rassehühnern im Vergleich zu den in Stallungen gehaltenen Hybridhühnern des Lege- und Masttyps. Die Zahl der Vögel der vier anderen Unterfamilien ist zu gering und erlaubt keine

gesicherte Aussage über das tatsächliche Vorkommen von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln dieser Unterfamilien.

#### **4.1.2 Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes**

Insgesamt sind 177 Vögel der Ordnung Psittaciformes auf Befall mit *Macrorhabdus ornithogaster* untersucht worden (Tabelle 6). Bei 28 von 177 Vögeln (15,8 %) der Ordnung Psittaciformes gelang der Erregernachweis, wobei diese Nachweise in sechs Familien dieser Ordnung erfolgten. Mit sehr großem Abstand ist der nur in Obhut des Menschen gezüchtete und gehaltene Wellensittich (*Melopsittacus undulatus* Shaw, 1805) mit 15 von 60 untersuchten Vögeln (25,0 %) die am häufigsten *Macrorhabdus ornithogaster*-positive Vogelart.

Vereinzelte Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* gelangen ebenfalls bei Vögeln der Familien Kleinpapageien (Micropsittidae), den eigentlichen Papageien (Psittacidae), den Prachtsittichen (Polytelidae), den Plattschweifsittichen (Platycercidae) und den Kakadus (Cacatuidae).

Die Zahl der untersuchten Vögel je Familie innerhalb der Psittaciformes ist zu gering für eindeutige Aussagen hinsichtlich des Vorkommens von *Macrorhabdus ornithogaster*. Allerdings fällt auf, dass bei einzelnen Vögeln dennoch Nachweise gelangen. Dies trifft insbesondere für die Familie der Plattschweifsittiche (Platycercidae) aus Australien zu. Von den insgesamt elf untersuchten Vögeln dieser Familie wurden fünf Vogelspezies als positiv getestet.

**Tabelle 6: Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes. Taxonomie nach Wolters (1975-1982).**

Ordnung <b>Psittaciformes</b> Familie Genus und Spezies	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		
	Positiv	Untersucht	% positiv
Micropsittidae – Kleinpapageien			
<i>Agapornis</i> spp. Unzertrennlische	3	10	30,0
<i>Loriculus</i> spp. Fledermauspapagei	0	2	-
Psittacidae – Eigentliche Papageien			
<i>Forpus</i> spp., Sperlingspapagei	0	1	-
<i>Amazona</i> spp., Amazonen	1	19	5,3
<i>Psittacus erithacus</i> , Graupapagei	0	32	-
<i>Ara</i> spp., Aras	0	4	-
<i>Poicephalus senegalis</i> , Mohrenkopfpapagei	0	1	-
<i>Pionus menstruus</i> , Schwarzohrpapagei	0	1	-
<i>Pionitis leucogaster</i> , Rostkappenpapagei	0	1	-
<i>Poicephalus rueppellii</i> , Rüppelpapagei	0	1	-
<i>Poicephalus guilielmi</i> , Kongopapagei	0	1	-
<i>Aratinga solstitialis</i> , Sonnensittich	0	1	-
Psittaculidae – Edelpapageien			
<i>Psittacula</i> spp.	0	3	-
Polytelidae – Prachtsittiche			
<i>Alisterus scapularis</i> , Königssittich	1	5	20,0
<i>Aprosmictus erythropterus</i> , Rotflügelsittich	0	1	-
Platycercidae – Plattschweifsittiche			
<i>Platycercus elegans</i> , Pennantsittich	1	2	50,0
<i>Platycercus eximius</i> , Rosella	0	4	-
<i>Neophema pulchella</i> , Schönsittich	1	2	50,0
<i>Neophema bourkii</i> , Bourkesittich	1	1	100,0
<i>Neophema splendida</i> , Glanzsittich	1	1	100,0
<i>Polytelis swainsonii</i> , Barrabandsittich	1	1	100,0
Melopsittacidae – Wellensittiche			
<i>Melopsittacus undulatus</i> , Wellensittich	15	60	25,0
Cacatuidae – Kakadus			
<i>Nymphicus hollandicus</i> , Nymphensittich	3	16	18,8
Cacatua spp.	0	7	-
<b>Summen und Prozent</b>	<b>28</b>	<b>177</b>	<b>15,8</b>

### **4.1.3 Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Passeriformes**

Insgesamt wurden 124 Vögel der Ordnung Passeriformes (Sperlingsvögel) auf *Macrorhabdus ornithogaster* untersucht (Tabelle 7). Es konnte bei 15 der 124 (12,1 %) Sperlingsvögel *Macrorhabdus ornithogaster* festgestellt werden. Die Tabelle 7 vermittelt eine Übersicht zu den Familien, in denen Vögel mit gelungenem *Macrorhabdus ornithogaster*-Nachweis aufgeführt sind.

Sehr auffallend ist, dass Erregernachweise bisher nur bei Vögeln der Familie der Gimpel (Carduelidae) gelangen. Insgesamt wurden 67 Vögel dieser Familie untersucht, von denen sich 15 als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv erwiesen. Alle weiteren 57 Sperlingsvögel aus zwölf weiteren Familien waren frei von nachweisbaren Erregern.

**Tabelle 7: Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Passeriformes. Taxonomie nach Wolters (1975-1982).**

Ordnung <b>Passeriformes</b> Familie Genus und Spezies	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		
	Positiv	Untersucht	% positiv
Corvidae – Rabenvögel			
<i>Pica pica</i> , Elster	0	3	-
<i>Corvus</i> spp. Krähe	0	6	-
<i>Garrulus garrulus</i> , Eichelhäher	0	1	-
Sittidae – Kleiber			
<i>Sitta europaea</i> , Kleiber	0	2	-
Passeridae – Sperlinge			
<i>Passer domesticus</i> , Haussperling	0	6	-
Carduelidae – Gimpel (Hänflinge)			
<i>Chloris chloris</i> , Grünfink	2	6	33,3
<i>Serinus canaria</i> , Kanarienvogel, f. dom.	10	50	20,0
<i>Carduelis carduelis</i> , Stieglitz	1	2	50,0
<i>Rubicilla rubicilla</i> , Berggimpel	1	2	50,0
<i>Spinus spinus</i> , Erlenzeisig	1	6	-
<i>Ochrospiza leucopygia</i> , Grauedelsänger	0	1	-
Motacillidae – Stelzen			
<i>Motacilla alba</i> , Bachstelze	0	1	-
Fringillidae – Eigentliche Finken (Edelfinken)			
<i>Fringilla coelebs</i> , Buchfink	0	1	-
Paridae – Meisen			
<i>Parus</i> spp.	0	9	-
Estrildidae – Prachtfinken			
<i>Taeniopygia guttata</i> , Zebrafink	0	2	-
<i>Chloebia gouldiae</i> , Gouldamadine	0	3	-
Thraupidae – Ammertangaren			
<i>Pheucticus ludovicianus</i> , Schwarzkopfkernknacker	0	1	-
Musciapidae – Sänger			
<i>Merula merula</i> , Amsel	0	14	-
<i>Erithacus rubecula</i> , Rotkehlchen	0	2	-
Troglodytidae – Zaunkönige			
<i>Troglodytes aedon</i> , Hauszaunkönig	0	2	-

Sturnidae – Stare			
<i>Sturnus vulgaris</i> , Star	0	2	-
<i>Gracula religiosa</i> , Beo	0	1	-
Hirundinidae – Schwalben			
<i>Hirundo rustica</i> Rauchschalbe	0	1	-
<b>Summen und Prozent</b>	<b>15</b>	<b>124</b>	<b>12,1</b>

**4.1.4 Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Anseriformes**

Insgesamt wurden 57 Vögel aus der Ordnung Anseriformes (Enten und Gänse) untersucht. Der Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* gelang bei fünf Vögeln dieser Ordnung. Hierbei handelte es sich um vier Warzenenten, die alle aus einem Bestand stammen und um eine Hausente undefinierbarer Rasse. Die Tabelle 8 nennt die positiv getesteten Spezies.

**Tabelle 8: Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Anseriformes. Taxonomie nach Wolters (1975-1982).**

Ordnung <b>Anseriformes</b> Familie Genus und Spezies	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		
	Positiv	Untersucht	% positiv
Anatidae, Entenvögel			
<i>Anas platyrhynchos</i> , Stockente	0	11	-
<i>Anas platyrhynchos f. domestica</i> , Pekingente	0	11	-
<i>Cairina moschata f. domestica</i> , Warzenenten	4*	5	80,0
<i>Cairina moschata</i> , Moschusente	0	1	-
<i>Aix galericulata</i> , Mandarinente	0	1	-
Sonstige Enten	1	8	12,5
<i>Alopochen aegyptiacus</i> , Nilgans	0	2	-
<i>Branta bernicla</i> , Ringelgans	0	1	-
<i>Anser anser f. domestica</i> , Pommersche Gans	0	1	-
<i>Anser anser f. domestica</i> , Steinbacher Gans	0	1	-
<i>Mergus squamatus</i> , Schuppensäger	0	1	-
Sonstige Gänse	0	13	-
<i>Cygnus olor</i> , Höckerschwan	0	1	-
<b>Summe und Prozent</b>	<b>5</b>	<b>57</b>	<b>8,8</b>

\* diese Tiere stammen alle aus einem Bestand.

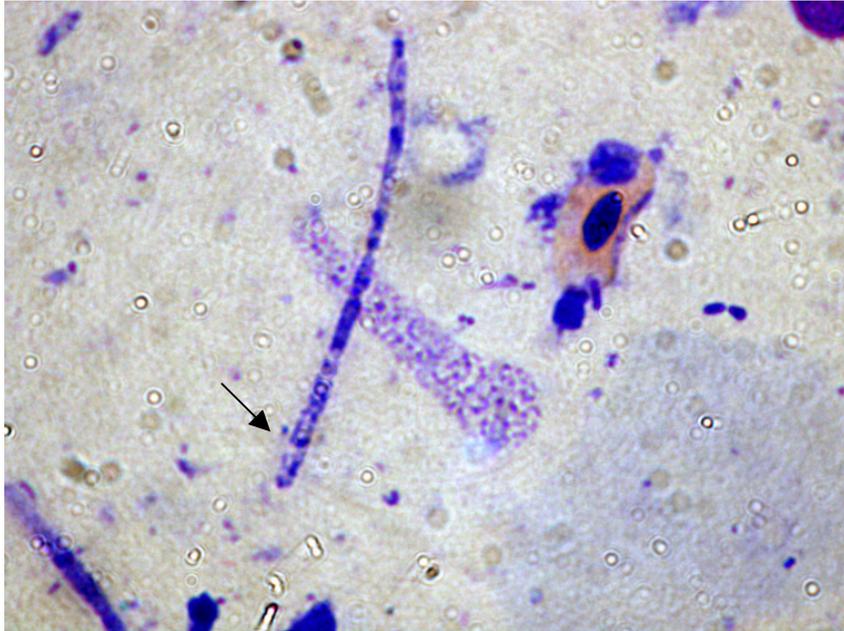
#### **4.1.5 Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnung Columbiformes**

Lediglich in zwei der insgesamt untersuchten 97 Tauben konnte *Macrorhabdus ornithogaster* detektiert werden, wobei es sich um zwei frei lebende Stadtauben handelt. Von den weiteren untersuchten domestizierten Tauben konnte ein Tier nicht eindeutig als positiv oder negativ angesprochen werden.

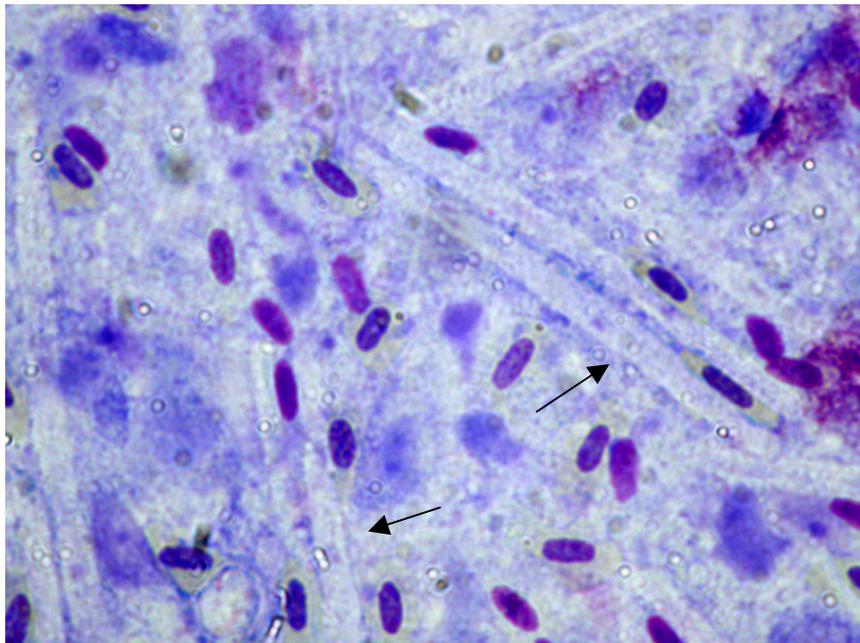
#### **4.2 Morphologische Befunde an *Macrorhabdus ornithogaster***

An Hand der nach Giemsa gefärbten Abklatschpräparate von der Schleimhaut des Drüsenmagens wurden mehrere morphologische Befunde erhoben. Ziele dieser Arbeiten an *Macrorhabdus ornithogaster* sind unter anderem (i) Feststellung der tinktorischen Eigenschaften, (ii) Suche nach Zellkernen und anderen Innenstrukturen, (iii) Längenmessungen zur Überprüfung der Literaturangaben, (iv) Vergleich der Längenmessungen zwischen den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vogelarten.

Zu (i): In den meisten Fällen stellte sich der Zelleib von *Macrorhabdus ornithogaster* in der Giemsa-Färbung relativ einheitlich dunkelblau-lila gefärbt dar. Nur manchmal war eine feine Granulierung des Zytoplasmas zu sehen, die in manchen Präparaten stärker ausgeprägt war. Die Farbgebung war jedoch weitgehend einheitlich.



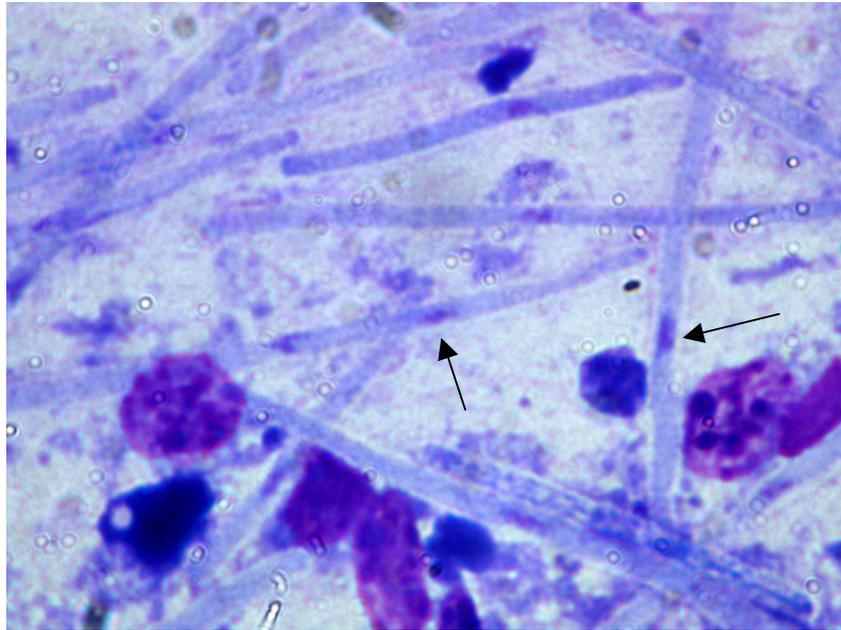
**Abbildung 1:** *Macrorhabdus ornithogaster*. Abklatschpräparat aus dem Drüsenmagen einer Flügeltiere. Giemsa-Färbung. 100x- Objektiv, Ölimmersion. Der Pfeil zeigt auf die Granulierung, die besonders im Bereich der Pole sichtbar ist.



**Abbildung 2:** *Macrorhabdus ornithogaster*. Abklatschpräparat aus dem Drüsenmagen eines Stieglitzes. Giemsa-Färbung. 100x- Objektiv, Ölimmersion. Die Pfeile zeigen auf die hier deutlich sichtbaren Aufhellungszonen im Randbereich des Erregers.

Zu (ii): Zellorganellen waren mit dem Lichtmikroskop bei Verwendung der Ölimmersion nicht auszumachen, um diese genauer zu differenzieren, wären elektronenmikroskopische Untersuchungen nötig. Eine kernähnliche Struktur war nur in den wenigsten Fällen

auszumachen (Abbildung 3). Auch hier konnten die gefundenen, dunkler angefärbten Areale nicht klar als Zellkern angesprochen werden.



**Abbildung 3:** *Macrorhabdus ornithogaster*. Abklatschpräparat aus dem Drüsenmagen einer Pute. Giemsa-Färbung. 100x- Objektiv, Ölimmersion. Die Pfeile zeigen auf kernähnliche Verdichtungen im Zytoplasma der Erreger.

Zu (iii): Die Ergebnisse der Abstriche von der Schleimhaut der Drüsenmägen, bei denen mindestens 20 auszählende Erreger darstellbar waren, sind in Tabelle 9 zusammengefasst. *Macrorhabdus ornithogaster* der Agaporniden, der Wellensittiche, der Kanarienvögel, der Nymphensittiche und der Ente wurde getrennt betrachtet, ein Königssittich, ein Pennantsittich, ein Glanzsittich und ein Bourkesittich wurden in der Gruppe Sittiche zusammengefasst. Die Gruppe Carduelidae umfasst einen Erlenzeisig, einen Stieglitz, einen Berggimpel und zwei Grünfinken. In der Gruppe der Hühnervögel wurden die Erregerlängen von 13 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Hühnern und die Erreger einer Pute betrachtet. Die Erreger einer Warzenente wurden gesondert untersucht.

Zu (iv): Betrachtet man die Ergebnisse der vergleichenden Längenmessungen des Erregers bei unterschiedlichen befallenen Vögeln, fällt auf, dass kein Erreger, egal von welcher Vogelart, kürzer als 11  $\mu\text{m}$  ist.

*Macrorhabdus ornithogaster* aus Nymphensittichen weist eine relativ geringe Länge auf. Kein Erreger ist hier länger als 30  $\mu\text{m}$ .

Die Längen von *Macrorhabdus ornithogaster*, die bei Wellensittichen gefunden wurden, befinden sich hauptsächlich im Bereich von 21 bis 50  $\mu\text{m}$ , wobei die meisten Längen im

Bereich von 31 bis 40  $\mu\text{m}$  liegen. Zu beachten ist, dass die Längen von drei Erregern im Bereich 81 bis 90  $\mu\text{m}$  liegen.

*Macrorhabdus ornithogaster* von Kanarienvögeln zeigt eine ähnliche Verteilung der Längen wie bei den Wellensittichen. Auch hier befinden sich die meisten Längenwerte im Bereich 31 bis 40  $\mu\text{m}$ . Es können auch hier Erreger im Längenbereich bis zu 90  $\mu\text{m}$  gefunden werden.

Neben diesen beiden Gruppen können nur bei den Galliformes sehr lange Erreger nachgewiesen werden, auch hier befinden sich die meisten Erreger im Längenbereich 31 - 40  $\mu\text{m}$ .

In der Gruppe der Carduelidae ist dagegen kein Erreger zu finden, der länger als 70  $\mu\text{m}$  ist. Die meisten Erreger sind aber auch hier im Längenbereich 31 - 40  $\mu\text{m}$  zu finden.

In der Gruppe Sittiche befinden sich die meisten Erreger im Längenbereich von 21 - 30  $\mu\text{m}$ , es fällt außerdem auf, dass kein Erreger länger als 50  $\mu\text{m}$  ist. Damit stellt sich *Macrorhabdus ornithogaster* von Sittichen als relativ kurz dar.

Bei *Macrorhabdus ornithogaster* von Agaporniden und von der Warzenente befinden sich sogar mehr als die Hälfte der vermessenen Erreger im Längenbereich 21-30  $\mu\text{m}$ . Allerdings ist zu beachten, dass bei diesen beiden Gruppen der Probenumfang relativ klein ist.

In der graphischen Darstellung der Längenwerte je Vogelgruppe (Abbildung 4) wird deutlich, dass diese eine mehr oder weniger symmetrische Kurve bilden und alle Verteilungsprofile eingipflig verlaufen.

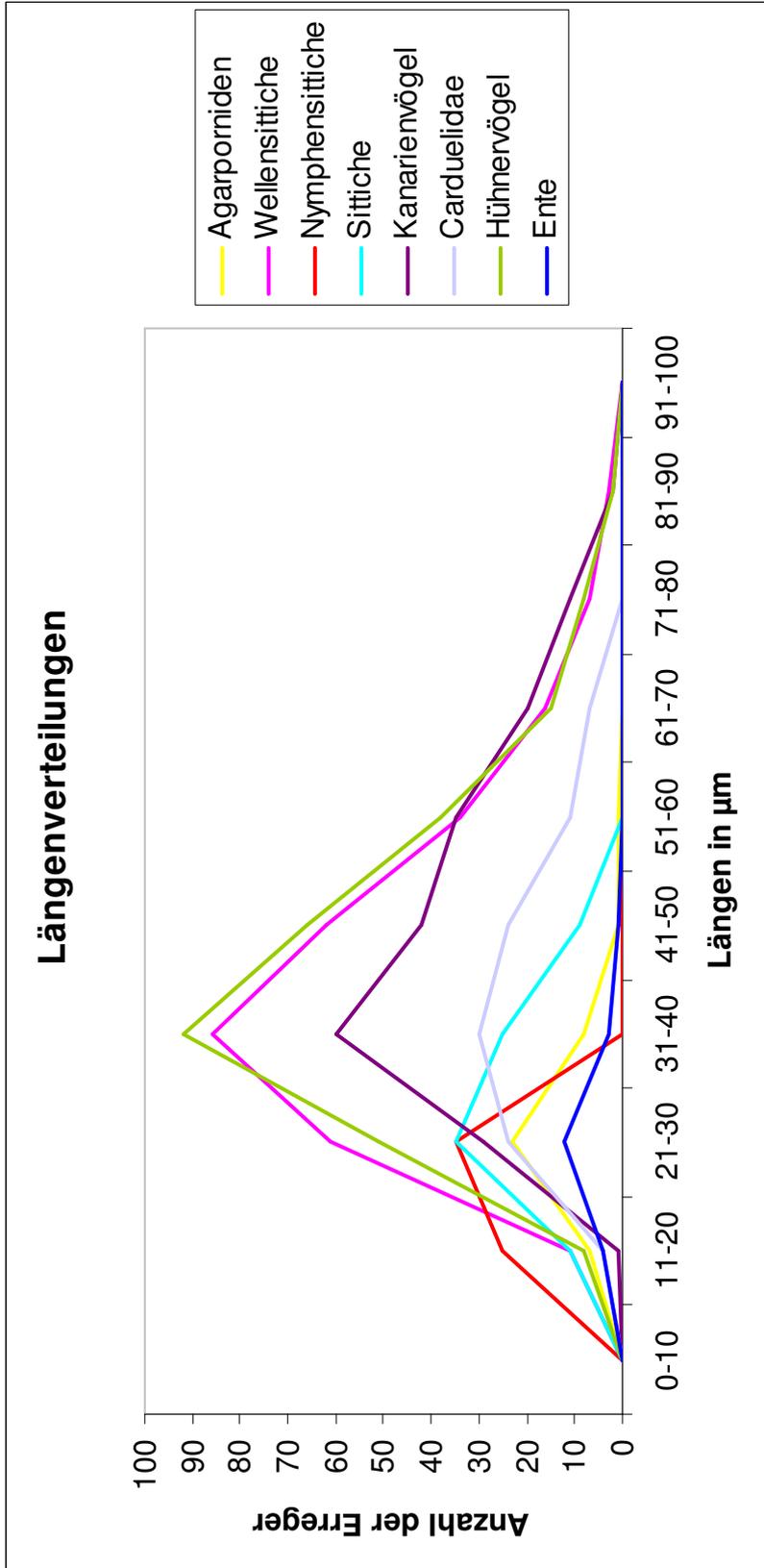
**Tabelle 9: Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* aus nach Giemsa gefärbten Abklatschpräparaten verschiedener Vogelarten.**

Vogelgruppe bzw. Vogelart	Zahl der Vögel	Zahl der <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> je Länge in µm										Zeilen- summe	Mittelwert, ± SD zw. den Tieren ± SD zw. den Erregern eines Tieres		
		1-10	11-20	21-30	31-40	41-50	51-60	61-70	71-80	81-90	91-100				
Kleinpapageien, Unzertrennliche, <i>Agapornis</i> spp.	2	0	7	23	8	1	1	0	0	0	0	0	0	40	26,90 µm ±3,10 µm ±6,92 µm
Wellensittiche, <i>Melospittacus undulatus</i>	14	0	11	61	86	62	34	16	7	3	0	0	0	280	40,82 µm ±9,39 µm ±10,71 µm
Nymphensittiche, <i>Nymphicus hollandicus</i>	3	0	25	35	0	0	0	0	0	0	0	0	0	60	20,7 µm ±1,08 µm ±3,85 µm
Sittiche <sup>1</sup>	4	0	11	35	25	9	0	0	0	0	0	0	0	80	29,85 µm ±3,84 µm ±7,19 µm
Kanarienvogel, <i>Serinus canaria</i> forma domestica	10	0	1	29	60	42	35	20	11	2	0	0	0	200	45,41 µm ±8,64 µm ±11,60 µm
Gimpel (oder Hänflinge), <sup>2</sup> Carduelidae	5	0	4	24	30	24	11	7	0	0	0	0	0	100	39,09 µm ±5,58 µm ±10,58 µm

Hühnervögel, <i>Gallus gallus</i> f. dom. <i>Meleagris</i> <i>gallopavo</i> (Huhn, Pute)	14	0	8	51	92	66	38	15	8	2	0	280	41,29 µm ±6,99 µm ±11,98 µm
Entenvögel Flugente	1	0	4	12	3	1	0	0	0	0	0	20	26,15 µm ----- µm ±6,34 µm

<sup>1</sup> (Königssittich, *Alisterus scapularis*; Pennantsittich, *Platyercus elegans*; Glanzsittich, *Neophema splendida*; Bourkesittich, *Neophema bourkii*)

<sup>2</sup> (Erlenzeisig, *Spinus spinus*; Stieglitz, *Carduelis carduelis*; Berggimpel, *Rubicilla rubicilla*; zwei Grünfinken, *Chloris chloris*)



**Abbildung 4:** Graphische Darstellung der Längenunterschiede von *Macrorhabdus ornithogaster* der unterschiedlichen Vögel

Wie beschrieben macht die Abbildung 4 graphisch deutlich, dass *Macrorhabdus ornithogaster* von Wellensittichen, Kanarienvögeln und Hühnervögeln (pink, purpurn und grün) die größten Längen aufweisen können. Die Erreger der Carduelidae, in der Abbildung violett dargestellt, erreichen ebenfalls eine beträchtliche Länge. Die rote Linie stellt die Erreger der Nymphensittiche dar, wie beschrieben handelt es sich hierbei um auffallend kurze Erreger.

Die Werte der Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* weisen zum Teil große Unterschiede zwischen den untersuchten Vogelgruppen auf. Die unterschiedlichen Längenwerte stehen jedoch in keinem direkten Bezug zur jeweiligen Zahl der Erreger je Gesichtsfeld. Geht man von einem p-Wert  $\leq 0,05$  als Signifikanzgrenze aus, dann sind die gemessenen Werte bei allen Gruppen, außer bei den Nymphensittichen und der Ente als signifikant anzusehen.

Gruppenübergreifend betrachtet beträgt der Mittelwert der Erregerlänge 38,88  $\mu\text{m}$  mit einer Standardabweichung von  $\pm 14,31 \mu\text{m}$ .

Signifikante Unterschiede in der Erregerlänge können zwischen den Gruppen Agaporniden und Nymphensittiche, Agaporniden und Sittiche, Agaporniden und Entenvögel, Wellensittiche und Gimpel, Wellensittiche und Hühnervögel, Wellensittiche und Entenvögel, Sittiche und Entenvögel und Gimpel und Hühnervögel festgestellt werden.

Als nicht signifikant kann man die Längenunterschiede zwischen folgenden Gruppen betrachten:

**Tabelle 10: Keine signifikanten Längenunterschiede zwischen den Gruppen**

Agaporniden	Wellensittiche
Agaporniden	Kanarienvögel
Agaporniden	Gimpel
Agaporniden	Hühnervögel
Wellensittiche	Nymphensittiche
Wellensittiche	Sittiche
Wellensittiche	Kanarienvögel
Wellensittiche	Entenvögel
Nymphensittiche	Sittiche
Nymphensittiche	Kanarienvögel
Nymphensittiche	Gimpel
Nymphensittiche	Hühnervögel
Sittiche	Kanarienvögel
Sittiche	Gimpel
Sittiche	Hühnervögel
Kanarienvögel	Gimpel
Kanarienvögel	Hühnervögel
Kanarienvögel	Entenvögel
Gimpel	Entenvögel
Hühnervögel	Entenvögel

#### 4.3 Beziehungen zwischen der Anamnese und dem Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*

Die von den Einsendern zusammen mit den gestorbenen Vögeln mitgeteilten Beobachtungen hinsichtlich klinischer Symptome, Alter, Geschlecht und Dauer der beobachteten Krankheitserscheinungen wurden ausgewertet. Die Ergebnisse dieser Auswertung sollten Hinweise zum Verlauf, zu den Krankheitsanzeichen und zur Schwere und auch zum Spektrum der betroffenen Vögel liefern.

### 4.3.1 Klinische Symptome und Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*

Bei der Beurteilung der Vorberichte ist zu beachten, dass diese sich in den meisten Fällen auf die Beobachtungen der Tierbesitzer stützen und somit sehr subjektiv sein können. Nicht jeder Besitzer nimmt die Symptome auch wahr, die ein kranker Vogel zeigt. Insbesondere eine Reduktion des Körpergewichtes ist für den Tierbesitzer schwierig zu erfassen, wenn er seine Tiere nicht regelmäßigen Gewichtskontrollen unterzieht. Außerdem lag nicht für jedes Sektionstier ein Vorbericht vor. Die Überbringer konnten entweder hierzu keine Angaben machen oder die Tiere erreichten die Klinik auf dem Postweg und wurden ohne Vorbericht geschickt.

**Tabelle 11: Klinische Symptome gemäß Anamnesen.**

Symptome gemäß Anamnese	Art der klinischen Symptome bei				
	Gallif. n = 21	Psittacif. n = 28	Passerif. n = 15	Anserif. n = 5	Columbif. n = 2
Ohne Anamnese	0	2	0	0	1
Würgen, Erbrechen	0	4	0	0	0
Reduz. KGW <sup>1</sup>	5	7	5	0	1
Reduz. AZ <sup>2</sup>	7	6	4	0	1
Reduz. FA <sup>3</sup>	0	1	0	0	0
Reduz. LL <sup>4</sup>	1	0	0	0	0
Vermehrt Todesfälle	7	8	7	1	0
ZNS-Symptome <sup>5</sup>	0	1	1	0	0
Respirator. Sympt. <sup>6</sup>	5	3	2	4	0
Polyurie	0	1	0	0	0
Diarrhoe	2	7	1	0	0

<sup>1</sup> Reduziertes Körpergewicht

<sup>2</sup> Reduzierter Allgemeinzustand

<sup>3</sup> Reduzierte Futteraufnahme

<sup>4</sup> Reduzierte Legeleistung

<sup>5</sup> Symptome des zentralen Nervensystems

<sup>6</sup> Respiratorische Symptome

Von 21 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln der Ordnung Galliformes lag zu allen Tieren ein Vorbericht vor (Tabelle 11). Von zwei Besitzern wurde Durchfall beobachtet, einer berichtete von einer reduzierten Legeleistung. Fünf Besitzer berichteten von einem reduzierten Körpergewicht ihrer Tiere, sieben von einem getrübbten Allgemeinbefinden. Sieben Besitzer berichteten von einer erhöhten Todesrate der Tiere in ihrem Bestand, fünf von Atemwegssymptomen. Würgen oder Erbrechen konnte bei keinem *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vogel der Ordnung Galliformes nachgewiesen werden, wohl aber bei vier *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Tieren dieser Ordnung.

Bei der Betrachtung der Vorberichte der Hühnervögel muss beachtet werden, dass diese sich in den meisten Fällen nicht auf das Individuum beziehen sondern auf den Gesundheitsstatus der gesamten Herde.

Keines der hier aufgeführten Symptome ist bei dieser Ordnung ein signifikantes Anzeichen für einen erhöhten Befallsgrad.

Von den 28 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Psittaziden wurden zwei Tiere ohne Vorbericht eingesandt (Tabelle 11). Bei sieben Tieren wurde vor deren Tod Durchfall festgestellt, allerdings konnten nur bei einem Vogel unverdaute Körner im Kot gefunden werden. Bei sieben Tieren wurde ein reduziertes Körpergewicht festgestellt, ein schlechter Allgemeinzustand konnte bei sechs Tieren beobachtet werden und ein Vogel fiel durch eine reduzierte Futteraufnahme vor seinem Tod auf. Außerdem war acht Vorberichten zu entnehmen, dass es bereits vermehrt tote Vögel im Bestand zu verzeichnen gab. Erbrechen zeigten vier der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Psittaziden und 11 *Macrorhabdus ornithogaster*-freie Psittaziden.

Lediglich die Symptome „Diarrhoe“ und „vermehrt Tote im Bestand“ sind bei dieser Ordnung signifikante Anzeichen für einen erhöhten Befallsgrad.

Von 15 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Sperlingsvögeln lag bei allen ein Vorbericht vor (Tabelle 11). Durchfall war nur bei einem Tier zu beobachten, Erbrechen oder eine reduzierte Futteraufnahme, wie sie für das Krankheitsbild des Going-light-syndroms beschrieben sind, konnte bei keinem Tier verzeichnet werden. Fünf Vögel fielen durch ein reduziertes Körpergewicht auf, vier durch einen getrübbten Allgemeinzustand. Sieben Tierbesitzer berichteten von vermehrten Todesfällen im Bestand. Würgen oder Erbrechen wurde weder bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven, noch bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Vögeln dieser Ordnung beobachtet.

Lediglich das Symptom „reduziertes Körpergewicht“ ist bei dieser Ordnung ein signifikantes Anzeichen für einen erhöhten Befallsgrad.

Eine einzeln eingeschickte Ente stammte aus einem Bestand, in dem vermehrtes Jungtiersterben beobachtet wurde (Tabelle 11). Die vier anderen Enten (aus einem Bestand stammend) zeigten gemäß Vorbericht eine Beinschwäche und es waren Atemgeräusche zu hören. Weitere, für Erkrankungen des Magen-Darm-Traktes typische Symptome konnten in keinem Fall beobachtet werden. Würgen oder Erbrechen wurde weder bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven noch bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Vögeln dieser Ordnung beobachtet.

Lediglich das Symptom „respiratorische Symptome“ ist bei dieser Ordnung ein statistisch signifikantes Anzeichen für einen erhöhten Befallsgrad. Allerdings ist zu berücksichtigen, dass vier von fünf *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln dieser Ordnung aus einem Bestand stammen und alle diesen Vorbericht aufweisen. Somit ist der Untersuchungsumfang wenig repräsentativ.

Bei den beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben handelte es sich um Fundtiere (Tabelle 11). Bei einem Tier konnte kein Vorbericht erhoben werden, das andere fiel vor seinem Tod durch ein reduziertes Körpergewicht und durch einen schlechten Allgemeinzustand auf. Würgen und / oder Erbrechen konnte zwar bei sechs *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Tauben beobachtet werden, nicht jedoch bei einer der beiden positiven Tauben.

Aufgrund der geringen Anzahl *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben, ist nachvollziehbar, dass keines der hier aufgeführten Symptome bei dieser Ordnung ein signifikantes Anzeichen für einen erhöhten Befallsgrad ist.

#### **4.3.2 Alter der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel**

Zur Erfassung des Alters wurden alle seziierten Vögel in die Gruppen unter einem Jahr, ein Jahr, zwei, drei, vier Jahre und noch älter oder unbekannt eingeteilt. Die Feststellung des Alters wurde entweder an Hand der Angaben auf den Fußringen oder aber aus Angaben der Einsender bzw. Überbringer gemacht. Lagen keinerlei diesbezügliche Angaben vor, wurde das Alter der Vögel als „unbekannt“ vermerkt. Die Tabelle 12 vermittelt eine Übersicht zur Verteilung des Merkmals „Alter“ auf sämtliche *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel. Aus den Angaben in Tabelle 12 ist zu entnehmen, dass überwiegend bei jungen Vögeln der Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* gelang. Lediglich bei den Psittaciformes konnte der Erreger bis zum Alter von drei Jahren nachgewiesen werden.

Über einen Zusammenhang zwischen dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* und dem Alter lässt sich bei der Ordnung Columbiformes aufgrund des unbekanntes Alters der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere keine Aussage treffen. Bei allen übrigen Ordnungen ist eine sehr schwache Korrelation zu sehen, diese ist aber bei keiner Ordnung als signifikant anzusehen.

**Tabelle 12: Alter der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel und deren Verteilung der Vogelordnungen.**

Vogelordnung	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	Alter der Vögel in Jahren					Unbekannt
		< 1	1	2	3	≥ 4	
Galliformes, Hühnervogel	Pos.	10	5	0	0	0	6
	Neg.	275	73	20	2	8	96
Psittaciformes, Papageienvogel	Pos.	3	6	1	2	1	15
	Neg.	24	11	6	3	36	69
Passeriformes, Sperlingsvogel	Pos.	8	0	2	0	0	5
	Neg.	40	6	2	3	2	56
Anseriformes, Enten und Gänse	Pos.	5	0	0	0	0	0
	Neg.	39	2	1	0	3	7
Columbiformes, Taubenvogel	Pos.	0	0	0	0	0	2
	Neg.	42	9	5	2	4	33
Accipitriformes, Greifvogel	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	1	0	0	0	0	12
Falconiformes, Falken	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	3	1	0	0	1	8
Strigiformes, Eulen	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	2	5
Piciformes, Spechtvogel	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	7
Alciformes, Alken	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	2
Apodiformes, Segler	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	2
Gruiformes, Kranichvogel	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	1	1
Ciconiiformes, Schreitvogel	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	1
Pelecaniformes, Ruderfüßer	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	1
Podicipidiformes, Lappentaucher	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	1
Cuculiformes, Kuckucksvogel	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	0	0	0	0	0	1

### 4.3.3 Geschlecht der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel und deren Verteilung auf Vogelordnungen

Während der Sektionen wurde das Geschlecht der eingesandten Vögel in 964 von 1000 Fällen bestimmt. Nicht bestimmbar war es bei 36 Vögeln auf Grund der Kleinheit der seziierten Vögel oder auf Grund von Autolyse. Bei den Vögeln mit bekanntem Geschlecht überwiegen bei den Galliformes die weiblichen Vögel, bei den Psittaciformes und Passeriformes sind mehr männliche als weibliche Vögel von *Macrorhabdus ornithogaster* betroffen. Prozentual betrachtet sind die männlichen *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel der Ordnung Galliformes jedoch mit 6,92 % häufiger anzutreffen als die weiblichen (3,61 %). In der Ordnung Psittaciformes sind 20,24 % der männlichen Vögel positiv, aber nur 15,0 % der weiblichen. In der Ordnung Passeriformes ist der Unterschied noch deutlicher, hier sind 16,67 % der männlichen untersuchten Tiere *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv, von den weiblichen untersuchten Tieren dagegen nur 9,38 %.

Bei den weiteren Ordnungen ist die Verteilung auf die Geschlechter relativ ausgeglichen oder die Zahl der Vögel je Ordnung zu gering für eine eindeutige Aussage hinsichtlich einer Geschlechtspräferenz. Als signifikant ist die Korrelation von Geschlecht zu Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* in keiner der hier aufgeführten Ordnungen anzusehen.

**Tabelle 13: Verteilung der Geschlechter auf *Macrorhabdus ornithogaster*-positive und -negative Vögel.**

Vogelordnung	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>	Geschlecht der Vögel		
		Weiblich	Männlich	Unbekannt
Galliformes, Hühnervögel	Pos.	12	9	-
	Neg.	332	130	12
Psittaciformes, Papageienvögel	Pos.	9	17	2
	Neg.	60	84	5
Passeriformes, Sperlingsvögel	Pos.	3	11	1
	Neg.	32	66	11
Anseriformes, Enten und Gänse	Pos.	5	0	-
	Neg.	28	24	-
Columbiformes, Taubenvögel	Pos.	1	1	-
	Neg.	47	43	5
Accipitriformes, Greifvögel	Pos.	0	0	-
	Neg.	9	3	1
Falconiformes, Falken	Pos.	0	0	-
	Neg.	6	6	1
Strigiformes, Eulen	Pos.	0	0	-
	Neg.	3	3	1
Piciformes, Spechtvögel	Pos.	0	0	-
	Neg.	1	5	1
Alciformes, Alken	Pos.	0	0	-
	Neg.	2	0	-
Apodiformes, Segler	Pos.	0	0	-
	Neg.	1	1	-
Gruiformes, Kraniche	Pos.	0	0	-
	Neg.	1	1	-
Ciconiiformes, Schreitvögel	Pos.	0	0	-
	Neg.	1	0	-
Pelecaniformes, Ruderfüßer	Pos.	0	0	-
	Neg.	0	1	-
Podicipidiformes, Lappentaucher	Pos.	0	0	-
	Neg.	0	1	-
Cuculiformes, Kuckucksvögel	Pos.	0	0	-
	Neg.	0	1	-

#### **4.3.4 Jahreszeitliche Verteilung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel**

Angesichts des noch unbekanntes Reservoirs von *Macrorhabdus ornithogaster* und in Anbetracht dessen noch nicht sicher bestimmter Inkubationszeit soll nun geprüft werden, in welcher Jahreszeit die Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* gelingen. Voraussetzung für eine Übertragung von *Macrorhabdus ornithogaster* von frei lebenden Wildvögeln auf in menschlicher Obhut lebende Vögel wäre die Möglichkeit zu direktem oder indirektem Kontakt zwischen beiden Vogelgruppen. Treffen die Zeit des Kontakts mit gelungenen Übertragungen zusammen, können Rückschlüsse auf die zu erwartende Inkubationszeit möglich werden. Die Tabelle 14 zeigt die Verteilung der Nachweise von *Macrorhabdus ornithogaster* auf die zwölf Monate eines Jahres an.

**Tabelle 14: Verteilung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel je Monat der Untersuchung.**

Vogelordnung	<i>Macr. orn.</i> - Nachweis	Zahl der Vögel je Monat der Untersuchung											
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Galliformes, Hühnervögel	Pos.	3	0	1	0	0	4	2	0	3	2	4	2
	Neg.	11	23	23	39	52	73	86	54	38	29	19	27
Psittaciformes, Papageienvögel	Pos.	1	2	3	1	1	4	6	2	0	2	3	3
	Neg.	14	6	5	8	13	19	11	24	6	12	20	11
Passeriformes, Sperlingsvögel	Pos.	0	0	1	0	3	2	4	2	3	0	0	0
	Neg.	14	3	3	6	13	15	25	6	5	7	6	6
Anseriformes, Enten und Gänse	Pos.	0	0	0	0	0	0	1	0	4	0	0	0
	Neg.	0	2	2	1	4	10	22	3	4	4	0	0
Columbiformes, Taubenvögel	Pos.	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0
	Neg.	2	2	5	3	11	30	8	17	6	6	4	1

Die Tabelle 14 zeigt die Verteilungen der Todesfälle auf die zwölf Monate des Untersuchungszeitraumes. Im Allgemeinen fällt auf, dass es in den Sommermonaten generell mehr tote Vögel gab als in den Wintermonaten. Eine geringe Häufung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven toten Hühnervögel ist in den Herbst- und Wintermonaten zu finden, außerdem ist in diesen Monaten auch die Befallsstärke mit *Macrorhabdus ornithogaster* höher als im Frühling und Sommer. Dieses Ergebnis ist zwar signifikant, aber nur in geringem Maße ausgeprägt.

Die Ordnungen Passeriformes und Psittaciformes weisen eine geringe Häufung der Fälle in den Frühlings- und Sommermonaten auf, die erhöhte Befallsintensität in diesen Monaten ist jedoch nicht signifikant.

Bei den Anseriformes und den Columbiformes ist der Probenumfang der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven toten Tiere zu gering, um eine aussagekräftige Verteilung festzustellen. Die vier *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven toten Enten aus dem Monat September stammen alle aus einem Bestand, was die signifikant höhere Befallsstärke im Herbstmonat September erklärt.

#### **4.4 Sektionsbefunde der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel**

Während der Sektionen wurden möglichst viele Befunde von sämtlichen Vögeln erhoben. Angesichts der noch nicht hinreichend geklärten Pathogenität von *Macrorhabdus ornithogaster* soll nun geprüft werden, ob die Nachweise dieses Erregers mit makroskopisch erkennbaren Veränderungen in einem direkten Zusammenhang stehen oder ob der Nachweis lediglich ein Zufallsbefund darstellt. Nachfolgend sind ausgewählte, wesentliche makroskopische Befunde je Tierkörper in Bezug zum Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* der Vogelordnungen dargestellt.

#### 4.4.1 Ernährungszustand der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Vögel

Zur Überprüfung des Ernährungszustands wurde der Grad der subkutanen und abdominalen Ablagerungen von Fettgewebe herangezogen. Die Graduierung erfolgte nach folgendem Schema:

sehr gut	= Übermäßige Fettansammlungen im Körper, Adipositas
gut	= physiologische Menge Körperfett, insbesondere im Bereich der Herzbasis und des Bauchraumes
mäßig	= physiologische Körperfettmenge ist geringgradig reduziert
schlecht	= Körperfett ist nur noch in sehr geringem Maße, meist nur noch an der Herzbasis, nachweisbar
kachektisch	= keinerlei Körperfett mehr auffindbar

**Tabelle 15: Beziehungen zwischen Ernährungszustand und dem Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Vogelordnung	Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> -	Grad des Ernährungszustands					
		sehr gut	gut	mäßig	schlecht	kachektisch	Nicht bekannt
Galliformes, Hühnervogel	Pos.	1	7	2	8	1	2
	Neg.	61	156	55	37	18	147
Psittaciformes, Papageien	Pos.	0	8	4	13	1	2
	Neg.	6	60	43	25	3	12
Passeriformes, Sperlingsvogel	Pos.	0	1	4	4	0	6
	Neg.	7	30	25	6	0	41
Anseriformes, Enten und Gänse	Pos.	0	4	0	0	0	1
	Neg.	3	16	2	1	2	28
Columbiformes, Taubenvogel	Pos.	0	0	0	0	1	1
	Neg.	0	40	31	7	1	16
Accipitriformes, Greifvogel	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	1	4	5	1	1	1
Falconiformes, Falken	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	0	5	1	2	0	5
Strigiformes, Eulen	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	0	0	5	1	0	1
Alciformes, Alken	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	0	2	0	0	0	0
Apodiformes, Segler	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	0	1	0	0	0	1
Gruiformes, Kraniche	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	0	2	0	0	0	0
Ciconiiformes, Schreitvogel	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	0	1	0	0	0	0
Pelecaniformes, Ruderfüßer	Pos.	0	0	0	0	0	0
	Neg.	1	0	0	0	0	0
Podicipidiformes, Lappentaucher	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	-	-	1	-	-	-
Cuculiformes, Kuckucksvogel	Pos.	-	-	-	-	-	-
	Neg.	1	-	-	-	-	-

Die meisten Hühnervögel wiesen einen guten Ernährungszustand auf. Die Tiere mit einem sehr guten Ernährungszustand stammten sehr häufig aus Batteriehaltungen. Eine signifikante, allerdings schwache Korrelation zwischen Befallsgrad und Ernährungszustand wird hier deutlich, je höher der Befallsgrad, desto schlechter der Ernährungszustand.

Bei den Vögeln der Ordnungen Psittaciformes und Passeriformes fällt auf, dass sehr viele der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel auch einen schlechten bzw. mäßigen Ernährungszustand haben. Diese Korrelation ist in der Ordnung der Psittaciformes schwächer ausgeprägt als in der Ordnung der Passeriformes, dennoch in beiden Ordnungen deutlicher als in der Ordnung der Galliformes und ebenso wie in dieser signifikant. Ein hoher Befallsgrad geht auch hier oft mit einem schlechten Ernährungszustand einher.

Keine Korrelation zwischen Befallsgrad und Ernährungszustand hingegen ist bei den Ordnungen Anseriformes und Columbiformes zu beobachten, allerdings sei auch hier wieder auf die kleine Anzahl der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere, dieser Ordnungen hingewiesen.

Ordnungsübergreifend betrachtet besteht eine signifikante schwache Korrelation zwischen dem Ernährungszustand und dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster*. Das bedeutet, je schlechter der Ernährungszustand, desto höher ist der Befallsgrad.

#### **4.4.2 Ernährungszustand und Grad des Befalls mit *Macrorhabdus ornithogaster***

Geprüft wurde hier, ob der Grad des Befalls mit *Macrorhabdus ornithogaster* einen Einfluss auf den Ernährungszustand ausübt. Die Ergebnisse sind in Tabelle 16 zusammengefasst. Der Befall mit *Macrorhabdus ornithogaster* wurde eingeteilt in vier Grade. Dies sind:

- +++ = über 10 Erreger je Gesichtsfeld
- ++ = bis zu 10 Erreger je Gesichtsfeld
- + = einzelne Nachweise in jedem Gesichtsfeld
- (+) = vereinzelte Nachweise nicht in jedem Gesichtsfeld

**Tabelle 16: Beziehung zw. EZ und Grad des Befalls mit *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Vogelordnung	Ernährungs- zustand	Grad des Befalls mit <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>			
		(+)	+	++	+++
<b>Galliformes</b>	sehr gut	1	0	0	-
	gut	3	2	2	-
	mäßig	2	0	0	-
	schlecht	1	0	7	-
	kachektisch	0	1	0	-
	nicht beurteilt	0	0	2	-
<b>Psittaciformes</b>	sehr gut	0	0	0	0
	gut	1	0	4	3
	mäßig	0	1	1	2
	schlecht	3	2	6	2
	kachektisch	0	0	1	0
	nicht beurteilt	0	0	1	1
<b>Passeriformes</b>	sehr gut	-	0	-	0
	gut	-	0	-	2
	mäßig	-	0	-	3
	schlecht	-	0	-	3
	kachektisch	-	0	-	0
	nicht beurteilt	-	1	-	6
<b>Anseriformes</b>	sehr gut	0	0	0	-
	gut	3	0	1	-
	mäßig	0	0	0	-
	schlecht	0	0	0	-
	kachektisch	0	0	0	-
	nicht beurteilt	0	1	0	-
<b>Columbiformes</b>	sehr gut	0	0	-	-
	gut	0	0	-	-
	mäßig	0	0	-	-
	schlecht	0	0	-	-
	kachektisch	1	0	-	-
	nicht beurteilt	0	1	-	-

#### 4.4.3 Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*

Gemäß Berichten in der Fachliteratur soll der Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* eng mit makroskopisch erkennbaren Befunden am Drüsenmagen korrelieren. Zur Überprüfung dieser Aussage werden nachfolgend die festgestellten makroskopischen Befunde mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* gegenüber gestellt. Besonderes Augenmerk wurde auf eine vermehrte Schleimbildung auf der Schleimhaut des Drüsenmagens, Rötungen und / oder Petechien auf der Drüsenmagenschleimhaut, den Veränderungen der Drüsenmagenwand, hier insbesondere Verdickungen und Dilatationen, Erosionen und / oder ulzerative Veränderungen, ein dunkel-umbrabrauner, fast oliv-schwarzer Darminhalt, der nicht selten mit sandigen Beimengungen durchsetzt war und auf eine gerötete und / oder aufgeraute Darmschleimhaut gerichtet.

**Tabelle 17: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Galliformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei <b>Galliformes</b>						
	o.b.B.	vermehrt Schleim im DM	Rötungen oder Petechien der DM-SH <sup>1</sup>	DM-wand verdickt oder dilatiert	Erosionen und / oder Ulzera im DM	Dunkler Darminhalt	Darm-SH gerötet oder rau
negativ	282	3	4	13	4	5	180
(+)	2	0	2	2	0	0	2
+	2	0	0	0	0	0	1
++	2	0	1	0	0	0	7
+++	-	-	-	-	-	-	-

<sup>1</sup> Drüsenmagenschleimhaut

Von den 474 *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Tieren aus der Ordnung der Hühnervögel konnte bei den Sektionen bei 180 Tieren eine mehr oder minder gerötete Darmschleimhaut festgestellt werden (Tabelle 17). Eine vermehrte Schleimbildung im Drüsenmagen konnte bei drei erregerfreien Tieren beobachtet werden, Rötungen und / oder Petechien bei vier Tieren. Nur 13 Tiere wiesen Veränderungen an der Dicke der Drüsenmagenwand auf und vier Tiere

hatten Erosionen auf der Drüsenmagenwand. Ein besonders dunkler, oliv-grüner bis umbrabrauner Darminhalt konnte bei fünf Tieren festgestellt werden.

Nur drei infizierte Tiere hatten Rötungen bzw. Petechien auf der Drüsenmagenschleimhaut, zwei Tiere wiesen Drüsenmagenwandverdickungen auf.

Eine gerötete Darmschleimhaut war bei 10 von 21 infizierten Tieren festzustellen.

**Tabelle 18: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Psittaciformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei <b>Psittaciformes</b>						
	o.b.B.	vermehrt Schleim im DM	Rötungen oder Petechien der DM-SH <sup>1</sup>	DM-wand verdickt oder dilatiert	Erosionen und / oder Ulzera im DM	Dunkler Darminhalt	Darm-SH gerötet oder rau
Negativ	69	9	10	20	2	30	28
(+)	1	0	0	0	0	1	2
+	3	0	0	0	0	0	0
++	2	3	5	6	0	3	1
+++	4	1	0	0	1	3	1

<sup>1</sup> Drüsenmagenschleimhaut

Von 149 *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Papageienvögeln konnte bei 28 Tieren eine mehr oder minder gerötete Darmschleimhaut festgestellt werden. 30 Tiere hatten den bereits oben beschriebenen dunklen Darminhalt. Erosionen im Bereich des Drüsenmagens waren bei zwei Tieren zu sehen, Rötungen bzw. Petechien bei zehn Tieren und vermehrt Schleim bei neun Vögeln. Die Veränderungen der Drüsenmagenwand bei 20 Tieren waren hier in den meisten Fällen Dilatationen.

Bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Papageienvögeln konnten nur bei den mittel- bis hochgradig infizierten Tieren vermehrte Schleimbildung, Rötungen bzw. Petechien und Veränderungen der Drüsenmagenwand (hier meist Verdickungen) festgestellt werden.

Neun Tiere wiesen außerdem auffallend dunklen Darminhalt auf, drei Tiere hatten Rötungen im Bereich des Darmes.

**Tabelle 19: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Passeriformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei <b>Passeriformes</b>						
	o.b.B.	vermehrt Schleim im DM	Rötungen oder Petechien der DM-SH <sup>1</sup>	DM-wand verdickt und / oder dilat.	Erosionen und / oder Ulzera im DM	Dunkler Darminhalt	Darm-SH gerötet oder rau
negativ	66	5	5	5	0	9	26
(+)	-	-	-	-	-	-	-
+	1	0	0	0	0	0	0
++	-	-	-	-	-	-	-
+++	8	1	1	0	0	2	5

<sup>1</sup> Drüsenmagenschleimhaut

Von den 116 *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Sperlingsvögeln hatten 26 eine gerötete Darmschleimhaut, dunkler Darminhalt war bei neun Tieren zu finden. Je fünf der Vögel dieser Gruppe hatten Petechien / Rötungen und Verdickungen der Drüsenmagenwand. Eine vermehrte Schleimbildung im Drüsenmagen war ebenfalls bei fünf *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Vögeln zu beobachten.

Makroskopisch sichtbare Veränderungen der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Passeriformes waren nur bei den hochgradig infizierten Tieren zu sehen und auch nur eines dieser Tiere hatte eine vermehrte Schleimbildung im Drüsenmagen. Erosionen oder Ulzera konnten bei keinem Tier beobachtet werden.

**Tabelle 20: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Anseriformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei <b>Anseriformes</b>						
	o.b.B.	vermehrt Schleim im DM	Rötungen oder Petechien der DM-SH <sup>1</sup>	DM-wand verdickt und / oder dilat.	Erosionen und / oder Ulzera im DM	Dunkler Darminhalt	Darm-SH gerötet oder rau
negativ	39	0	1	1	0	2	10
(+)	3	0	0	0	0	0	0
+	0	0	0	0	0	0	1
++	1	0	0	0	0	0	0
+++	-	-	-	-	-	-	-

<sup>1</sup> Drüsenmagenschleimhaut

In der Ordnung Anseriformes waren die meisten *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Tiere entweder makroskopisch unauffällig oder aber sie wiesen lediglich eine gerötete Schleimhaut auf.

Von den infizierten Tieren hatte nur eines Rötungen im Bereich des Drüsenmagens und ein weiteres eine zum Teil gerötete Schleimhaut.

**Tabelle 21: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei Columbiformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm bei <b>Columbiformes</b>						
	o.b.B.	vermehrt Schleim im DM	Rötungen oder Petechien der DM-SH <sup>1</sup>	DM-wand verdickt und / oder dilat.	Erosionen und / oder Ulzera im DM	Dunkler Darminhalt	Darm-SH gerötet oder rau
negativ	66	1	5	0	0	2	24
(+)	1	0	0	0	0	0	0
+	1	0	0	0	0	0	0
++	-	-	-	-	-	-	-
+++	-	-	-	-	-	-	-

<sup>1</sup> Drüsenmagenschleimhaut

Von den 95 *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Tauben hatten 24 eine gerötete Schleimhaut, zwei Tauben hatten einen auffallend dunklen Darminhalt, fünf Tauben hatten Rötungen bzw. Petechien auf der Drüsenmagenschleimhaut und ein Tier wies eine vermehrte Schleimbildung des Drüsenmagens auf.

Die beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben hatten einen makroskopisch unauffälligen Drüsenmagen.

Betrachtet man die Ordnungen gesondert, ist kaum ein signifikanter Zusammenhang von Befallsgrad und makroskopischem Merkmal zu beobachten. Lediglich in den Ordnungen Galliformes und Psittaciformes ist zu beobachten, dass Rötungen oder Petechien des Drüsenmagens mit einem erhöhten Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* einhergeht. Ordnungsübergreifend betrachtet hingegen fällt auf, dass vermehrt Schleim, Rötungen bzw. Petechien der Drüsenmagenschleimhaut, Dilatationen bzw. Verdickungen der Drüsenmagenwand und ein dunkler Darminhalt einhergehen mit einem erhöhten Befallsgrad. Dieser Zusammenhang ist signifikant (p-Wert  $\leq 0,05$ ).

**Tabelle 22: Makroskopische Befunde am Drüsenmagen und Darm der Vögel der übrigen untersuchten Ordnungen ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Makroskopische Befunde am Drüsenmagen der übrigen Ordnungen						
	o.b.B.	vermehrt Schleim im DM	Rötungen oder Petechien der DM-SH <sup>1</sup>	DM-wand verdickt und / oder dilatiert	Erosionen und / oder Ulzera im DM	Dunkler Darminhalt	Darm-SH gerötet oder rau
Accipitriformes	13	0	0	0	0	0	0
Falconiformes	11	0	1	0	0	1	1
Strigiformes	6	0	0	0	0	0	1
Piciformes	5	0	0	1	0	1	0
Alciformes	0	0	0	0	1	0	1
Apodiformes	2	0	0	0	0	0	0
Gruiformes	1	0	0	0	0	0	1
Ciconiiformes	1	0	0	0	0	0	0
Pelecaniformes	1	0	0	0	0	0	0
Podicipediformes	0	0	1	0	0	0	0
Cuculiformes	1	0	0	0	0	0	0

<sup>1</sup> Drüsenmagenschleimhaut

Diese Tabelle 22 zeigt die makroskopischen Befunde an den Drüsenmägen der Vögel der übrigen Ordnungen, die allesamt frei von nachweisbarem *Macrorhabdus ornithogaster* waren.

Rötungen bzw. Petechien waren nur bei einem Falken und einem Haubentaucher zu finden, ein Specht hatte eine verdickte Drüsenmagenwand, ein Hornlund (*Fratercula corniculata* Naumann, 1821) hatte Erosionen in der Drüsenmagenschleimhaut, ein Falke und ein Specht wiesen auffallend dunklen Darminhalt auf. Eine gerötete Schleimhaut konnte bei einem Falken, einer Eule, einem Hornlund und einem Kronenkranich festgestellt werden.

#### 4.4.4 Weitere Befunde bei Vögeln mit und ohne *Macrorhabdus ornithogaster*-Nachweis

Gesondert nach Vogelordnungen, wurden die weiteren Erkrankungen der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel betrachtet.

##### 4.4.4.1 Weitere Befunde bei Galliformes

Von den 21 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln dieser Ordnung konnte nur bei einer Rassehenne keine weitere Erkrankung festgestellt werden. Diese Rassehenne wies zwar nur einen sehr geringgradigen Befall mit *Macrorhabdus ornithogaster* auf, die makroskopischen Veränderungen am Drüsenmagen sprechen aber dennoch für eine Macrorhabdiose.

**Tabelle 23: Weitere Befunde der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel der Ordnung Galliformes.**

Betroffene Galliformes	Weitere Erkrankung	Zahl der Tiere mit zusätzlichem Befall mit Endoparasiten
1 Huhn	Myokarditis	0
2 Hühner	Mareksche Krankheit	2
1 Huhn	Histomonadose	1
1 Huhn	Gicht	1
1 Pute, 2 Hühner	Osteomalazie	2 Hühner
1 Huhn	Osteomalazie, Infektion mit <i>E. coli</i>	0
1 Pute, 4 Hühner	bakterielle Infektion	4 Hühner
2 Hühner	Nachweis von Antikörpern gegen Mykoplasmen	1
1 Huhn	Nachweis von Antikörpern gegen IBV	1
3 Hühner	Endoparasitosen	0

Bei einem Huhn wurde eine Myokarditis diagnostiziert, Marek'sche Krankheit konnte bei zwei Hühnern festgestellt werden, diese waren ebenfalls von Darmparasiten befallen. Ein Befall mit *Histomonas meleagridis* konnte bei einem Huhn diagnostiziert werden, dieses Tier war außerdem von Endoparasiten befallen. Eine weiteres Huhn hatte eine massiv ausgeprägte Gicht und ebenfalls Endoparasiten. Rachitische Veränderungen wurden bei drei Hühnern und einer Pute beobachtet, zwei Hühner waren außerdem von Darmparasiten befallen, ein weiteres

Huhn war außerdem massiv mit *E. coli* Bakterien infiziert. Eine bakterielle Infektion konnte bei fünf Tieren diagnostiziert werden, auch hier waren die betroffenen Hühner zusätzlich mit Endoparasiten infiziert. Ein serologischer Nachweis von Antikörpern gegen das Virus der infektiösen Bronchitis gelang bei drei Tieren, zwei davon zeigten zusätzlich einen Parasitenbefall. Eine Darmparasitose konnte bei drei Hühnern nachgewiesen werden.

**4.4.4.2 Weitere Befunde bei Psittaciformes**

Bei sechs Wellensittichen, zwei Nymphensittichen, drei Agaporniden, einem Pennantsittich, einem Schönsittich, einem Bourkesittich und einem Glanzsittich konnten außer *Macrorhabdus ornithogaster* kein weiterer pathologischer Befund erhoben werden. Lediglich bei einem der sechs Wellensittiche waren *Escherichia coli*-Bakterien kulturell nachzuweisen. Dieses Ergebnis ist jedoch mit hoher Wahrscheinlichkeit durch postmortale Besiedlung bedingt.

**Tabelle 24a: Weitere Befunde der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel der Ordnung Psittaciformes.**

<b>Betroffene Psittaziden</b>	<b>Weitere Erkrankungen</b>
3 Wellensittiche	Trichomonose
1 Wellensittich	Leukozytozoonose
1 Barrabandsittich, 1 Königssittich	Gicht
3 Wellensittiche, 1 Nymphensittich, 1 Amazone	Pilzinfektionen / Aspergillose
2 Wellensittiche	bakterielle Infektionen

Drei Wellensittiche hatten neben der Infektion mit *Macrorhabdus ornithogaster* einen Befall mit Trichomonaden, bei einem weiteren Tier konnte histologisch *Leukozytozoon* sp. nachgewiesen werden. Ein Barrabandsittich und ein Königssittich wiesen makroskopische Veränderungen auf, die zur Diagnose Gicht führten. Bei 5 Tieren konnten Mykosen festgestellt werden. Hierbei handelte es sich entweder um Aspergillosen oder um Hefepilzmykosen. Bakterielle Infektionen konnten bei zwei Wellensittichen diagnostiziert werden.

**4.4.4.2.1 Verteilung der Körpergewichte der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Wellensittiche**

Die folgende Tabelle 24a zeigt die Körpergewichte aller untersuchten Wellensittiche aus dem angegebenen Untersuchungszeitraum. Bei acht Tieren liegen keine Daten hinsichtlich des Körpergewichts vor.

Zu beachten ist, dass keinerlei Unterschiede hinsichtlich des Alters oder der Wellensittichart gemacht wurden. Die Tabelle 24 b beinhaltet sowohl die generell etwas größeren und schwereren Schauwellensittiche als auch die kleineren und leichteren Standardwellensittiche.

**Tabelle 24b: Körpergewichte und Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* der untersuchten Wellensittiche.**

Befallsgrad	Körpergewicht in Gramm	Befallsgrad	Körpergewicht in Gramm
-	-	-	27,3
-	-	-	48,3
-	-	-	8,5
-	-	-	28,1
-	-	-	34,8
-	-	-	56,1
-	-	-	35,0
-	-	-	50,7
-	28,0	-	45,8
-	40,0	-	39,0
-	37,3	-	33,5
-	30,5	-	29,4
-	28,9	-	27,3
-	30,6	-	40,9
-	46,0	-	48,3
-	36,3	(+)	35,4
-	42,0	+	39,4
-	44,7	+	25,5
-	56,2	++	29,5
-	38,4	++	44,2
-	46,3	++	44,9
-	39,3	++	24,1
-	26,8	++	39,4
-	40,6	++	29,5
-	46,1	++	23,7
-	27,0	++	33,5
-	47,6	++	32,7
-	41,5	+++	35,2
-	48,3	+++	34,9
-	40,9	+++	29,1

Im Mittel haben die nicht infizierten Wellensittiche ein Körpergewicht von 38,3 Gramm, die mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierten Wellensittiche ein Körpergewicht von 33,4 Gramm.

**4.4.4.3 Weitere Befunde bei Passeriformes**

Bei sechs Kanarienvögeln, dem Berggimpel, dem Erlenzeisig und einem Grünfink konnten neben *Macrorhabdus ornithogaster* keine weiteren Erreger festgestellt werden.

**Tabelle 25a: Weitere Befunde der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel der Ordnung Passeriformes.**

<b>Betroffene Passeriformes</b>	<b>Weitere Erkrankungen</b>
2 Kanarienvögel	Kokzidiose
2 Kanarienvögel	Abszess
1 Stieglitz	Mykose
1 Grünfink	bakterielle Infektion

Bei zwei Kanarienvögeln konnten neben *Macrorhabdus ornithogaster* auch noch Kokzidien nachgewiesen werden. Zwei weitere Kanarienvögel wiesen multiple Abszesse im Bereich der Ständer auf. Eine Pilzinfektion konnte nur bei dem Stieglitz festgestellt werden, eine bakterielle Infektion bei einem der beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Grünfinken.

**4.4.4.3.1 Verteilung der Körpergewichte der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven und -negativen Kanarienvögel**

Die folgende Tabelle 25b zeigt die Körpergewichte aller untersuchten Kanarienvögel aus dem angegebenen Untersuchungszeitraum. Bei zehn Tieren liegen keine Daten hinsichtlich des Körpergewichts vor.

Zu beachten ist, dass keinerlei Unterschiede hinsichtlich des Alters oder der Kanarienvogelart gemacht wurden. Die Tabelle 25b beinhaltet sowohl die generell etwas größeren und schwereren Gesangskanarienvögel als auch die kleineren und leichteren Positurkanarienvögel bzw. Gibberkanarienvögel.

**Tabelle 25b: Körpergewichte und Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* der untersuchten Kanarienvögel.**

Befallsgrad	Körpergewicht in Gramm	Befallsgrad	Körpergewicht in Gramm
-	-	-	19,2
-	-	-	22,0
-	-	-	19,8
-	-	-	17,2
-	-	-	19,3
-	-	-	21,8
-	-	-	20,7
-	-	-	15,2
-	-	-	14,3
-	-	-	16,3
-	23,3	-	18,8
-	30,4	-	23,2
-	25,9	-	30,4
-	20,4	-	25,9
-	5,2	-	26,6
-	5,2	+	13,8
-	21,9	+++	18,1
-	19,6	+++	12,1
-	14,7	+++	16,3
-	17,7	+++	14,9
-	19,3	+++	18,7
-	15,8	+++	16,9
-	13,4	+++	12,8
-	21,2	+++	15,5
-	23,3	+++	17,9

Im Mittel haben die nicht infizierten Kanarienvögel ein Körpergewicht von 19,6 Gramm, die mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierten Kanarienvögel ein Körpergewicht von 15,7 Gramm.

#### 4.4.4.4 Weitere Befunde bei Anseriformes

Zwei der fünf *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Enten litten außerdem unter einer Hefepilzinfektion, die drei anderen Enten wiesen einen Befall mit Endoparasiten auf.

#### 4.4.4.5 Weitere Befunde bei Columbiformes

Eine der beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-infizierten Tauben wies keine weitere Erkrankung auf, die andere Taube war hochgradig mit Trichomonaden befallen.

#### 4.5 Histologische Befunde

Ziele der histologischen Untersuchungen sind (i) die Verifizierung des bereits erfolgten mikroskopischen Nachweises von *Macrorhabdus ornithogaster* in nach Giemsa gefärbten Abklatschpräparaten von der Schleimhaut des Drüsenmagens durch die histologische Untersuchung, (ii) Feststellung der genauen Lokalisation von *Macrorhabdus ornithogaster* auf bzw. in der Schleimhaut des Drüsenmagens, (iii) Auffinden von ggf. vorhandenen Alterationen in den tieferen Gewebsschichten des Drüsenmagens sowie (iv) Nachweis von weiteren Erregern im Bereich des Drüsenmagens. Nur in einem Fall konnte Leukozytozoon nachgewiesen werden (bei einem Wellensittich), ansonsten fand kein weiterer histologischer Erregernachweis statt.

Außer der Probe des Drüsenmagens wurden noch Gewebeproben von sieben weiteren Organen entnommen: Rachenschleimhaut, Kropfschleimhaut, Koilinschicht des Muskelmagens, beide Caecaltonsillen, Bursa Fabricii und Kloake. Diese wurden nur histologisch untersucht, wenn sie im Abklatschpräparat *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv waren. Lag kein sonstiger Grund vor, gilt dies ebenfalls für die Probe des Drüsenmagens.

Sämtliche Proben wurden nach Paraffin-Einbettung einer Färbung mit Hämatoxylin-Eosin und Perjod-Schiff-Reagenz unterzogen.

#### 4.5.1 Histologische Befunde am Drüsenmagen

**Tabelle 26: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Galliformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad der Befunde	Histologischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Galliformes		
	Ja	Nein	o.b.B.	Entzündungs-Zellen	Ulzera / Nekrosen
negativ*	-	-	0	6	1
(+)	0	6	4	2	0
+	0	3	3	0	0
++	3	8	6	4	0
+++	0	0	0	0	0

\*außerdem einmal Tumornachweis in einem Fall

In der Ordnung der Hühnervögel wurde von sieben *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Tieren eine histologische Untersuchung des Drüsenmagens durchgeführt. Bei sechs Tieren konnten Entzündungszellen nachgewiesen werden, bei einem Tier Nekrosen und in einem Fall konnte außerdem eine tumoröse Erkrankung diagnostiziert werden.

Bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tieren gelang nur bei drei mittelgradig infizierten Tieren ein histologischer Erregernachweis, alle anderen Drüsenmägen der positiven Tiere wurden histologisch als *Macrorhabdus ornithogaster*-frei eingestuft. Entzündungszellen konnten bei zwei sehr geringgradig und vier mittelgradig infizierten Tieren festgestellt werden, Nekrosen oder Ulzera wurden in keinem Fall diagnostiziert.

**Tabelle 27: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes mit / ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Histologischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung <b>Psittaciformes</b>		
	ja	nein	o.b.B.	Entzündungszellen	Ulzera / Nekrosen
negativ*	-	-	8	0	0
(+)	0	3	2	1	0
+	0	2	1	0	0
++	2	10	11	1	0
+++	1	6	4	2	1

\*außerdem in einem Fall Mukosaverkalkung, in einem Fall Hyperämie und in drei Fällen Autolyse

In der Ordnung der Papageienvögel wurden die Drüsenmägen von 13 *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Tieren untersucht. Acht Psittaziden waren histologisch ohne besonderen Befund, bei einem Tier konnte eine Verkalkung der Mukosa festgestellt werden, in einem Fall wurde eine Hyperämie diagnostiziert und in drei Fällen war auf Grund von fortgeschrittener Autolyse keine Bewertung mehr möglich.

Bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tieren wurde bei einem hochgradig und bei zwei mittelgradig infizierten Tieren der Erregernachweis histologisch bestätigt, die übrigen 21 positiven Vögel dieser Ordnung wurden aus histologischer Sicht als erregerefrei eingestuft. Insgesamt konnten bei vier Tieren vermehrt Entzündungszellen festgestellt werden und bei einem hochgradig infizierten Tier konnten Ulzera festgestellt werden.

**Tabellen 28: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Passeriformes mit / ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Histologischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung <b>Passeriformes</b>		
	ja	nein	o.b.B.	Entzündungszellen	Ulzera / Nekrosen
negativ	-	-	1	0	0
(+)	-	-	-	-	-
+	0	1	0	1	0
++	-	-	-	-	-
+++	2	9	6	5	0

Nur ein Drüsenmagen eines *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Sperlingsvogels wurde histologisch untersucht, dieser stellte sich unauffällig dar. Bei zwei hochgradig infizierten Sperlingsvögeln gelang ein histologischer Erregernachweis, bei den übrigen zehn, im Abklatschpräparat ebenfalls als positiv erkannten Tiere, konnte histologisch kein Erregernachweis erfolgen.

Das geringgradig infizierte Tier dieser Ordnung wies außerdem vermehrt Entzündungszellen auf, bei den hochgradig infizierten Tieren war dies bei fünfem der Fall.

**Tabelle 29: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Anseriformes mit und ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Histologischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung <b>Anseriformes</b>		
	ja	nein	o.b.B.	Entzündungszellen	Ulzera / Nekrosen
Negativ	-	-	1	0	0
(+)	0	3	2	1	0
+	0	1	0	1	0
++	0	1	1	0	0
+++	-	-	-	-	-

In der Ordnung der Enten und Gänse wurde ebenfalls nur bei einem *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Tier eine histologische Untersuchung des Drüsenmagens durchgeführt, diese ergab keinen besonderen Befund.

Vermehrt Entzündungszellen konnten nur bei einem sehr geringgradig und bei einem geringgradig infiziertem Tier festgestellt werden.

**Tabelle 30: Histologische Befunde am Drüsenmagen bei Vögeln der Ordnung Columbiformes mit / ohne Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*.**

Grad des Befalls	Histologischer Nachweis von <i>Macrorhabdus ornithogaster</i>		Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Columbiformes		
	ja	nein	o.b.B.	Entzündungszellen	Ulzera / Nekrosen
negativ*	-	-	0	0	0
(+)	0	1	1	0	0
+	0	1	0	1**	1**
++	-	-	-	-	-
+++	-	-	-	-	-

\* außerdem in einem Fall Nachweis einer Hyperämie

\*\* im Muskelmagen

In der Ordnung der Taubenvögel wurde auch wieder nur ein Drüsenmagen eines *Macrorhabdus ornithogaster*-freien Tieres untersucht, zu sehen war eine Hyperämie.

Bei den beiden infizierten Tauben war kein histologischer Erregernachweis zu verzeichnen, bei einem Tier konnte auch sonst kein besonderer histologischer Befund erhoben werden, bei dem anderen Tier konnten vermehrt Entzündungszellen und Nekrosen festgestellt werden, diese betrafen jedoch beide den Muskelmagen, der Drüsenmagen stellte sich unauffällig da.

Bei den Tieren aus den übrigen Ordnungen fand keine histologische Untersuchung des Drüsenmagens statt.

Weder ordnungsübergreifend noch gesondert nach Ordnungen konnte ein signifikant höherer Befallsgrad von *Macrorhabdus ornithogaster* gefunden werden, wenn histologisch Entzündungszellen, Ulzera oder Nekrosen nachgewiesen wurden.

#### 4.5.2 Histologische Befunde an weiteren Organen von *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln

Neben den histologischen Befunden am Drüsenmagen (siehe 4.5.1) wurden von manchen Tieren noch histologische Untersuchungen von anderen Organen und / oder Geweben durchgeführt. Diese Untersuchungen wurden eingeleitet, wenn die betreffenden Gewebe makroskopisch verändert waren oder wenn in diesen Proben (Rachenschleimhaut, Kropfschleimhaut, Muskelmagenschleimhaut, Darm aus dem Caecaltonsillenbereich, Kloakenschleimhaut) *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden konnte.

##### 4.5.2.1 Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Galliformes

Bei acht von den 21 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln dieser Ordnung wurden neben dem Drüsenmagen noch andere Gewebeproben histologisch untersucht, bei 13 Tieren erfolgte keine weitere histologische Untersuchung.

**Tabelle 31: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Galliformes.**

Organ	Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Galliformes		
	o.b.B.	Entzündungszellen	<i>Histomonas</i> sp.
Muskelmagen	3	1	0
Kropf	3	0	0
Kloake	1	0	0
Rachen	1	0	0
Darm	1	3	1
Leber	0	1	1
Herz	0	1	0
Nervengewebe	1	1	0

Bei vier Tieren wurde die Muskelmagenschleimhaut histologisch untersucht, bei dreien davon waren die Befunde unauffällig, nur bei einem Tier konnten Entzündungszellen nachgewiesen werden. Die drei untersuchten Stücke der Kropfschleimhaut wiesen alle keinen besonderen Befund auf, ebenso das Stück Kloakenschleimhaut und das Stück Rachenschleimhaut.

In drei untersuchten Darmschleimhautproben konnten histologisch Entzündungszellen nachgewiesen werden, eine Probe war ohne besonderen Befund. Außerdem konnte in einem Fall *Histomonas meleagridis* histologisch nachgewiesen werden, ebenso in einer histologisch untersuchten Leberprobe.

#### 4.5.2.2 Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes

Von 16 Vögeln der 28 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere aus der Ordnung Psittaciformes wurden weitere Organe histologisch untersucht, von den übrigen zwölf Tieren wurden keine weiteren Proben für eine histologische Untersuchung entnommen.

**Tabelle 32: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Psittaciformes.**

Organ	o.b.B.	Entzündungszellen	Ulzera	Nekrosen	Tumor	Verfettungen	Leukozyto-zoon
Muskelmagen	8	2	0	1	0	0	1
Kropf	2	1	1	0	0	0	0
Kloake	4	1	0	0	0	0	0
Rachen	1	0	0	0	0	0	0
Darm	0	1	0	0	0	0	0
Leber	0	2	0	1	1	1	0
Lunge	0	2	0	0	0	0	0
Milz	1	0	0	0	0	0	0

Entzündungszellen konnten in der Muskelmagenschleimhaut von zwei Vögeln festgestellt werden, bei einem Tier waren sogar Nekrosen nachweisbar. Außerdem konnte histologisch im Muskelmagen eines Wellensittichs *Leukozytozoon* sp. nachgewiesen werden. Bei acht Tieren war diese Probe ohne besonderen Befund. In der Kropfschleimhaut eines Tieres konnten Entzündungszellen nachgewiesen werden, in einer Probe waren ulzerative Veränderungen zu sehen. In einer Probe des Darmes konnten ebenfalls Entzündungszellen entdeckt werden.

#### 4.5.2.3 Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Passeriformes

Von zehn der 15 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tieren dieser Ordnung wurden neben dem Drüsenmagen noch weitere Proben histologisch untersucht, von fünf Tieren erfolgte keine weitere histologische Untersuchung.

**Tabelle 33: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Passeriformes.**

Organ	Weitere histologische Befunde			
	o.b.B.	Entzündungs- zellen	Keratose / Sklerose	<i>Macrorhabdus ornithogaster</i>
Muskelmagen	4	2	0	1
Kropf	2	0	0	0
Kloake	1	0	0	0
Darm	0	1	0	0
Konjunktiven	0	0	1	0
Umfangsvermehrung	0	1	0	0

Auf einer Schleimhautprobe vom Muskelmagen konnte histologisch *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden. In zwei weiteren Proben waren Entzündungszellen nachweisbar, vier Schleimhautproben vom Muskelmagen waren histologisch ohne besonderen Befund.

Die Proben von Kropf und Kloake waren histologisch ohne besonderen Befund, lediglich in einer Probe des Darms und in einer Umfangsvermehrung konnten noch Entzündungszellen nachgewiesen werden.

#### 4.5.2.4 Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Anseriformes

Die vier aus einem Bestand stammenden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Warzenenten wurden nicht weiter histologisch untersucht, lediglich der Muskelmagen der einzelnen *Macrorhabdus ornithogaster*-positive Ente wurde untersucht, hier konnten Entzündungszellen nachgewiesen werden.

#### 4.5.2.5 Histologische Befunde bei Vögeln der Ordnung Columbiformes

Von beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben wurden noch weitere Proben histologisch untersucht. Diese sind in Tabelle 34 aufgeführt.

**Tabelle 34: Weitere histologische Befunde der untersuchten Organe der Vögel der Ordnung Anseriformes.**

Organ	o.b.B.	Entzündungszellen
Muskelmagen	2	0
Kropf	1	1
Kloake	1	0
Rachen	1	0
Darm	0	1

Die Proben der Muskelmägen waren unauffällig, Entzündungszellen waren im Kropf der Taube mit dem hochgradigen Trichomonadenbefall nachzuweisen und im Darm einer der beiden Tauben. Die eine untersuchte Rachenschleimhautprobe und die eine untersuchte Kloakenschleimhautprobe waren beide histologisch ohne besonderen Befund.

#### 4.6 Bakteriologische Befunde der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel

In den meisten Fällen wurden von jedem Vogel Herz, Leber, Milz und Nieren bakteriologisch untersucht. Bestand ein Verdacht oder waren makroskopische Veränderungen zu sehen, die auf ein Vorliegen einer bakteriellen Infektion hindeuten könnten, wurden noch weitere Organproben bakteriologisch untersucht. Es ist zu berücksichtigen, dass es sich bei den nachgewiesenen Keimen nicht immer um pathogenetisch bedeutsame Bakterien handelt. Lag der Todeszeitpunkt bereits längere Zeit zurück, spiegelt das Ergebnis der bakteriologischen Untersuchung auch Fäulniskeime und Kontaminanten aus der Umwelt wider. Auch ist nicht in jedem Fall auszuschließen, dass einige Proben während der Untersuchung sekundär kontaminiert wurde.

Bei manchen mit *Macrorhabdus ornithogaster* infizierten Vögeln wurde keine bakteriologische Untersuchung durchgeführt. Gründe hierfür waren entweder, dass der Besitzer dies ausdrücklich nicht wünschte oder dass der Zustand des Tierkörpers diese Untersuchung als nicht mehr sinnvoll erscheinen ließ.

**Tabelle 35: Bakteriologische Befunde bei *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln.**

Bakteriologische Befunde	Häufigkeit der bakteriologischen Befunde je Vogelordnung				
	Gallif.	Psittacif.	Passerif.	Anserif.	Columbif.
Nicht untersucht	0	4	0	0	2
Steril	9	10	6	1	-
Unspez. Keimgehalt	2	1	0	0	-
<i>Salmonella</i> sp.	0	1	0	0	-
<i>Klebsiella</i> sp.	0	1	1	0	-
<i>E. coli</i>	5	3	2	2	-
<i>Lactobacillus</i> sp.	1	3	2	0	-
<i>Staphylococcus</i> sp.	5	5	6	4	-
<i>Enterococcus</i> sp.	1	1	1	0	-
<i>Proteus</i> sp.	3	0	0	0	-
<i>Bacillus</i> sp.	1	6	6	0	-
<i>Streptococcus</i> sp.	1	0	0	0	-
<i>Clostridium</i> sp.	1	0	0	0	-

Bei den Tieren der Ordnung Galliformes konnte in neun Fällen keinerlei Keimbesiedelung in den beprobten Organen nachgewiesen werden. Zwei Vögel wiesen einen unspezifischen Keimgehalt auf. Bei den fünf Fällen, in denen *Escherichia coli* nachgewiesen werden konnte, handelte es sich um eine durch diesen Erreger verursachte fibrinöse Polyserositis. Bei einem Tier konnten Clostridien aus einer Probe des Darmes angezüchtet werden.

Aus der Ordnung der Papageienvögel wurden vier Tiere nicht bakteriologisch untersucht. Zehn weitere Tiere wiesen überhaupt keine Keimbesiedelung auf. In einem Fall konnte eine hochgradige Besiedelung durch Enterokokken diagnostiziert werden, in drei weiteren konnte *Escherichia coli* nachgewiesen werden. Die übrigen nachgewiesenen Bakterien dieser Vogelordnung sind weitestgehend unspezifisch.

In der Ordnung der Sperlingsvögel konnte ebenfalls in einem Fall eine massive Besiedelung mit Enterokokken festgestellt werden. Außerdem wurden in einem Fall Klebsiellen angezüchtet.

Bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Enten konnte in zwei Fällen *Escherichia coli* nachgewiesen werden, bei einer Ente konnte keinerlei Keimbesiedelung nachgewiesen werden.

Die beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben sind beide aus bakteriologischer Hinsicht steril.

#### 4.7 Parasitologische Befunde der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel

Für die parasitologische Untersuchung und Beurteilung wurde zum einen der makroskopische Befund während der Sektion, zum anderen die mikroskopische Untersuchung von Geschabseln der Darmschleimhaut herangezogen. Zur Diagnose der Trichomonaden wurden bei Verdacht Rachtupfer genommen und diese mikroskopisch untersucht.

**Tabelle 36: Vergleichende Darstellung der Nachweise von Parasiten bei *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln.**

Nachgewiesene Parasiten	Parasiten bei				
	Gallif. n = 21	Psittacif. n = 28	Passerif. n = 15	Anserif. n = 5	Columbif. n = 2
Nicht untersucht	1	5	0	0	1
Ohne Parasiten	5	21	9	2	0
Vogelmilben	1	1	2	0	0
Federlinge	2	0	2	0	1
<i>Trichomonas</i> sp.	0	1	0	0	1
Kokzidien	10	0	3	2	0
<i>Askaridia</i> sp.	4	0	0	0	0
<i>Capillaria</i> sp.	3	0	0	0	0
<i>Heterakis</i> sp.	9	0	0	0	0
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0	0	0	2	0
Cestoda	2	0	1	0	0

Bei einer Legehennen wurde keine mikroskopische parasitologische Untersuchung durchgeführt, fünf weitere Tiere aus der Ordnung der Hühnervögel waren von keinen Parasiten befallen. Kokzidien konnten bei zehn Tieren diagnostiziert werden, Spulwürmer bei vier Tieren. Weiterhin konnte sehr oft *Heterakis* nachgewiesen werden, Haarwürmer waren dagegen nur in drei Fällen zu finden gewesen. Zwei Tiere zeigten einen Bandwurmbefall, Ektoparasiten konnten dreimal nachgewiesen werden.

Von den 28 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Papageienvögeln waren die allermeisten parasitologisch negativ, Darmparasiten konnten bei keinem einzigen Vogel dieser Ordnung

festgestellt werden. Lediglich bei einem Tier konnten Milben im Gefieder, bei einem weiteren Trichomonaden im Rachen diagnostiziert werden. Bei fünf Tieren fand keine parasitologische Untersuchung statt.

Alle 15 *Macrorhabdus ornithogaster*-positive Sperlingsvögel wurden auf das Vorhandensein von Parasiten untersucht, neun Tiere waren negativ. Kokzidien konnten bei drei Vögeln nachgewiesen werden, Bandwürmer bei einem Stieglitz. Ektoparasiten wurden insgesamt viermal diagnostiziert.

Zwei der fünf *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln der Ordnung Anseriformes waren frei von Parasiten. Bei einer Flugente konnten Kokzidien, bei einer anderen Flugente Trichostrongyliden und bei der letzten Ente sowohl Kokzidien als auch Trichostrongyliden diagnostiziert werden.

Eine der beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben wurde nicht parasitologisch untersucht, die andere war hochgradig im Rachen von Trichomonaden befallen und zeigte einen hochgradigen Befall des Gefieders mit Federlingen.

## **4.8 Ergebnisse der Anzuchtversuche**

### **4.8.1 Kultivierungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster* auf festen Nährmedien**

Sowohl auf der Blutagarplatte, als auch der MRS-Agarplatte, der Pilzplatte nach Kimmig und der Pilzplatte nach Kimmig mit Cycloheximid (Actidion) konnten diverse Keime angezüchtet werden. Soweit diese nicht makroskopisch ausdifferenziert werden konnten, wurden Präparate angefertigt, die nach Giemsa gefärbt wurden. Eine Vermehrung oder eine Koloniebildung von *Macrorhabdus ornithogaster* konnte auf keinem Medium weder bei 37 °C und unter aeroben Bedingungen noch bei 35 °C und 5 % CO<sub>2</sub> beobachtet werden.

### **4.8.2 Kultivierungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster* in flüssigen Nährmedien**

Hier soll auf das Verhalten von *Macrorhabdus ornithogaster* in den verschiedenen Kulturmedien eingegangen werden. In den regelmäßig angefertigten Abklatschpräparaten konnte *Macrorhabdus ornithogaster* in absteigender Menge nachgewiesen werden. Die Zeiträume, in denen der Erreger feststellbar war, sind stellenweise sehr groß. Eine

Vermehrung der im Abklatschpräparat dargestellten Erreger konnte jedoch nicht beobachtet werden.

Die Proben der ersten als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv erkannten acht Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 1 (PBS und 100 µg/ml Enrofloxacin) bei 37 °C unter aeroben Bedingungen inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 37: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster* inkubiert in Medium 1 (PBS und 100 µg/ml Enrofloxacin).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Wellensittich, +++ infiziert	27 Wochen
Huhn, + infiziert	20 Wochen
Pute, + infiziert	11 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	27 Wochen
Wellensittich, + infiziert	17 Wochen
Taube, + infiziert	1 Woche
Huhn, + infiziert	10 Wochen
Amazone, (+) infiziert	9 Wochen

In zwei Proben, beide von einem Wellensittich stammend, konnte *Macrorhabdus ornithogaster* 27 Wochen im Abklatschpräparat nachgewiesen werden. Im Anzuchtversuch des Erregers eines Huhnes konnte *Macrorhabdus ornithogaster* 20 Wochen lang festgestellt werden.

Die Drüsenmagenabschnitte der folgenden acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 2 (0,9 %iger NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin) bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 38: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 2 (0,9 %iger NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Huhn, (+) infiziert	3 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	25 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	23 Wochen
Königssittich, + infiziert	12 Wochen
Barrabandsittich, (+) infiziert	11 Wochen
Ente, + infiziert	0 Tage
Huhn, ++ infiziert	7 Wochen
Bourkesittich, +++ infiziert	14 Wochen

*Macrorhabdus ornithogaster* der beiden hochgradig infizierten Kanarienvögel konnten am längsten nachgewiesen werden, die Erreger der Flugente waren schon nach 24 Stunden Bebrütungszeit nicht mehr auffindbar.

Die Drüsenmagenabschnitte der nächsten acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 3 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin, angesäuert mittels Salzsäure auf einen pH von 4,4) bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 39: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 3 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung und 100 µg/ml Enrofloxacin, angesäuert mittels Salzsäure auf einen pH von 4,4).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Kanarienvogel, +++ infiziert	9 Wochen
Schönsittich, (+) infiziert	4 Tage
Kanarienvogel, +++ infiziert	10 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	5 Wochen
Berggimpel, +++ infiziert	5 Wochen
Flugente, (+) infiziert	1 Tag
Flugente, (+) infiziert	2 Wochen
Flugente, (+) infiziert	1 Woche

In den Anzuchtversuchen von *Macrorhabdus ornithogaster* von zwei Kanarienvögeln war der Erreger neun beziehungsweise zehn Wochen lang feststellbar, in den übrigen Proben erheblich kürzer.

Die Drüsenmagenabschnitte der weiteren acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 4 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung, Glucose und 100 µg/ml Enrofloxacin, angesäuert mittels Salzsäure auf einen pH von 4,4) bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 40: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 4 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung, Glucose und 100 µg/ml Enrofloxacin, angesäuert mittels Salzsäure auf einen pH von 4,4).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Flugente, ++ infiziert	5 Wochen
Huhn, ++ infiziert	6 Wochen
Huhn, ++infiziert	3 Wochen
Huhn, ++infiziert	6 Wochen
Kanarienvogel, +++infiziert	6 Wochen
Taube, (+) infiziert	1 Woche
Huhn, ++ infiziert	4 Wochen
Huhn, (+) infiziert	4 Tage

In diesem ebenfalls angesäuerten Medium waren die Erreger in keiner Probe länger als sechs Wochen nachweisbar.

Die Drüsenmagenabschnitte der weiteren acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 5 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung, Glucose, Laktulose und 100 µg/ml Enrofloxacin) bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 41: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 5 (FKS, 0,9 %ige NaCl-Lösung, Glucose, Laktulose und 100 µg/ml Enrofloxacin).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Wellensittich, (+) infiziert	2 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	18 Wochen
Huhn, (+) infiziert	8 Wochen
Pute, (+) infiziert	3 Wochen
Huhn, (+) infiziert	11 Wochen
Huhn, ++ infiziert	24 Wochen
Nymphensittich, ++ infiziert	15 Wochen
Glansittich, +++ infiziert	20 Wochen

*Macrorhabdus ornithogaster* eines Huhnes konnte 24 Wochen lang nachgewiesen werden, die Erreger eines Glansittichs konnten 20 Wochen lang im Medium festgestellt werden. Mit nur zwei Wochen Nachweiszeit, waren die Erreger eines sehr geringgradig infizierten Wellensittichs am schnellsten verschwunden.

Die Drüsenmagenabschnitte der folgenden acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden in kommerziell erhältlicher MRS-Boullion bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 42: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in MRS-Bouillon.**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Wellensittich, ++ infiziert	13 Wochen
Huhn, ++ infiziert	10 Wochen
Wellensittich, (+) infiziert	0 Tage
Huhn, ++ infiziert	17 Wochen
Agapornide, +++ infiziert	8 Wochen
Agapornide, ++ infiziert	4 Wochen
Huhn, ++ infiziert	21 Wochen
Huhn, ++ infiziert	19 Wochen

Mit 21 Wochen Nachweiszeitraum konnte *Macrorhabdus ornithogaster* aus einem mittelgradig infiziertem Huhn am längsten nachgewiesen werden. Die Erreger aus einem sehr geringgradig infiziertem Wellensittich waren schon nach 24 Stunden Inkubationszeit nicht mehr nachweisbar.

Die Drüsenmagenabschnitte der weiteren acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 6 (FKS und 100 µg/ml Enrofloxacin) bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 43: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 6 (FKS und 100 µg/ml Enrofloxacin).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Wellensittich, +++ infiziert	14 Wochen
Huhn, ++ infiziert	17 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	16 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	16 Wochen
Huhn, (+) infiziert	9 Wochen
Stieglitz, +++ infiziert	3 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	5 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	19 Wochen

Der längste Inkubationszeitraum von *Macrorhabdus ornithogaster* in diesem Medium betrug 19 Wochen. Es handelte sich um Erreger aus einem mittelgradig infiziertem Wellensittich.

Die Drüsenmagenabschnitte der weiteren acht *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 7 (Serum von SPF-Hühnern und 100 µg/ml Enrofloxacin) bei 35 °C aerob mit 5 % CO<sub>2</sub> inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 44: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 7 (Serum von SPF- Hühnern und 100 µg/ml Enrofloxacin).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Pennantsittich, +++ infiziert	23 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	16 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	4 Tage
Kanarienvogel, +++ infiziert	29 Wochen
Kanarienvogel, + infiziert	13 Wochen
Nymphensittich, ++ infiziert	5 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	21 Wochen
Grünfink, +++ infiziert	9 Wochen

Die Drüsenmagenabschnitte der letzten sieben *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel wurden im selbst hergestellten Medium 8 (Serum von SPF-Hühnern, Itraconazol und 100 µg/ml Enrofloxacin) aerob bei 42 °C inkubiert. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 45: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Medium 8 (Serum von SPF-Hühnern, Itraconazol und 100 µg/ml Enrofloxacin).**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Wellensittich, ++ infiziert	12 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	7 Wochen
Agapornide, +++ infiziert	16 Wochen
Grünfink, +++ infiziert	3 Wochen
Nymphensittich, ++ infiziert	1 Woche
Erlenzeisig, +++ infiziert	14 Wochen
Huhn, (+) infiziert	0 Tage

Die Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster* in diesem Medium reichen von 0 Tagen bis zu 16 Wochen.

#### **4.8.3 Kultivierungsversuche von *Macrorhabdus ornithogaster* in Drüsenmägen von Hühnerembryonen**

Hier wurde die PBS-Lösung, in welcher ein Teil des infizierten Drüsenmagens bei –80 °C aufbewahrt worden war, nach gründlichem Schütteln in die Drüsenmägen von Hühnerembryonen geimpft und diese wurden in BME-Medium inkubiert. Von diesen Drüsenmägen wurden nach 24 Stunden, nach vier Tagen, nach sieben Tagen und dann immer jeweils nach sieben Tagen ein Abklatschpräparat angefertigt, dieses wurde nach Giemsa gefärbt und beurteilt. Im Verlauf konnte wie in den Anzuchtversuchen in flüssigen Medien nur eine geringe Schwankung der Menge an *Macrorhabdus ornithogaster* festgestellt werden, so dass von einer Vermehrung nicht gesprochen werden kann. Allerdings konnten auch in dieser Versuchsreihe zum Teil sehr lange Nachweiszeiträume festgestellt werden.

Im ersten Ansatz wurden Proben von einem mittelgradig infiziertem Huhn, von einem hochgradig infiziertem Kanarienvogel und von einem mittelgradig infiziertem Wellensittich

verwendet. Die Proben wurden bei 37 °C aerob bebrütet. Nachfolgende Tabelle zeigt wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 46: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 1.**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Huhn, ++infiziert	3 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	37 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	4 Tage

*Macrorhabdus ornithogaster* aus dem Huhn und aus dem Wellensittich waren nur relativ kurze Zeit nachweisbar und in dieser Zeit auch nur sehr geringgradig oder stellenweise überhaupt nicht. Die Erreger des Kanarienvogels dagegen konnten über einen sehr langen Zeitraum nachgewiesen werden, im Laufe dieser Zeit war ihre Menge mit einigen Schwankungen abnehmend.

Im zweiten Ansatz wurden drei Proben von dem in Ansatz 1 erwähnten, hochgradig infizierten Kanarienvogel verwendet. Die Proben wurden bei 37 °C aerob bebrütet. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 47: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 2.**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Kanarienvogel, +++ infiziert	27 Wochen
Kanarienvogel, +++ infiziert	0 Tage
Kanarienvogel, +++ infiziert	49 Wochen

In der ersten Probe dieses Ansatzes konnte *Macrorhabdus ornithogaster* 27 Wochen lang nachgewiesen werden, wobei der Befallsgrad zu keiner Zeit mehr als geringgradig war, in Probe 2 konnten schon nach 24 Stunden keine Erreger mehr nachgewiesen werden.

Im dritten Ansatz wurden drei Proben von einem mittelgradig infiziertem Stieglitz verwendet. Die Proben in diesem Ansatz wurden frisch für 24 Stunden in BME-Medium inkubiert und anschließend in die Kükendrüsenmägen überimpft. Diese Proben wurden dann bei 37 °C aerob bebrütet. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 48: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 3.**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Stieglitz, ++ infiziert	24 Wochen
Stieglitz, ++ infiziert	19 Wochen
Stieglitz, ++ infiziert	18 Wochen

Die Erreger dieses Ansatzes konnten 18 bis 24 Wochen nachgewiesen werden. In keiner der drei Proben in diesem Ansatz konnte ein mehr als sehr geringgradiger Befall des Drüsenmagens festgestellt werden.

Im vierten Ansatz wurden drei Proben von einem mittelgradig infizierten Kanarienvogel verwendet. Die Proben wurden bei 37 °C aerob bebrütet. Nachfolgende Tabelle zeigt, wie lange *Macrorhabdus ornithogaster* in den Kulturen nachweisbar war.

**Tabelle 49: Nachweiszeiträume von *Macrorhabdus ornithogaster*, inkubiert in Drüsenmägen von Hühnerembryonen, Ansatz 4.**

<b>Probe von:</b>	<b>Länge des Zeitraumes in dem <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> in der Kultur nachweisbar war</b>
Wellensittich, ++ infiziert	18 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	16 Wochen
Wellensittich, ++ infiziert	20 Wochen

Die Erreger dieses Ansatzes konnten 16 bis 20 Wochen nachgewiesen werden. In keinem der drei Proben in diesem Ansatz konnte ein mehr als sehr geringgradiger Befall des Drüsenmagens festgestellt werden.

## 5 Diskussion

### 5.1 Wirtsspektrum von *Macrorhabdus ornithogaster*

Wie in der Literatur beschrieben, sind hauptsächlich Vögel mehrerer Familien der Ordnung Psittaciformes aber nur eine Familie innerhalb der sehr umfangreichen Ordnung Passeriformes von *Macrorhabdus ornithogaster* befallen (JONES und CARROLL, 1977; HUMPHREYS, 1977; HARGREAVES, 1981; TUSCHAK et al., 1990; TSAI et al., 1992; CORNELISSEN, 1993; FILIPPICH et al., 1993; RAVELHOFER et al. 1998). Diese Häufung des Befalls mit *Macrorhabdus ornithogaster* bei Vögeln der Ordnungen Psittaciformes und Passeriformes konnte durch die eigenen Untersuchungsergebnisse bestätigt werden. Außerdem konnten Nachweise dieses Erregers bei Vögeln der Ordnung Galliformes und Anseriformes erbracht werden. Die Aussage von WOLF et al. (2000), wonach der Erreger nicht bei Tauben zu finden sei, konnte mit dieser Arbeit widerlegt werden. Die beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Fundtauben (frei lebende Stadttauben) waren zwar nur geringgradig bzw. sehr geringgradig infiziert, dennoch konnte der Erreger eindeutig identifiziert werden. Dieses Ergebnis lässt den Schluss zu, dass auch Tauben von *Macrorhabdus ornithogaster* infiziert werden können, wenn sie auch nicht so prädisponiert zu sein scheinen wie zum Beispiel Wellensittiche.

Ebenfalls möglich ist, dass Tauben zwar nicht an Macrorhabdiose erkranken, den Erreger aber aufnehmen und mit ihrem Kot ausscheiden und dadurch weiter verbreiten können. Somit würden sie als belebte Vektoren für *Macrorhabdus ornithogaster* dienen.

Die Tatsache, dass den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Nutzvögeln fast ausnahmslos ein Auslauf im Freien zur Verfügung stand, legt die Vermutung nahe, dass sich diese Tiere hier infizieren konnten. In Außenanlagen ist der Kontakt mit Wildvögeln fast immer unvermeidbar. SCHULZE und HEIDRICH (2000) sehen die Wildvögel deshalb als Reservoir für *Macrorhabdus ornithogaster* an. Von den frei lebenden Vögeln, die in dieser Arbeit untersucht wurden, konnte nur bei den beiden erwähnten Tauben *Macrorhabdus ornithogaster* nachgewiesen werden. Allerdings hatten zumindest einige der untersuchten Psittaziden und Sperlingsvögel sowie auch einige der Enten und Gänse Außenvolieren zur Verfügung, die einen möglichen Kontakt zu erregerehaltigen Ausscheidungen von Wildvögeln nicht ausschließen. Der Erreger scheint aber unter Wildvögeln nur in sehr geringem Maße verbreitet zu sein, was die These der Wildvögel als Reservoir für *Macrorhabdus ornithogaster* etwas fraglich erscheinen lässt.

Ein weiteres, bisher in der Fachliteratur nicht erwähntes Reservoir konnte bei den eigenen Untersuchungen nicht gefunden werden. Somit erscheint es möglich, dass *Macrorhabdus ornithogaster* im Boden vorkommen könnte und sich die Nutztiere, die artgemäß im Boden scharren, hier infiziert haben könnten. Weitere Untersuchungen sollten auf diesem Gebiet folgen.

## 5.2 Mikroskopischer Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster*

Mittels Giemsa-Färbung lässt sich *Macrorhabdus ornithogaster* relativ schnell und deutlich sichtbar anfärben (TUSCHAK et al., 1990; BAKER, 1992; SIMPSON, 1992; CHRISTENSEN et al., 1997; MUTLU et al., 1997; PENNYCOTT et al., 1998; RAVELHOFER et al., 1998; CONZO und LIBERTI, 1999; SCHULZE und HEIDRICH, 2000; WOLF et al., 2000; SCHULZE und HEIDRICH, 2001; KRUMM und RAVELHOFER-ROTHENEDER, 2002; PENNYCOTT et al., 2003; TOMASZEWSKI et al., 2003; SCULLION und SCULLION, 2004; BREHM, 2007). Charakteristisch ist eine Aufhellungszone, die um den Erreger zu sehen ist und möglicherweise dessen schlecht anfärbbare Zellwand darstellt. Diese Aufhellungszone erleichtert die Diagnostik erheblich und macht die Giemsa-Färbung im Vergleich zum Nativpräparat hinsichtlich Bestimmung überlegen. Allerdings kann nicht ausgeschlossen werden, dass im Verlauf der Färbung einige Erreger abgespült werden und so die quantitative Bestimmung fehlerhaft werden könnte.

Auf Grund der Morphologie von *Macrorhabdus ornithogaster* ist dieser relativ deutlich von anderen Strukturen differenzierbar, da zum einen die bereits erwähnte Aufhellungszone, zum anderen die Größe relativ eindeutig sind. Selten kann es zu Ähnlichkeiten mit bestimmten Futterpartikeln oder Sprosspilzen kommen, diese sind jedoch in den meisten Fällen bei genauerer Betrachtung zu differenzieren.

Die Ergebnisse der Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* aus verschiedenen Vogelspezies ergibt eine Spanne von 11 µm bis 90 µm. Auffallend lange Erreger findet man bei den Wellensittichen, den Kanarienvögeln und den Hühnervögeln. Auch die durchschnittliche Länge von *Macrorhabdus ornithogaster* ist hier größer als bei den anderen infizierten Vögeln. Möglich ist, dass sich *Macrorhabdus ornithogaster* hier besonders gut entwickelt. Diese Annahme wird durch die Tatsache gestützt, dass Wellensittiche und Kanarienvogel am häufigsten unter der Macrorhabdiose leiden. Spezielle Berichte über Hühner, die unter Macrorhabdiose leiden, liegen allerdings nur in geringer Zahl vor (SCHULZE und HEIDRICH, 2000; SCHULZE und HEIDRICH, 2001). Allerdings ist auch zu berücksichtigen, dass von diesen drei Gruppen die meisten Erreger vermessen wurden.

Besonders lange Erreger stehen möglicherweise gerade vor der Teilung. Hinweise hierfür waren im mikroskopischen Bild jedoch nicht erkennbar. Auch eine mögliche Aneinanderreihung von einzelnen Erregern könnte mikroskopisch fälschlicherweise als ein sehr langer Erreger gedeutet werden und ist, auch wenn sorgfältig mikroskopiert wurde, nie auszuschließen.

Die bei den Nymphensittichen gefundenen Erreger stellen sich auffallend kurz dar. Möglicherweise ist dies ein Anhaltspunkt dafür, dass der Nymphensittich nur einen suboptimalen Wirt darstellt und sich *Macrorhabdus ornithogaster* hier nicht ungehindert ansiedeln kann und sich deshalb nicht zu voller Länge entwickeln kann. Auch ist zu bedenken, dass es sich um einen Zufallsbefund handeln könnte, da die Zahl der Nymphensittiche mit Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* mit nur drei Tieren relativ gering ist. Eine andere mögliche Deutung dieser Befunde ist, dass es sich bei *Macrorhabdus ornithogaster* nicht um einen morphologisch einheitlichen Erreger sondern um eine Gruppe handelt.

### **5.3 Beziehung zwischen der Anamnese und dem Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster***

Nur 14 von 71 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere hatten laut Vorbericht ein reduziertes Körpergewicht. Bei 18 Tieren lag kein Vorbericht vor. Bedenkt man jedoch, dass eine Reduktion des Körpergewichts nur den wenigsten Haltern auffällt, ist diese Zahl relativ eindeutig und die Gewichtsabnahme als ein herausragendes Symptom der Macrorhabdiose zu sehen. Einen getrübbten Allgemeinzustand konnten sogar 18 Tierhalter beobachten, auch dieses Symptom ist damit charakteristisch.

Auffallend ist, dass nur zwei Halter eine reduzierte Futteraufnahme beschrieben. Da kein erhöhter Bedarf vorlag, müssen die Tiere mit reduziertem Körpergewicht zwangsläufig weniger Futter aufgenommen haben. Dies unterstreicht die These von JONES und CARROLL (1977) und HUMPHREYS (1977), dass die erkrankten Vögel das aufgenommene Futter nur zermahlen und wieder fallen lassen, nicht jedoch schlucken. Auch BAKER (1992), FILIPPICH und PARKER (1994), KOSTKA (2004) und BREHM (2007) bestätigen dies.

In 23 Vorberichten wird beschrieben, dass es vermehrt zu Todesfällen kommt. Aus dieser Zahl lässt sich zum einen ersehen, dass *Macrorhabdus ornithogaster* definitiv ein gewisses pathogenes Potential besitzen muss, zum andern macht die Zahl deutlich, dass vermehrt Bestände von der Macrorhabdiose betroffen sind. In wie weit bei den verendeten

*Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln noch weitere Stressfaktoren eine Rolle gespielt haben, ließ sich aus den Vorberichten leider nicht entnehmen. Es bleibt also noch unklar, ob es sich bei *Macrorhabdus ornithogaster* um einen primär pathogenen oder eher um einen fakultativ pathogenen Erreger handelt. In den Ordnungen Psittaciformes und Passeriformes konnten insgesamt 43 *Macrorhabdus ornithogaster*-positive Tiere identifiziert werden. Von diesen war bei 24 Tieren keine weitere Erkrankung feststellbar, was die Vermutung nahe legt, dass *Macrorhabdus ornithogaster* bei diesen Vogelordnungen als pathogen anzusprechen ist. Stress wird die Entwicklung der Macrorhabdiose begünstigen, in wie weit er für einen Ausbruch der Krankheit unbedingt erforderlich ist, sollte in folgenden Arbeiten geklärt werden.

Bei den Tieren der Ordnung Galliformes konnte nur bei einem Huhn eindeutig Macrorhabdiose ohne Beteiligung weiterer Erkrankungen als Diagnose gestellt werden. Dies lässt eine primäre Pathogenität von *Macrorhabdus ornithogaster* bei diesem Vogel zwar möglich aber unwahrscheinlich erscheinen.

Sofern das Alter der Tiere bekannt war, ist deutlich zu erkennen, dass vermehrt jüngere Tiere von einem Jahr oder darunter erkrankt waren. In den Ordnungen Galliformes, Passeriformes und Anseriformes befanden sich die meisten untersuchten Tiere zwar ebenfalls in einem Alter von einem Jahr oder darunter, so dass auch die Anzahl der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere hier am größten ist. Dagegen sind bei den Psittaziden die Altersklassen alle relativ einheitlich vertreten und auch in dieser Vogelordnung sind vermehrt die jungen Tiere von *Macrorhabdus ornithogaster* befallen. Dieses Ergebnis deckt sich mit den Aussagen von TUSCHAK et al. (1990) und FILIPPICH und PARKER (1994a und b).

Betrachtet man das Geschlecht der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tiere, so fällt auf, dass in der Ordnung Psittaciformes und in der Ordnung Passeriformes die männlichen Tiere überwiegen. Bei den Psittaciformes sind 20,24 % der männlichen untersuchten Tiere positiv, aber nur 15,0 % der weiblichen Tiere. In der Ordnung Passeriformes ist der Unterschied noch deutlicher, hier sind 16,67 % der männlichen untersuchten Tiere *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv, von den weiblichen untersuchten Tieren dagegen nur 9,38 %. In der Ordnung Galliformes hingegen sind mehr weibliche als männliche Tiere *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv. Es wurden aber auch erheblich mehr weibliche Tiere aus dieser Ordnung untersucht. Betrachtet man das Ergebnis prozentual, so sind 6,92 % der männlichen Tiere aber nur 3,61 % der weiblichen Tiere *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv. In den Ordnungen Anseriformes und Columbiformes sind zu wenige *Macrorhabdus ornithogaster*-

positive Tiere aufgeführt, um eine eindeutige Aussage hinsichtlich einer Geschlechtsdisposition zu treffen.

Damit bestätigen die eigenen Untersuchungen die Feststellung von FILIPPICH und HENDRIKZ (1998), TUSCHAK et al. (1990), FILIPPICH et al. (1993) und PENNYCOTT et al. (1998), dass mehr männliche als weibliche Tiere an der Macrorhabdiose erkranken bzw. von diesem Erreger befallen sind. Auch wenn man keine signifikante Geschlechtsdisposition in den einzelnen Ordnungen finden kann, ist ordnungsübergreifend betrachtet dennoch zu sehen, dass mehr männliche als weibliche Tiere betroffen sind. Dieser Zusammenhang ist als signifikant ( $p$ -Wert  $<$  bzw.  $= 0,05$ ) anzusehen.

Bei der Beurteilung der Verteilung der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel auf die Monate eines Jahres, ist zu berücksichtigen, dass im Zeitraum vom 17. Mai bis zum 23. Juli zwei Jahre Proben gesammelt und untersucht wurden, in der übrigen angegebenen Zeit stammen die gesammelten Proben nur aus einem Jahr.

Definiert man die Sommermonate von April bis September und die Wintermonate von Oktober bis März, dann sind in den Sommermonaten neun der untersuchten Vögel der Ordnung Galliformes *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv, in den Wintermonaten sind es zwölf. Zu beachten ist dabei allerdings, dass in den Sommermonaten fast dreimal so viele Hühnervögel untersucht wurden als in den Wintermonaten. Prozentual ist der Anteil der positiven Tiere also in den Wintermonaten erheblich höher als der in den Sommermonaten.

Auch bei den Psittaciformes ist der prozentuale Anteil der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel in den Wintermonaten geringfügig höher.

Bei den Passeriformes dagegen ist dieses Verhältnis umgekehrt, hier wurden in den Sommermonaten 16,28 % der untersuchten Tiere als *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv erkannt, in den Wintermonaten hingegen nur 2,38 %, was effektiv einem einzigen Tier entspricht.

Ordnungsübergreifend ist kein signifikanter Zusammenhang zwischen der Befallsstärke und dem Todeszeitpunkt festzustellen. Die Ergebnisse des Kruskal-Wallis-Testes für die beiden Ordnungen Psittaciformes und Passeriformes hinsichtlich dieses Zusammenhanges sind ebenfalls nicht signifikant. Lediglich die erhöhte Befallsstärke der in den Herbst- und Wintermonaten gestorbenen Galliformes ist als signifikant, allerdings auch nur als schwach ausgeprägt, anzusehen.

In den Ordnungen Anseriformes und Columbiformes ist die Anzahl der Tiere, die *Macrorhabdus ornithogaster*-positiv sind, so gering, dass sich keine aussagekräftige

Feststellung hinsichtlich einer Jahreszeit, in der vermehrt Tiere mit *Macrorhabdus ornithogaster* verenden, machen lässt.

Mit diesen Ergebnissen kann die Aussage von JONES und CARROLL (1977), dass Tiere vermehrt in den Monaten Mai, Juni und Oktober an Macrorhabdiose verenden, nicht bestätigt werden.

#### 5.4 Makroskopische Befunde

Die während der Sektion bei *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tieren gefundenen makroskopischen Veränderungen waren häufig nur in sehr geringem Maße ausgeprägt. Diese Befunde widersprechen der Aussage von SCHULZE und HEIDRICH (2001), wonach jeder Vogel mit einem positiven *Macrorhabdus ornithogaster*-Befund auch die typischen makroskopischen und histologischen Veränderungen aufweisen soll. Oft stellte sich der Drüsenmagen trotz hochgradigem Befall unauffällig da. Insbesondere fällt auf, dass die so oft beschriebene vermehrte Schleimbildung (VAN HERCK et al., 1984; HENDERSON et al., 1988; GRIMM et al., 1990; TUSCHAK et al., 1990; BAKER, 1992; CORNELISSEN, 1993; FILIPPICH und PARKER, 1994; DE HERDT et al., 1997; MUTLU et al., 1997; CONZO und LIBERTI, 1999; SCHULZE und HEIDRICH, 2001) eher selten zu beobachten ist, was das Nachweisverfahren von GRIMM et al. (1990), die *Macrorhabdus ornithogaster* mittels Röntgenkontrastverfahren nachwies, fraglich erscheinen lässt.

Zu beachten ist allerdings, dass in vielen Fällen ein dunkelbrauner, fast schwarzer Darminhalt zu sehen war, der bei *Macrorhabdus ornithogaster*-negativen Tieren nur selten in Erscheinung trat und auf eine Blutung im oberen Magen-Darm-Trakt schließen lässt. BAKER (1992) beschrieb ebenfalls dieses Phänomen. Möglicherweise handelt es sich bei den Läsionen, die durch *Macrorhabdus ornithogaster* verursacht werden, nicht immer um deutlich sichtbare Nekrosen und Ulzera, sondern in der Mehrheit der Fälle um versteckte Blutungen und kleinere Läsionen.

Betrachtet man den Ernährungszustand der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel, so wird deutlich, dass dieser mit steigender Befallsintensität immer öfter reduziert ist. Dieser Befund unterstützt die Aussage, dass *Macrorhabdus ornithogaster* ursächlich beteiligt ist am klinischen Bild des „Going-light-syndroms“ (TUSCHAK et al., 1990; BAKER, 1992; SCHULZE und HEIDRICH, 2000). Dennoch bleibt zu berücksichtigen, dass selbst ein hochgradiger Befall mit *Macrorhabdus ornithogaster* einen guten Ernährungszustand nicht unbedingt ausschließt. Fünf der hochgradig infizierten Ziervögel (drei Vögel aus der Ordnung Psittaciformes und

zwei Vögel aus der Ordnung Passeriformes) wiesen einen guten Ernährungszustand auf. Leider ist in diesen Fällen vorberichtlich nicht bekannt, ob sich der Ernährungszustand der Vögel möglicherweise während der letzten Tage vor dem Tode von sehr gut auf gut reduziert hat. Generell ist die Gewichtsentwicklung eines Vogels anamnestischen Daten nur schwer zu entnehmen, da die meisten Vogelhalter ihre Tiere nicht regelmäßig wiegen und es allein durch äußere Betrachtung der Vögel sehr schwierig ist, Schwankungen im Körpergewicht festzustellen.

### **5.5 Histologischer Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster***

Beachtlich ist, dass *Macrorhabdus ornithogaster* mit der histologischen Untersuchung des Drüsenmagens eher selten nachgewiesen werden konnte. Es war mindestens ein mittelgradiger Befall nötig, um den Erreger histologisch nachweisen zu können. Das widerspricht der Aussage von FILIPPICH (2004), die besagt, dass die histologische Untersuchung die ideale Nachweismethode von *Macrorhabdus ornithogaster* am toten Tier darstellt. Mögliche Gründe hierfür könnte die geringe Invasivität des Erregers sein. Durch diese Tatsache ist es auch möglich, dass *Macrorhabdus ornithogaster* bereits während der Fixierung der Gewebe mit Formalin von dem zu untersuchenden Präparat abgespült worden ist.

Die vorliegende Arbeit zeigt, dass das Verfahren des Abklatschpräparates der Drüsenmagenschleimhaut nicht nur kostengünstiger und schneller, sondern auch sicherer ist. Es fällt auf, dass das Ergebnis der histologischen Untersuchung sehr oft einen unauffälligen Befund ergab. Möglicherweise sind die ggf. vorhandenen Veränderungen durch *Macrorhabdus ornithogaster* fokaler Natur. Deshalb sind Gewebeschnitte in mehrere Ebenen zur Untersuchung nötig, um das Ausmaß der Veränderungen mikroskopisch zu erkennen und zu beurteilen.

Insgesamt konnten Nekrosen oder Ulzera im Bereich des Drüsenmagens nur bei zwei der 71 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tieren festgestellt werden. Diese histologischen Befunde lassen Nekrosen oder Ulzera als typische Befunde (BAKER, 1992) bei einem Befall mit dem Erreger als sehr fraglich erscheinen. Entzündungszellen konnten dagegen bei 22 der 71 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel gefunden werden und treten somit in gehäuftem Maße auf. Dieser Befund deckt sich mit den Beobachtungen anderer Autoren (VAN HERCK et al., 1984; SCHWEIGHARDT und HOFFMANN, 1984; GERLACH, 1986; HENDERSON et al., 1988; TUSCHAK et al., 1990; GRIMM et al., 1990; BAKER, 1992; HUCHZERMAYER et al.,

1993; CHRISTENSEN et al., 1997; MUTLU et al., 1997; CONZO und LIBERTI, 1999; WOLF et al., 2000; SCHULZE und HEIDRICH, 2001; SCULLION und SCULLION, 2004).

### 5.6 Weitere Befunde bei *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögeln

Betrachtet man die weiteren erhobenen Befunde, so wird deutlich, dass nur ein Vogel der Ordnung Galliformes *Macrorhabdus ornithogaster* als alleinigen Befund aufweist. Neben diversen anderen Erkrankungen, kann man bei fünf Tieren von einer zusätzlichen Infektion mit pathogenen Bakterien sprechen. Einen Befall mit Parasiten wiesen fast alle Tiere der Ordnung Galliformes auf. Wie bereits erwähnt, stand den meisten *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Galliformes ein Auslauf zur Verfügung. Diese Flächen sind nur schwer parasitenfrei zu halten, so dass es nachvollziehbar ist, dass bei fast jedem Tier dieser Ordnung ein Parasitenbefund vorliegt. Lediglich bei einem Huhn dieser Ordnung kann man definitiv von einer Macrorhabdiose als Todesursache sprechen.

In der Ordnung Psittaciformes waren es 15 Tiere, bei denen *Macrorhabdus ornithogaster* die Todesursache war. Während Parasiten in dieser Vogelordnung eine eher untergeordnete Rolle spielen, konnten in zwei Fällen primär pathogene Bakterien (Klebsiellen und Salmonellen) nachgewiesen werden. Ein weitaus größeres Problem stellen in der Vogelordnung Psittaciformes wie zu erwarten die Pilzinfektionen dar.

Bei neun der 15 *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Sperlingsvögel kann dieser Erreger als alleinige Todesursache ausgemacht werden, sechs weitere Tiere hatten neben dem *Macrorhabdus ornithogaster*-Befall auch noch andere Krankheiten. Massive bakterielle Infektionen konnten bei zwei Tieren festgestellt werden, zwei weitere litten unter einem massiven Kokzidienbefall, der tödlich für die betroffenen Kanarienvögel verlief.

Bei den *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tieren der Ordnung Anseriformes spielte die bakterielle Besiedelung eine unbedeutende Rolle. Der nachgewiesene Parasitenbefall bei drei Tieren war eher gering ausgeprägt. Als pathogen ist die Hefepilzinfektion anzusprechen, die bei zwei der fünf Tieren diagnostiziert werden konnte.

Eine der beiden *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Tauben ist eindeutig am hochgradigen Trichomonadenbefall verendet. Die Todesursache der anderen Taube blieb ungeklärt. Es konnten keine für die Macrorhabdiose typischen Veränderungen gefunden werden, so dass *Macrorhabdus ornithogaster* in diesem Fall nicht eindeutig als Todesursache angegeben werden kann.

### 5.7 Anzüchtung und Vermehrung von *Macrorhabdus ornithogaster*

Die Anzüchtung und Vermehrung von *Macrorhabdus ornithogaster* ist mit den verwendeten Kulturmedien nicht gelungen. Hierdurch konnten die von anderen Autoren (HARGREAVES, 1981; VAN HERCK et al., 1984; SCHWEIGHARDT et al., 1984; SCHWEIGHARDT und HOFFMANN, 1984; TUSCHAK et al., 1990; ANDERSON, 1993; FILIPPICH et al., 1993; DE HERDT et al., 1997; CONZO und LIBERTI, 1999; SCHULZE und HEIDRICH, 2000) beschriebenen Schwierigkeiten bestätigt werden. Bei den eigenen Anzuchtversuchen zur Kultivierung von *Macrorhabdus ornithogaster* ist aufgefallen, dass sich der Erreger, wenn er sich schon nicht vermehrte, doch sehr lange in den verschiedensten Medien gehalten hat. Möglicherweise besitzt er eine hohe Tenazität und Stabilität gegenüber äußeren Einflüssen, was die Persistenz des Erregers in den Kulturmedien begünstigt hat. Diese These würde jedoch der Auffassung von PHALEN und MOORE (2003) widersprechen, die mit ihren Untersuchungen zu dem Schluß gekommen sind, dass *Macrorhabdus ornithogaster* eingefroren oder in feuchter Umwelt nicht sehr lange lebensfähig ist. LUBLIN et al. (1998) hingegen konnten den Erreger noch eine Woche und länger post mortem im Drüsenmagen nachweisen.

Somit erscheint es möglich, dass *Macrorhabdus ornithogaster* auch im Boden über längere Zeiträume vorkommen könnte und sich die Vögel, denen eine Außenanlage zur Verfügung steht, hier infiziert haben könnten.

Allerdings ist zu beachten, dass das von mir gewählte Nachweisverfahren keine absolut quantitative Methode ist und dass sich die einzelnen Erreger möglicherweise doch vermehrt haben und relativ schnell abgestorben sind. Die Vermehrungsrate und die Absterberate wären dann aber relativ gleich und konstant. Eine deutliche Vermehrung wäre feststellbar gewesen, diese konnte jedoch nicht beobachtet werden. Geringe Schwankungen sind nicht aussagekräftig, da ein Ausstrich bzw. ein Abklatschpräparat immer nur einen Teil der vorhandenen Erreger darstellt.

## 6 Zusammenfassung

Zunächst wird eine Übersicht zur Methodik des Nachweises von *Macrorhabdus ornithogaster* (vormals als „Megabakterium“ bezeichnet), zu Erregereigenschaften und zum Wirtsspektrum gegeben. Die eigenen Untersuchungen befassen sich mit Nachweisen von *Macrorhabdus ornithogaster* in verschiedenen Vogelordnungen, stellen Bezüge her zwischen einem Befall mit dem Erreger und der klinischen Symptomatik, dem Alter, dem Geschlecht, dem Ernährungszustand, den makroskopischen Befunden, weiteren mikrobiologischen, parasitologischen und histologischen Befunden der betroffenen Tiere und gibt Auskunft über die Monate, in denen die infizierten Tiere verendet sind. Außerdem wird eine morphologische Beschreibung des Erregers geliefert und es werden die unterschiedlichen Ergebnisse von vergleichenden Längenmessungen von *Macrorhabdus ornithogaster* bei verschiedenen Vögeln aufgeführt, bei denen signifikante Längenunterschiede zwischen den Erregern unterschiedlicher Vogelgruppen deutlich gemacht werden.

Diese Untersuchungen basieren auf Abklatschpräparaten der Drüsenmagenschleimhaut, der Muskelmagenschleimhaut, der Rachenschleimhaut, der Caecaltonsillen, der Kloakenschleimhaut, der Kropfschleimhaut und der Bursa Fabricii (jeweils sofern vorhanden) von Vögeln, die zur Feststellung der Todesursache eingeschickt bzw. abgegeben wurden. Der mikroskopische Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* erfolgte mit der Färbung nach Giemsa und in einigen Fällen histologisch (H&E, PAS Färbung). Folgende morphologische und tinktorische Eigenschaften dienen zur Identifizierung von *Macrorhabdus ornithogaster*:

Eine relativ beachtliche Länge von 11µm bis 90µm, eine deutlich erkennbare Aufhellungszone um den Erreger, ein gerades Wachstum, dass in einigen Fällen Auftreibungen im Polbereich aufweist, eine deutliche Anfärbbarkeit nach Giemsa.

Es gelang der Nachweis von *Macrorhabdus ornithogaster* erstmals bei 2 Tauben. Weitere Nachweise gelangen bei 21 von 495 untersuchten Vögeln der Ordnung Galliformes, bei 28 von 177 untersuchten Vögeln der Ordnung Psittaciformes, bei 15 (alle aus der Familie Carduelidae stammend) von 124 untersuchten Vögeln der Ordnung Passeriformes und bei 5 von 57 untersuchten Vögeln der Ordnung Anseriformes.

Eine signifikante Korrelation zwischen einzelnen Symptomen und dem Befallsgrad besteht nur bei wenigen Vögeln. Ordnungsübergreifend kann ein signifikanter Zusammenhang zwischen dem Befallsgrad und einer vermehrten Schleimbildung im Drüsenmagen, Rötungen bzw. Petechien der Drüsenmagenschleimhaut, Dilatationen bzw. Verdickungen des Drüsenmagens und zwischen einem auffällig dunklen Darminhalt festgestellt werden.

Mittlere Längenmessungen liegen bei fast allen Vögeln zwischen ca. 26 µm und 45 µm, lediglich Nymphensittiche haben Erreger mit deutlich kürzeren Längen, im Mittel 21 µm.

Hinsichtlich Alter und Geschlecht der betroffenen Tiere ist kein signifikanter Zusammenhang zum Befallsgrad zu erkennen. Ebenso ist hinsichtlich der Jahreszeit des Todes und dem Befallsgrad kein Zusammenhang feststellbar. Eine Ausnahme bilden hier die Vögel der Ordnung Galliformes, die eine schwache signifikante Häufung der Todesfälle in den Herbst- und Wintermonaten aufweisen.

Deutlich hingegen ist der signifikante Zusammenhang zwischen dem Ernährungszustand und dem Befallsgrad mit *Macrorhabdus ornithogaster* bei den Ordnungen Galliformes, Psittaciformes und Passeriformes. Das durchschnittliche Körpergewicht erregerfreier Wellensittiche beträgt 38,3 Gramm, dass von infizierten Wellensittichen beträgt 33,4 Gramm. Erregerfreie Kanarienvögel wiegen im Durchschnitt 19,6 Gramm, infizierte aber nur 15,7 Gramm.

Diagnostisch bedeutsam ist, dass lediglich ein geringer Teil der *Macrorhabdus ornithogaster*-positiven Vögel (8 Tiere von 63 untersuchten) auch histologisch nach HE- und PAS-Färbung als positiv erkannt werden können.

*Macrorhabdus ornithogaster* wird als ein fakultativ pathogener Erreger angesehen, wobei die Wellensittiche und die Vögel der Familie Carduelidae eine Ausnahme bilden könnten.

Es ist nicht gelungen, *Macrorhabdus ornithogaster* in verschiedenen festen und flüssigen synthetischen Medien anzuzüchten und zu vermehren.

## 7 Summary

Investigations on the detection of *Macrorhabdus ornithogaster* in birds of the orders Galliformes, Psittaciformes, Passeriformes, Anseriformes and Columbiformes as well as attempts to cultivate the agent of the macrorhabdiosis in vitro.

Initially, an overview is provided on the methodology of the detection of *Macrorhabdus ornithogaster* (formerly named „Megabacterium“), to properties of the agent and to the avian host range. The own investigations focus on the detection of *Macrorhabdus ornithogaster* in different birds of several orders, establish relationships between this organism and the clinical signs, age, gender, nutritional condition, macroscopic findings in internal organs, other microbiological, parasitological and histological findings. In addition, information is provided on the months in which the infected birds have perished. Furthermore, a morphological description of the agent is provided and the different results are listed as comparative linear measurements of *Macrorhabdus ornithogaster* in the investigated birds.

These investigations are based on necropsied birds that were submitted to determine the cause(s) of death. Used are smears of the mucous membranes of proventriculus, gizzard, pharynx, caecal tonsils, cloaca, crop and Bursa of Fabricius (in each case provided that it is detectable). Microscopic examination for the presence of *Macrorhabdus ornithogaster* is performed on Giemsa stained smears and in some cases on histological examination (H&E, PAS stain).

The following morphological and tinctorial qualities serve for the identification of *Macrorhabdus ornithogaster*:

Dark blue to violet Giemsa stained large microorganisms, a length between 11 µm to 90 µm, a rather uniform diametre, clearly recognizable transparent zone completely surrounding the microorganism and, in some cases enlargement on the poles.

*Macrorhabdus ornithogaster* is detected for the first time in two urban pigeons. *Macrorhabdus ornithogaster* were found in 21 of 495 examined birds of the order Galliformes, in 28 of 177 examined birds of the order Psittaciformes (mainly budgerigars, *Melopsittacus undulatus*), and 5 of 57 examined birds of the order Anseriformes. A total of 124 birds of the order Passeriformes are examined. Only 15 birds of the family Carduelidae contained *Macrorhabdus ornithogaster* whereas all other birds of the order Passeriformes are negative.

A significant correlation between single clinical signs and the degree of infestation exists only in few birds. For all orders of birds can be ascertained a significant correlation between the degree of infestation and an increased accumulation of mucus in the proventriculus, redness or petechia of its mucous membrane, dilatation or thickening of the mucosa and conspicuously dark intestinal contents.

Average linear measurements of *Macrorhabdus ornithogaster* of almost all birds range between 26  $\mu\text{m}$  and 45  $\mu\text{m}$ . In contrast, *Macrorhabdus ornithogaster* in cockatiels are significantly shorter and have an average length of 21  $\mu\text{m}$ .

Age and gender of the affected animals have no significant effect on the rate and degree of infestation of *Macrorhabdus ornithogaster*. Also, no correlation is noticeable concerning the season of the death and the degree of infestation. The birds of the order Galliformes show a weak significant accumulation of deaths during the autumn and winter months were an exception here.

However, a significant correlation is clearly established between the nutritional condition and the degree of infestation with *Macrorhabdus ornithogaster* in the orders Galliformes, Psittaciformes and Passeriformes. The average body weight of budgerigars free of *Macrorhabdus ornithogaster* amounts to 38.3 grams, that from infected budgerigars amounts to 33.4 grams. Canaries free of agents have an average body weight of 19.6 grams, and infected only 15.7 grams.

Diagnostically, it is important that only a low proportion of the *Macrorhabdus ornithogaster*-positive birds (8 animals of 63 examined) are also histologically positive following H&E and PAS staining.

*Macrorhabdus ornithogaster* is considered as a facultative pathogenic agent for birds with the likely exception of budgerigars and birds of the family Carduelidae.

The isolation and propagation of *Macrorhabdus ornithogaster* in liquid and solid synthetic media failed in all instances.

## 8 Literaturverzeichnis

- Anderson, N. L. (1993):** Candida / Megabacteria proventriculitis in a lesser sulphur crested cockatoo. *Journal of the Association of Avian Veterinarians* **7**, 197-201.
- Baker, J. R. (1987):** A survey of the causes of "wet vent" in budgerigars. *The Veterinary Record* **121**, 448-449.
- Baker, J. R. (1985):** Clinical and pathological aspects of „going light“ in exhibition budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *The Veterinary Record* **116**, 406-408.
- Baker, J. R. (1992):** Megabacteriosis in exhibition budgerigars. *The Veterinary Record* **131**, 12-14.
- Baker, J. R. (1996):** Causes of mortality in exhibition budgerigars in the United Kingdom. *The Veterinary Record* **139**, 156-162.
- Baker, J. R. (1997):** Megabacteria in diseased and healthy budgerigars. *The Veterinary Record* **140**, 627.
- Baker, J. R. (1997):** Mortality and morbidity in exhibition budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) in the U. K. *Proceedings of the 4<sup>th</sup> Conference of the European Committee of the Association of Avian Veterinarians, Utrecht, 1997, S. 115-118.*
- Baker, J. R. (1997):** Megabacteria in diseased and healthy budgerigars.  
<http://www.budgerigars.co.uk/Diseases/mega.html> „Zitiert am 23. Juli 2007“
- Baker, J. R. (1997):** Megabacteriosis: Notes for budgerigar fanciers.  
<http://www.budgerigars.co.uk/diseases/megwarn.html> „Zitiert am 26. Juli 2007“
- Brehm, C. (2007):** Megabakterien (*Macrorhabdus ornithogaster*) in Wellensittichbeständen. *AZ-Nachrichten* **54**, 292-293.
- Breuer, A. (2000):** Bakteriologische und histopathologische Untersuchungen zur Megabakteriose beim Strauß (*Struthio camelus*). *Veterinärmedizinische Dissertation, Gießen.*
- Christensen, N., Hunter, J. E. B., Alley, M. R. (1997):** Megabacteriosis in a flock of budgerigars. *New Zealand Veterinary Journal* **45**, 196-198.
- Conzo, G., Liberti, L. (1999):** Megabacterium infections of the proventriculus in recently imported pet birds to Italy. *Proceedings of the 5<sup>th</sup> Conference of the European Association of Avian Veterinarians, Pisa, 1999, S. 30-32.*
- Cooke, S. W. (2000):** Role of megabacteria in mammals. *The Veterinary Record* **146**, 444.
- Cornelissen, H. (1993):** Megabacteria in passeriformes. *Journal of the Association of Avian Veterinarians* **7**, 161.

- Dorrestein, G. M., Zwart, P., Buitelaar, M. N. (1980):** Problems arising from disease during the periods of breeding and rearing canaries and other aviary birds. *Tijdschrift voor Diergeneeskunde* **105**, 535-543.
- Eatwell, K. (1999):** Megabacteria in budgerigars.  
<http://www.budgerigars.co.uk/diseases/megabacteria.html> Zitiert am 23. Juli 2006.
- Feder, F. H. (1969):** Beitrag zur makroskopischen und mikroskopischen Anatomie des Verdauungsapparates beim Wellensittich (*Melopsittacus undulatus*). *Anatomischer Anzeiger* **125**, 233-255.
- Filippich, L. J., O'Boyle, D. A., Webb, R., Fuerst, J. A. (1993):** Megabacteria in birds in Australia. *Australian Veterinary Practitioner* **23**, 71-76.
- Filippich, L. J., Perry, R. A. (1993):** Drug trials against megabacteria in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *Australian Veterinary Practitioner* **23**, 184-189.
- Filippich, L. J., Parker, M. G. (1994a):** Megabacteria in wild birds in Australia. *Australian Veterinary Practitioner* **24**, 84.
- Filippich, L. J., Parker, M. G. (1994b):** Megabacteria and proventricular / ventricular disease in psittacines and passerines. *Proceedings of the Annual Conference of the American Association of Avian Veterinarians, Reno, Nevada, 1994*, S. 287-293.
- Filippich, L. J. (1997):** Megabacteria and "Going Light" syndrome in birds. *Proceedings of the 1<sup>st</sup> International Symposium on Pet Bird Nutrition, Hannover, 1997*, S. 125-126.
- Filippich, L. J., Hendrikz, J. K. (1998):** Prevalence of megabacteria in budgerigar colonies. *Australian Veterinary Journal* **76**, 92-95.
- Filippich, L. J. (2004):** Round table discussion: diagnosis and treatment options for megabacteria (*Macrorhabdus ornithogaster*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* **18**, 189-195.
- Gestier, A. W. (1998) :** Treatment of megabacteria in budgerigars by in-water medication with soluble amphotericin B.  
<http://www.vet.uga.edu/vpp/ivcvm/1998/gestier/index.php> Zitiert am 1. August 2007.
- Gerlach, H. (1986):** Going light in budgerigars. *Proceedings of the Annual Conference of the Association of Avian Veterinarians, Miami, 1986*, S. 274-249.
- Gerlach, H. (1990):** Resistance of megabacteria to treatment. *Journal of the Association of Avian Veterinarians, Lake Worth, Florida, 1990*, 4, S. 205.
- Gerlach, H. (1994):** Gram-positive bacteria of clinical significance. In: Ritchie, B. W., Harison, G. J., Harrison, L. R. (eds.), *Avian medicine: principles and application*. Wingers Publishing Incorporated, USA, S. 965-983.
- Gerlach, H., (2001):** Megabacteriosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* **10**, 12 - 19.

- Giemsa, G. (1902):** Färbemethoden für Malariaparasiten. Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten, I. Abteilung, Originale **32**,307-313.
- Giemsa, G. (1904):** Eine Vereinfachung und Vervollkommnung meiner Methylenazur-Methylenblau-Eosin-Färbemethode zur Erzielung der Romanowsky-Nochtschen Chromatinfärbung. Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten, I. Abteilung, Originale **37**, 308-311.
- Goodwin, M. A., Hafner, S. (1997):** Transmissible viral proventriculitis. In: Calnek, B. W., Barnes, H. J., Beard, C. W., McDougald, L. R., Saif, Y. M. (eds.), *Diseases of poultry*, 10<sup>th</sup> ed., Mosby-Wolfe, S. 1034-1038.
- Goodwin, M. A., Hafner, S. (2003):** Viral proventriculitis. In: Saif, Y. M., Barnes, H. J., Glisson, J. R., Fadly A. M., McDougald, L. R., Swayne, D. E. (eds.), *Diseases of poultry*, 11<sup>th</sup> ed. Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA, S. 383-388.
- Gram, C. (1884):** Über die isolierte Färbung der Schizyocenten in Schnitt- und Trockenpräparaten. Fortschritte der Medizin **2**, 185-189.
- Grimm, F., Ungerechts, N., Korbelt, R. (1990):** Die röntgenologische Darstellung von gastrointestinalen Läsionen beim Wellensittich, verursacht durch Megabakterien. VII. DVG-Tagung über Vogelkrankheiten, München, 1.-2. März, 1990, S. 321-327.
- Guy, J. S., Smith, L. G., Evans, M. E., Barnes, H. J. (2007):** Experimental reproduction of transmissible viral proventriculitis by infection of chickens with a novel adenovirus-like virus (isolate R11/33). *Avian Diseases* **51**, 58-65.
- Hargreaves, R. C. (1981):** A fungus commonly found in the proventriculus of small pet birds. Proceedings of the 30<sup>th</sup> Western Poultry Disease Conference and 15<sup>th</sup> Poultry Health Symposium, University of California, Davis, 1981, S. 75-76.
- Heelsbergen, van, T. (1929):** Infektiöse purulente Entero-Proventriculitis bei Hühnern. In: van Heelsbergen, T. (Hrsg.), *Handbuch der Geflügelkrankheiten und der Geflügelzucht*. Verlag Ferdinand Enke, Stuttgart, S. 305-306.
- Henderson, G. M., Gulland, F. M. D., Hawkey, C. M. (1988):** Haematological findings in budgerigars with megabacterium and trichomonas infections associated with "going light". *The Veterinary Record* **123**, 492-494.
- van Herck, H., Duijser, T., Zwart, P., Dorrestein, G. M., Buitelaar, M., van der Hage, M. H. (1984):** A bacterial proventriculitis in canaries. *Avian Pathology* **13**, 561-572.
- De Herdt, P., Ducatelle, R., Devriese, L.A., Haesebrouck, F., Vanrobaeys, M. (1997):** Megabacterium infections of the proventriculus in passerine and psittacine birds: practice experiences in Belgium. Proceedings of the 4<sup>th</sup> conference of the European Committee of the Association of Avian Veterinarians, Utrecht, 1997, S. 123-127.
- Huchzermeyer, F. W., Henton, M. M., Keffen, R. H. (1993):** High mortality associated with megabacteriosis of proventriculus and gizzard in ostrich chicks. *The Veterinary Record* **133**, 143-144.

- Huchzermeyer, F. W. (1994):** Megabacterial gastritis. In: Huchzermeyer, F. W. (ed.) *Ostrich diseases*. Agricultural Research Council, Onderstepoort, Republic of South Africa, S. 21-23.
- Huchzermeyer, F. W. (1998):** Megabacterial gastritis. In: Huchzermeyer, F. W. (ed.) *Diseases of ostriches and other ratites*. Agricultural Research Council, Onderstepoort, Republic of South Africa, S. 127-130.
- Huchzermeyer, F. W., Henton, M. M. (2000):** Megabacteria in mammals. *The Veterinary Record* **146**, 768.
- Humphreys, P. N. (1977):** Debilitating syndrome in budgerigars. *The Veterinary Record* **101**, 248-249.
- Jones, D. M., Carroll, C. M. M. (1977):** Debilitating syndrome in budgerigars. *The Veterinary Record* **101**, 188.
- Käufer, I., Sobiraj, A. (1981):** Vorkommen und mögliche Bedeutung von Darm-epithelassoziierten Bakterien beim Huhn. *Fortschritte der Veterinärmedizin*, S. 195-200.
- Krautwald-Junghanns, M.-E., Scope, A. (2007):** *Macrorhabdus ornithogaster*. In: Kaleta, E. F., Krautwald-Junghanns, M.-E. (Hrsg.) *Kompendium der Ziervogelkrankheiten*, 3. Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG, Hannover, S. 256-257.
- Krumm, S. (2002):** Pathologisch-anatomische und feingewebliche Untersuchungen zum Vorkommen von "Megabakterien" bei verschiedenen Vogelarten. Veterinärmedizinische Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- Krumm, S., Ravelhofer-Rotheneder, K. (2002):**  
Verschiedene Aspekte zur Diagnostik und Pathogenität einer "Megabakterien"-Infektion beim Wellensittich. XIII. DVG-Tagung über Vogelkrankheiten, München, 21./22. Februar 2002, S. 66-73.
- Kostka, V. (2004):** Eine gefährliche Krankheit: Megabakteriose beim Wellensittich. *Ein Herz für Tiere*, Heft 6, S. 68-69.
- Lozano-Alarcón, F., Schroeder, R., Peters, L., Kaufman, T., Bradley, G., Reggiardo, C. (1994):** Megabacteriosis in ostriches. *Gastrointestinal pathology / infectious diseases. Veterinary Pathology* **31**, 613.
- Lublin, A., Mechani, S., Malkinson, M., Weisman, Y. (1998):** A five-year survey of megabacteriosis in birds of Israel and a biological control trial. *Proceedings of the Association of Avian Veterinarians*, S. 241-245.
- Lublin, A., Mechani, S., Eshkar, G., Weisman, Y. (2000):** Megabacteria in birds: clinical and pathological aspects. *Israel Journal of Veterinary Medicine* **55**, 110.
- Moore, R. P., Snowdon, K. F., Phalen, D. N. (2001):** A method of preventing transmission of so-called "megabacteria" in budgeriga (*Melopsittacus undulatus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* **15**, 283-287.

- Mutlu, O. F., Seckin, S., Ravelhofer, K., Hildebrand, R.-A., Grimm, F. (1997):** Eine durch Megabakterien verursachte Drüsenmagenentzündung beim Haushuhn (*Gallus gallus* var. dom. L., 1758). Tierärztliche Praxis **25**, 460-462.
- Mc Wirther, P. (1995):** Megabacteria in birds. Control and therapy. **183**, S. 760.
- Neelsen, F. (1883):** Ein casuistischer Beitrag zur Lehre von der Tuberkulose. Zentralblatt für Medizinische Wissenschaften **21**, 497-501.
- Pennycott, T. W., Ross, H. M., McLaren, I. M., Park, A., Hopkins, G. F., Foster, G. (1998):** Causes of death of wild birds of the family Fringillidae in Britain. The Veterinary Record **143**, 155-158.
- Pennycott, T. W., Duncan, G., Venugopal, N. (2003):** Marek's disease, candidiasis and megabacteriosis in a flock of chickens (*Gallus gallus domesticus*) and Japanese Quail (*Coturnix japonica*). The Veterinary Record **153**, 293-297.
- Pennycott, T. W. (1997) :** Investigations into megabacteriosis.  
<http://www.vetafarm.com.au/manage/documents/Megabacteriosis%20by%20Tom%20Pennycott.pdf> Zitiert am 26. Juli 2007.
- Phalen, D. N. (2004):** Round table discussion: diagnosis and treatment options for megabacteria (*Macrorhabdus ornithogaster*). Journal of Avian Medicine and Surgery **18**, 189-195.
- Phalen, D. N., Tomaszewski, E., Davis, A. (2002):** Investigation into the detection, treatment, and pathogenicity of avian gastric yeast. Proceedings of the Association of Avian Veterinarians, S. 49-51.
- Phalen, D. N., Moore, R. P. (2003):** Experimental infection of white-leghorn cockerels with *Macrorhabdus ornithogaster* (megabacterium). Avian Diseases **47**, 254-260.
- Phalen, D. N. (2006):** Implications of *Macrorhabdus* in clinical disorders. In: Harrison, G. J., Lightfoot, T. L. (eds.), *Clinical avian medicine*. Spix Publishing Incorporated, Palm Beach, Florida, USA, S. 705-709.
- Powers, L. V. (2004):** Round table discussion: diagnosis and treatment options for megabacteria (*Macrorhabdus ornithogaster*). Journal of Avian Medicine and Surgery **18**, 189-195.
- Ravelhofer, K., Rotheneder, R., Gareis, M., Suttner, R., Wolf, O., Matiello, R., Kösters, J. (1998):** Megabakteriosen bei verschiedenen Vogelspezies. XI. DVG-Tagung über Vogelkrankheiten, München, 5./6. März 1998, S. 95-104.
- Ravelhofer-Rotheneder, K., Engelhardt, H., Wolf, O., Amann, R., Breuer, W., Kösters, J. (2000):** Untersuchungen zur taxonomischen Einordnung von „Megabakterien“ bei Wellensittichen. Tierärztliche Praxis **28**, 415-420; XII. DVG-Tagung über Vogelkrankheiten, München, 2./3. März 2000, S.43-48.
- Rossi, G. (2000):** Possibility of infecting mammals with megabacteria isolated from birds. The Veterinary Record **147**, 371-372.

- Scanlan, C. M., Graham, D. L. (1990):** Characterization of a Gram-positive bacterium from the proventriculus of budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *Avian Diseases* **34**, 779-786.
- Schmidt, V. (2008):** Häufige Infektionskrankheiten bei Kanarienvögeln, Finken und kleinen Singvögeln. *Der praktische Tierarzt* **89**, 728-734.
- Schulze, C., Heidrich, R. (2000):** Megabacterial infection in domestic chickens. *The Veterinary Record* **147**, 172.
- Schulze, C., Heidrich, R. (2001):** Megabakterien-assoziierte Proventriculitis beim Nutzgeflügel in Brandenburg. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* **108**, 264-266.
- Schweighardt, H., Hoffmann, R. (1984):** Über die Ursache des „Leichterwerdens“. *Die Voliere* **6**, 223-224.
- Schweighardt, H., Pechan, P., Lauermann, E. (1984):** Leichtwerden, Hinfälligkeit und Erbrechen als Ausdruck einer spezifischen, pilzbedingten Drüsenmagenentzündung bei Wellensittichen und Kanarienvögeln. *Kleintierpraxis* **29**, 439-442.
- Scullion, F. T., Scullion M. G. (2004):** Successful treatment of megabacteriosis in a canary (*Serinus canaria*) with nystatin. *The Veterinary Record* **155**, 528-529.
- Siegmann, O. (1993):** Nekrotisierende und Ulzerative Enteritis. In: Siegmann, O. (Hrsg.) *Kompendium der Geflügelkrankheiten*, 5. Auflage. Paul Parey Verlag, Hamburg und Berlin. Seiten 218-220.
- Simpson, V. R. (1992):** Megabacteriosis in exhibition budgerigars. *The Veterinary Record* **131**, 203-204.
- Speer, B. (2004):** Round table discussion: diagnosis and treatment options for megabacteria (*Macrorhabdus ornithogaster*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* **18**, 189-195.
- Talltree, C. (1997):** Megabacteria – A review of the literature.  
<http://www.vetafarm.com/manage/documents/Megabacteria%20Review%20of%20Literature.pdf> Zitiert am 30. April 2006.
- Tomaszewski, E., Logan, K. S., Snowden, K. F., Kurtzman, C. P., Phalen, D. N. (2003):** Phylogenetic analysis identifies the “megabacterium” of birds as a novel anamorphic ascomycetous yeast, *Macrorhabdus ornithogaster* gen. nov., sp. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* **53**, 1201-1205.
- Tonelli, A. (1993):** Megabacteriosis in exhibition budgerigars. *The Veterinary Record* **132**, 492.
- Tsai, S. S., Park, J. H., Hirai, K., Itakura, C. (1992):** Catarrhal proventriculitis associated with a filamentous organism in pet birds. *Japanese Journal of Veterinary Research* **133**, 143-148.

- Tuschak, N., Hafez, H. M., Heil, G. (1990):** Vorkommen von Megabakterien-Infektionen ("Leichtwerden") bei Wellensittichen und anderen Ziervögeln. *Der praktische Tierarzt* **71**, 24-30.
- Uytterbroek, E., Ducatelle, R. (1990):** Megabacterial proventriculitis, a disease of cage birds. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift* **59**, 147-150.
- Walker, C. (2007):** Megabacteria infection in birds.  
[http://www.anbc.iinet.net.au/downloads/megabacteria\\_update.pdf](http://www.anbc.iinet.net.au/downloads/megabacteria_update.pdf) Zitiert am 26. Juli 2007.
- Werther, K., Schocken-Iturrino, R. P., Verona, C. E. S., Barros, L. S. S. (2000):** Megabacteriosis occurrence in budgerigars, canaries and lovebirds in Ribeirao Preto region – Sao Paulo State – Brazil. *Revista Brasiliensis Ciencia Avicole* **2**, Seitenzahlen unbekannt, da Literaturstelle aus dem Internet.
- Wolf, O. (2000):** Untersuchungen zu Vorkommen, Bedeutung und Eigenschaften von sogenannten Megabakterien bei verschiedenen Vogelspezies. Veterinärmedizinische Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- Wolf, O., Ravelhofer-Rotheneder, K., Kösters, J. (2000):** Zur pathogenen Bedeutung von „Megabakterien“ bei verschiedenen Vogelspezies. XII. DVG-Tagung über Vogelkrankheiten, München, 2./3. März 2000, S. 35-43.
- Wolters, H. E. (1975 – 1982):** *Die Vogelarten der Erde*. Paul Parey Verlag, Hamburg und Berlin.
- Ziehl, F. (1882):** Zur Färbung des Tuberkelbaccillus. *Deutsche Medizinische Wochenschrift* **8**, 451.
- UniProt, Taxonomy  
<http://beta.uniprot.org/taxonomy/349299> Zitiert am 17. August 2007.

## **Danksagung**

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die mich bei meiner Arbeit unterstützt haben und mir behilflich waren.

Mein Dank gilt insbesondere Herrn Professor Dr. Erhard F. Kaleta, der mir neben praktischen Tipps und Anleitungen vor allen Dingen Zeit und Geduld geschenkt hat. Außerdem bedanke ich mich bei Frau Dr. Brigitte Bönner-Finke, die nicht nur bei der Literatursuche immer Rat weiß, bei Antoinette Huhn, die immer bereit war mir mit praktischer Hilfe zur Seite zu stehen und bei Ralf Dörr, der mir jeden Nährboden- und Bouillonwunsch erfüllte. Außerdem danke ich Bianca Görner, die mir großzügig ihren PC überlies, wenn ich ihn brauchte und mit mir in dunklen Kellern verschollene Befunde und Rechnungen suchte, bei Julia Schmalz, die mir Drüsenmägen von Hühnerembryonen für meine Versuche zur Verfügung stellte und bei den Mitarbeitern der Poliklinik, die nicht vergaßen jeden toten Fundvogel bei mir abzuliefern. Ebenfalls sehr dankbar bin ich Dagmar Sommer, die fast immer eine Antwort auf die Frage „Wie sage ich´s meinem PC?“ weiß, Hans-Joachim Brückmann, der mit dem Aufräumen, Säubern und Desinfizieren immer gewartet hat bis auch ich fertig war und den übrigen Mitarbeitern der Klinik für Vögel, Amphibien und Fische, die für ein angenehmes Arbeitsklima gesorgt haben, so dass die Zusammenarbeit Spaß gemacht hat und dadurch schnell vonstatten ging.

Ein herzliches Dankeschön auch an das Institut für Veterinär Pathologie und hier insbesondere an Herrn Dr. Kernt Köhler und an Herrn Professor Dr. Eberhard Burkhardt, die meine Proben histologisch untersuchten.

Für die Hilfe bei jeglichen statistischen Rechnungen und Fragen bedanke ich mich bei Herrn Dr. Failing und seinen Mitarbeitern, die sich immer sehr bemüht haben komplizierte Sachverhalte deutlich und freundlich zu vermitteln.

Bei Tobias Franke, der mir bei der graphischen Darstellung von statistischen Werten geholfen hat, bedanke ich mich ebenfalls herzlich. Ich bedanke mich auch bei Cornelia Lachmann und Holger Lux, meiner Mutter und Holger Gronau die sich dem Kampf mit der Orthographie gestellt haben.

Und zu guter letzt bedanke ich mich bei meiner Familie, Nicolas Morfeld und meinen Freunden, die immer an ein erfolgreiches Ende meiner Promotionszeit geglaubt haben und mir Mut gemacht haben, wenn ich ihn nötig hatte.

Ich erkläre:

Ich habe die vorgelegte Dissertation selbstständig 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.

Katrin Hanka



*édition scientifique*

**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

VVB LAUFERSWEILER VERLAG  
STAUFBENBERGRING 15  
D-35396 GIESSEN

ISBN 3-8359-5375-3

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890  
redaktion@doktorverlag.de  
www.doktorverlag.de

