

Aus dem Department für Nutztiere und öffentliches Gesundheitswesen in der
Veterinärmedizin der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Universitätsklinik für Geflügel und Fische

(Leiter: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Michael Hess Dipl.-ECPVS)

Qualitative und quantitative Bestimmung von Parasiten im Kot
und Intestinaltrakt von Bio-Legehennen in Österreich

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

DI Christine Fröhlich

Wien, im April 2020

Betreuer: Ass.-Prof. Dr.med.vet. Dieter Liebhart Dipl.-ECPVS

Gutachter: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim Dipl.-EVPC

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	1
1.1	Projektbeschreibung Healthy Hens	1
1.1.1	Projektziele	2
1.1.2	Arbeitsumfang	2
1.1.3	Betriebsauswahl in Österreich	2
1.1.4	Ausgewählte Betriebe in Österreich und anderen europäischen Ländern	3
1.1.5	Erhebung der allgemeinen Betriebsdaten	4
1.1.6	Legeleistungsdaten	4
1.1.7	Lebensfähigkeit	5
1.1.8	Einzeltierparameter	5
1.1.9	Darmparasiten	8
1.1.10	Nutzung des Außenscharraums und des Auslaufes	8
1.2	Junghennenzertifikat	10
1.3	Biologische Landwirtschaft	10
1.4	Untersuchung von Parasiten bei Healthy-Hens	12
1.4.1	Protozoen	13
1.4.2	Helminthen	18
1.4.2.1	Nematoden (Fadenwürmer)	18
1.4.2.2	Zestoden (Bandwürmer)	28
1.5	Gastrointestinaltrakt des Geflügels	32

2	Material & Methoden	35
2.1	Betriebe	35
2.2	Probennahme	35
2.3	Koproskopische Untersuchung	38
2.4	Makroskopische Untersuchung des Gastrointestinaltrakts	39
2.5	Statistische Untersuchung	41
3	Ergebnisse	42
3.1	Koproskopische Untersuchung	42
3.2	Makroskopische Untersuchung des Gastrointestinaltrakts	44
3.3	Statistische Auswertung	52
3.3.1	Unterschied bei der Anzahl der Parasiteneier und Oozysten zur Legespitze und am Ende	52
3.3.2	Einfluss der Jahreszeit auf die Anzahl der Parasiteneier und Oozysten	52
3.3.3	Einfluss der Herdengröße auf Anzahl der Parasiteneier und Oozysten	53
3.3.4	Unterschied bei der Anzahl der Parasiten im GIT zwischen Winter- und Sommerherden	59
4	Diskussion	62
5	Zusammenfassung	67
6	Summary	69
	Abkürzungsverzeichnis	74
	Abbildungsverzeichnis	75
	Tabellenverzeichnis	77
A	Rohdaten Koproskopische Untersuchung	i
B	Rohdaten makroskopische Untersuchung des Gastrointestinaltrakts	xxvii

1. Einleitung

1.1 Projektbeschreibung Healthy Hens

In den letzten Jahren ist eine deutliche Zunahme der Legehennenhaltung in biologischer Landwirtschaft zu verzeichnen. Da die Landwirte in den verschiedenen europäischen Ländern mit den gleichen Problemen wie Parasitenbefall, Federpicken, Kannibalismus und Veränderungen an Ballen und Brustbein zu kämpfen haben, bot es sich an, transnational in diesem Bereich zu forschen. Die Ergebnisse sollten verglichen werden und ein gemeinsamer Lösungsansatz bzw. Empfehlungen erarbeitet werden. Untersuchungen wurden unter dem Begriff „Healthy Hens“ mit dem Arbeitstitel „Promoting Good Health and Welfare in European Organic Laying Hens“ („Förderung der Tiergesundheit und des Tierwohls ökologischer Legehennen in Europa“) gestartet. Healthy Hens war ein dreijähriges Forschungsprojekt, das sich zum Ziel gesetzt hatte, die Gesundheit und das Wohlbefinden von Legehennen in 107 Biobetrieben in acht europäischen Ländern zu untersuchen. Die am Projekt teilnehmenden Länder waren: Österreich, Belgien, Dänemark, Deutschland, Italien, Niederlande, Schweden und Großbritannien. Das Projekt wurde von CORE Organic II (Coordination of European Transnational Research in Organic Food and Farming systems) koordiniert und finanziell unterstützt. Das Projekt lief in Österreich unter dem Namen „Healthy Hens: Dealing with Endoparasitic Worms in Organic Laying Hens“. Das Ziel war es, Empfehlungen auszusprechen, die helfen die Wurmbürde möglichst gering zu halten und Reinfektionen von Hennen mit Wurmeiern zu reduzieren. Die vorliegende Diplomarbeit zum Thema „Qualitative und Quantitative Bestimmung von Parasiten im Kot und Intestinaltrakt von Legehennen“ sollte dazu beitragen den Status quo in österreichischen Biobetrieben zu erheben. Der Leiter des Gesamtprojekts war Ass.-Prof. Dr.med.vet. Knut Niebuhr vom Institut für Tierschutzwissenschaften und Tierhaltung. Die Durchführung der parasitologischen Untersuchung erfolgte an der Universitätsklinik für Geflügel und Fische unter Betreuung von Ass.-Prof. Dr.med.vet. Dieter Liebhart Dipl.-ECPVS. Die hier im Weiteren angeführten Projektdetails stammen aus dem Projekt-Endbericht (Niebuhr

und Smajlhodzic 2016) und sollen wichtige Hintergrundinformationen zur vorliegenden Diplomarbeit geben.

1.1.1 Projektziele

Für das Projekt Healthy Hens wurden mehrere Ziele definiert: Verbessert werden sollten die Fußgesundheit, die Unversehrtheit des Brustbeins und die Ausnutzung der Auslauffläche; Letzteres in Hinblick darauf, dass der Kot gleichmäßiger verteilt wird. Es soll außerdem im Interesse des Tierwohls der Parasitenbefall, Federpicken und Kannibalismus reduziert werden.

1.1.2 Arbeitsumfang

In 8 Ländern (Österreich, Belgien, Dänemark, Deutschland, Italien, Niederlande, Schweden, Großbritannien) wurden insgesamt 107 Herden besucht. Die Besuche waren eintägig und erfolgten einmalig im Frühjahr/Sommer und einmalig im Herbst/Winter. Die genaue Aufschlüsselung zeigt Tab. 1. Bei den erfassten Parametern handelte es sich um die Legeleistung, die Mortalität, den Parasitenbefall, das Gewicht, den Gefiederzustand, Verletzungen durch Kannibalismus und Veränderungen an Ballen und Brustbein.

Tab. 1: Anzahl teilnehmender Betriebe (=Herden) je Land

Land	Partner	Frühjahr/Sommer	Herbst/Winter
Belgien	IL VO-OC	7	7
Dänemark	Uni Arhus	15	15
Deutschland	Uni Kassel	19	19
Italien	FCSR	15	15
Niederlande	Louis Bolk Inst.	7	7
Österreich	Vetmed. Uni Wien	25	25
Schweden	SLU	9	9
Vereinigtes Königreich	ADAS	10	10

1.1.3 Betriebsauswahl in Österreich

Bei der Auswahl der Betriebe wurden nur solche mit mehr als 500 Legehennen berücksichtigt. Weitere Kriterien waren: Die Herdengröße (500–999 Hennen, 1.000–1.999 Hennen,

> 2.000 Hennen) und das passende Haltungssystem (Freilandhaltung innerhalb biologischer Richtlinien). Die Junghennen mussten außerdem aus einer der drei maßgeblichen Aufzuchtfirmen stammen. Die Legespitze der Herde sollte im Sommer oder Winter liegen. Der Landwirt sollte Fertigmischungen als Futter verwenden und bereit sein, das Projekt zu unterstützen. Bei jedem Betrieb wurde nur eine Herde beurteilt.

1.1.4 Ausgewählte Betriebe in Österreich und anderen europäischen Ländern

Bei den 25 ausgewählten Betrieben in Österreich wurden 12 Sommerherden und 13 Winterherden besucht. Der Erstbesuch erfolgte in der 34. bis 37. Lebenswoche (LW) und der Zweitbesuch in der 60. bis 65. LW. Die Betriebe wurden zweimalig besucht, um Veränderungen bei den erhobenen Parametern im Verlauf der Legephase zu eruieren. In Tab. 2 und 3 beschreibt *Betriebsgröße* die Anzahl der Legehennen die durch eine Person betreut werden. *Stallgröße* beschreibt die Anzahl der Legehennen unter einem Dach. Die Tiere können dabei aber in mehrere Gruppen unterteilt sein. *Gruppengröße* schließlich beschreibt die Anzahl der Legehennen in einer Gruppe.

In Österreich lag die durchschnittliche Stallgröße bei 2.761 Legehennen, bei einer durchschnittlichen Betriebsgröße von 4.783 Legehennen. Die Größe der Gruppe lag im Mittel bei 2.261 Legehennen. Alle Hennen stammten aus der Hybridlinie LOHMANN BROWN CLASSIC oder EXTRA.

Tab. 2: Übersicht Betriebs-, Stall- und Gruppengrößen in Österreich

	Betriebsgröße	Stallgröße	Gruppengröße
Minimum	1.048	540	540
Maximum	18.000	6.000	3.000
Mittelwert	4.783	2.761	2.261

Die Betriebe der anderen Länder wiesen eine durchschnittliche Stallgröße von 4.126 Legehennen auf, bei einer durchschnittlichen Betriebsgröße von 13.206 Legehennen. Die Größe der Gruppen lag im Mittel bei 2.471 Legehennen. Von den untersuchten 82 Herden bestanden 20 aus weißen Legehybriden, 5 aus weißen Braunlegern und 57 aus braunen Legehybriden.

Tab. 3: Übersicht Betriebs-, Stall- und Gruppengrößen – ausgenommen Österreich

	Betriebsgröße	Stallgröße	Gruppengröße
Minimum	550	318	318
Maximum	82.000	22.249	4.500
Mittelwert	13.206	4.621	2.471

1.1.5 Erhebung der allgemeinen Betriebsdaten

Die Daten wurden mittels eines standardisierten Interview-Fragebogens erhoben. Sie umfassten allgemeine Angaben zum Betrieb, den Herden und deren Haltung, zum Auslauf und zur Fütterung, sowie zu allopathischen Behandlungen und zur Parasiten-Prävention.

1.1.6 Legeleistungsdaten

Im Zuge der beiden Besuche wurde die tägliche Legeleistung erfasst. Von 23 der 25 Herden konnten die Legeleistungsdaten bis zur 65. Woche von den Betrieben übermittelt werden, siehe Tab. 4. In den anderen Ländern wurden die Legeleistungsdaten von 65 der 82 Herden bis zur 65. Alterswoche übermittelt und verarbeitet. Besondere Beachtung fanden hier die Legeleistung in % pro Durchschnittshenne pro Woche für die Leistungsspitze (30. bis 40. Woche) und das Ende der Legeperiode (60.-65. Woche). LOHMANN TIERZUCHT gibt für die Zucht LOHMANN BROWN CLASSIC als Alter bei 50 % Produktion 150–160 Tage an. Das entspricht der 21. bis 23. LW. Die Produktionsspitze liegt bei 92 bis 94 %. Am Ende der Legeperiode (65. LW) soll die Legeleistung noch bei etwa 84 % liegen, siehe Tab. 5.

Tab. 4: Legeleistung der Herden in % von der 20. LW bis zur 65. LW

LW	Leistungsspitze									Ende	
	20	25	30	35	40	45	50	55	60	65	
Minimum	0,0	86,6	84,1	75,1	81,8	82,5	73,9	73,9	69,6	69,5	
Maximum	62,6	96,4	96,7	97,7	98,3	97,6	96,0	94,6	92,5	88,0	
Unteres Quartil	3,6	91,8	90,2	89,7	90,9	88,9	86,6	84,2	79,0	77,3	
Median	18,9	93,9	93,6	92,6	92,1	91,1	89,9	88,8	85,7	83,5	
Mittelwert	21,3	93,1	92,0	91,3	92,2	91,1	89,4	87,2	84,0	81,6	
Oberes Quartil	32,5	95,3	94,4	94,9	94,1	93,7	92,6	90,3	89,0	85,6	
Lohmann Sollwert	10,0	91,5	94,3	94,2	93,4	92,2	90,6	88,7	86,4	84,0	

Ab Legebeginn zeigten die Herden bis zur Woche 25 einen rascheren Anstieg der Legeleistung, als die Vorgabe von Lohmann (2012) vorsieht. Die Legeleistung lag ab der Woche

30 im Median nur knapp unter den Vorgaben von Lohmann (2012). Es konnte allerdings gezeigt werden, dass die durchschnittliche Legeleistung zu Beginn keinen Einfluss auf die spätere Legeleistung hat. 25 % der Herden lagen unter dem unteren Quartil und somit deutlich unter den Vorgaben.

Positiven Einfluss auf die Legeleistung hatten ein früherer Zugang zum Außenscharraum (ASR) und der Weide, höhere Dauer von Lichtstunden sowie ein späteres Einstellen. Negativen Einfluss hatten Gefiederschäden und Verletzungen, ein niedriges Gewicht und Herden mit mehreren Altersstufen.

1.1.7 Lebensfähigkeit

Es wurde die Anzahl der Ausfälle pro Woche gesammelt und damit die Lebensfähigkeit als % pro Woche pro Herde berechnet. LOHMANN TIERZUCHT gibt für die Zucht LOHMANN BROWN CLASSIC während der Legeperiode eine Vitalität von 90 bis 92 % an, siehe Tab. 6.

Die Lebensfähigkeit der Herden lag bis zur 45. LW leicht unter den Vorgaben von LOHMANN TIERZUCHT (2012) für LOHMANN BROWN CLASSIC in konventioneller Haltung. Ab der 45. LW bis zur 60. LW lagen die Herden leicht über den Vorgaben, wie in Tab. 7 dargestellt ist.

Einen positiven Einfluss auf die Lebensfähigkeit zeigten beim 1. Besuch: Höhere Häufigkeit der Fütterung, die vermehrte Nutzung des ASR und die größere Einstreuhöhe. Negativen Einfluss hatte bis zur 30. LW eine erhöhte Lichtstundendauer und die Aufzucht in Volieren. Keinen Einfluss zeigten Verletzungen am Brustbein, Fußballenveränderungen und das Gewicht.

1.1.8 Einzeltierparameter

In Österreich wurden beim ersten Besuch 30 Hennen pro Herde gefangen. Die Tiere wurden untersucht und markiert. Beim zweiten Besuch geschah dies europaweit bei jeweils 50 Hennen pro Herde. Bei den Einzeltierparametern wurden folgende Daten erfasst: Es wurde das Gewicht ermittelt. Außerdem wurden folgende negative Veränderungen beurteilt: Gefiederschäden (an Hals, Rücken, Stoß und Bauch), Hautverletzungen (an Rücken und Bauch), Brustbeinveränderung sowie Brüche der Brustbeinspitze und Fußballenveränderung.

Tab. 5: Verlauf der Legeleistung in den einzelnen Betrieben

	Betrieb	Legebeginn LW	50 % Legeleistung LW	% Legeleistung Peak Max	% Legeleistung Ende
Sommerherden	A	19	21	88,7	68,8
	B	18	21	93,4	74,0
	C	21	24	95,7	83,5
	D	19	23	88,0	77,8
	E	18	20	90,6	76,1
	G	21	21	96,4	81,0
	F	18	20	91,5	75,4
	K	19	21	96,2	82,2
	L	18	22	96,3	86,8
	H	-	-	-	-
	J	19	21	97,7	88,0
	I	18	21	94,4	85,7
	Winterherden	T	18	21	90,9
Q		20	21	95,0	83,7
N		19	22	95,6	82,2
R		19	21	92,9	78,6
Y		20	22	95,2	87,8
V		19	22	94,7	75,2
O		-	-	-	-
W		19	21	87,3	61,8
P		18	21	98,4	87,7
M		20	22	95,5	78,8
U		20	22	93,7	74,8
X		21	23	90,8	75,7
S		20	22	91,5	85,4

Tab. 6: Verlauf der Lebensfähigkeit in den Betrieben – Von den Betrieben H und O standen keine Daten zur Lebensfähigkeit zur Verfügung; mehrere Betriebe stellten für die 65. LW keine Daten zur Verfügung.

	Betrieb	20. LW	30. LW	35. LW	40. LW	50. LW	60. LW	65. LW
Sommerherden	A	99,0	98,0	97,0	95,8	94,5	92,9	91,8
	B	100	99,5	98,9	98,4	97,2	96,0	95,0
	C	100	99,3	98,9	98,4	97,4	95,9	95,3
	D	99,9	99,4	97,1	96,1	93,8	93,5	92,5
	E	99,9	98,5	97,5	94,9	91,8	89,3	88,7
	G	100	100	99,8	99,8	99,1	97,6	-
	F	99,9	98,5	97,4	97,1	96,6	95,1	86,7
	K	99,7	99,0	98,6	98,1	97,3	96,6	95,8
	L	99,6	97,8	97,2	97,0	96,2	95,5	95,2
	H	-	-	-	-	-	-	-
	J	99,8	96,5	96,1	95,6	94,7	92,0	91,4
	I	99,0	95,6	91,6	90,6	90,2	88,3	88,0
Winterherden	T	99,9	98,1	97,5	97,3	96,9	96,3	95,8
	Q	100	99,9	99,9	99,8	99,4	98,5	97,2
	N	99,8	99,3	97,8	97,6	89,7	89,4	88,8
	R	99,9	99,5	96,4	96,0	94,7	93,8	-
	Y	99,7	98,7	98,4	98,0	94,3	92,9	-
	V	99,5	98,3	98,1	97,2	91,6	90,2	88,6
	O	-	-	-	-	-	-	-
	W	100	99,7	99,6	99,1	97,2	94,4	-
	P	100	96,5	96,2	95,3	94,5	89,7	88,1
	M	99,7	99,0	98,8	98,4	97,4	96,2	-
	U	99,8	99,5	99,0	98,4	96,5	94,9	94,0
	X	100	100	99,9	99,6	99,0	98,0	97,5
S	100	100	100	100	100	99,6	98,9	

Tab. 7: Lebensfähigkeit der Herden in % von der 20. LW bis zur 65. LW

LW	Leistungsspitze						Ende			
	20	25	30	35	40	45	50	55	60	65
Minimum	99,0	97,1	95,6	91,6	90,6	90,4	89,7	89,0	88,3	88,0
Maximum	100	100	100	100	100	100	100	100	99,6	98,9
Unteres Quartil	99,8	98,9	98,2	97,1	96,0	95,3	94,4	93,6	92,4	89,4
Median	99,9	99,5	99,0	98,1	97,6	97,1	96,5	96,1	94,9	93,3
Mittelwert	99,8	99,2	98,7	97,9	97,3	96,6	95,6	94,9	94,2	93,0
Oberes Quartil	100	99,8	99,5	99,0	98,4	97,8	97,3	96,8	96,3	95,6
Lohmann Sollwert	100	99,5	99,0	98,5	97,7	97,0	96,2	95,5	94,7	93,9

1.1.9 Darmparasiten

Details zur Probennahme, Probenbearbeitung und den Ergebnissen befinden sich in Kapitel 2 und 3. Nach Angabe der Betriebsleiter wurden in keinem Betrieb Anthelminthika angewendet. Tab. 8 und 9 zeigen zusammenfassende Ergebnisse aus dem Healthy-Hens-Projekt.

Tab. 8: Mittlere Prävalenz im Kot bei je Land

Land	<i>Ascaridia galli</i>
Belgien	53,3 %
Dänemark	66,3 %
Deutschland	92,4 %
Italien	60,0 %
Niederlande	100 %
Österreich	49,3 %
Schweden	73,3 %
Vereinigtes Königreich	76,7 %
Gesamt	66,7 %

1.1.10 Nutzung des Außenscharraums und des Auslaufes

Die Nutzung von ASR und Auslauf ist in den Tab. 10 und 11 beschrieben. Von den 25 in Österreich besuchten Herden hatten 20 einen Zugang zum ASR. 19 Herden konnten beurteilt werden. Pro Besuch wurde die Anzahl der Hennen im ASR/Auslauf erhoben. Die

Tab. 9: Mittlere Prävalenz und EPG im Kot je Land und Spezies

Land	EPG		Prävalenz (%)		
	<i>A. galli</i>	<i>Heterakis</i> spp.	<i>A. galli</i>	<i>Heterakis</i> spp.	Zestoden
Belgien	8	50	54,3	77,3	13,6
Dänemark	6	0	76,6	1,6	1,9
Deutschland	21	58	89,5	87,4	26,8
Italien	7	0	50,5	0,0	33,3
Niederlande	33	45	96,7	100	33,3
Österreich	5	16	60,6	46,0	14,7
Schweden	13	0	72,6	0,0	0,0
Vereinigtes Königreich	8	0	73,3	0,0	10,7
Gesamt	10	16	69,5	29,0	13,6

Zählungen dauerten jeweils 15 Minuten und fanden zu den folgenden drei Zeitpunkten statt: 4 h 45 min, 3 h und 1 h 15 min vor Sonnenuntergang. Bei der Erhebung dieser Information wurde gleichzeitig auch ermittelt, wie viele Tiere sich in welchem Abstand zur Auslassöffnung im Auslauf befanden. Die Einteilung erfolgte in 3 Kategorien: 0–20 m, 20–40 m und > 40 m. Beim ersten Besuch konnten 17 und beim zweiten Besuch 15 Herden beurteilt werden. Es wurde der Prozentsatz der Hennen die sich im Auslauf befanden berechnet, bezogen auf die Herdengröße.

Zusammenfassend konnte festgestellt werden, dass bei der Nutzung des ASR ein großer Unterschied zwischen den Herden bestand. Im Winter wurde der ASR aufgrund der Witterung mehr genutzt, während er im Sommer eher als Zwischenstation am Weg in den Auslauf diente. Beim Auslauf wurde der stallnahe Bereich (0–20 m) vermehrt genutzt. Lediglich bei einem Betrieb mit sehr guter Bepflanzung nutzten die Hennen auch gerne den Bereich >40 m.

Tab. 10: Durchschnittlicher Prozentsatz der Hennen im ASR

	1. Besuch	2. Besuch
Minimum	3,2	0,7
Maximum	40,6	43,1
Median	12,1	11,8
Mittelwert	14,9	15,4

Tab. 11: Durchschnittlicher Anteil der Hennen im Auslauf, aufgeschlüsselt nach Entfernung

	% Hennen 0–20 m		% Hennen 20–40 m		% Hennen > 40 m		Gesamt	
	1.	2.	1.	2.	1.	2.	1.	2.
Besuch	1.	2.	1.	2.	1.	2.	1.	2.
Minimum	1,3	4,4	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	9,2
Maximum	24,8	19,1	10,7	11,7	18,8	8,0	39,6	35,3
Median	8,3	12,8	6,8	8,1	1,5	0,9	18,4	24,4
Mittelwert	10,3	12,7	6,1	6,4	3,5	2,2	19,9	21,3

1.2 Junghennenzertifikat

Bei den in Österreich verwendeten Legehennen handelte es sich um LOHMANN BROWN CLASSIC. Die Junghennen wurden im Alter von etwa 133 Tagen abgegeben. Laut Junghennenzertifikat (SCHROPPER GMBH, A-2640 Gloggnitz-Aue) erfolgte eine Impfung gegen folgende Erkrankungen: Infektiöse Bronchitis, Kokzidien, Marek´sche Krankheit, *Salmonella* Enteritidis, *Salmonella* Typhimurium, Infektiöse Bursitis, New Castle Disease, Pneumovirus und Aviäre Encephalomyelitis.

1.3 Biologische Landwirtschaft

Bereits rund 22% (ca. 24.000) der landwirtschaftlichen Betriebe Österreichs sind Biobetriebe und 26% der landwirtschaftlichen Flächen (ca. 666.000 ha inkl. Bio-Almen) werden biologisch bewirtschaftet. Österreich ist damit in relativen Zahlen EU-weit führend. Die zeitliche Entwicklung dieser Anteile ist in Abb. 1 dargestellt. 18% aller in Österreich gehaltenen Geflügel befinden sich in biologischen Betrieben, was etwa 2,2 Millionen Tieren entspricht. Der Bio-Markt in Österreich unterliegt einem kontinuierlichem Wachstum (BIO AUSTRIA – Verein zur Förderung des Biologischen Landbaus 2020).

Die EU-Bio-Verordnungen regeln den Bio-Landbau in der Europäischen Union. Sie regeln

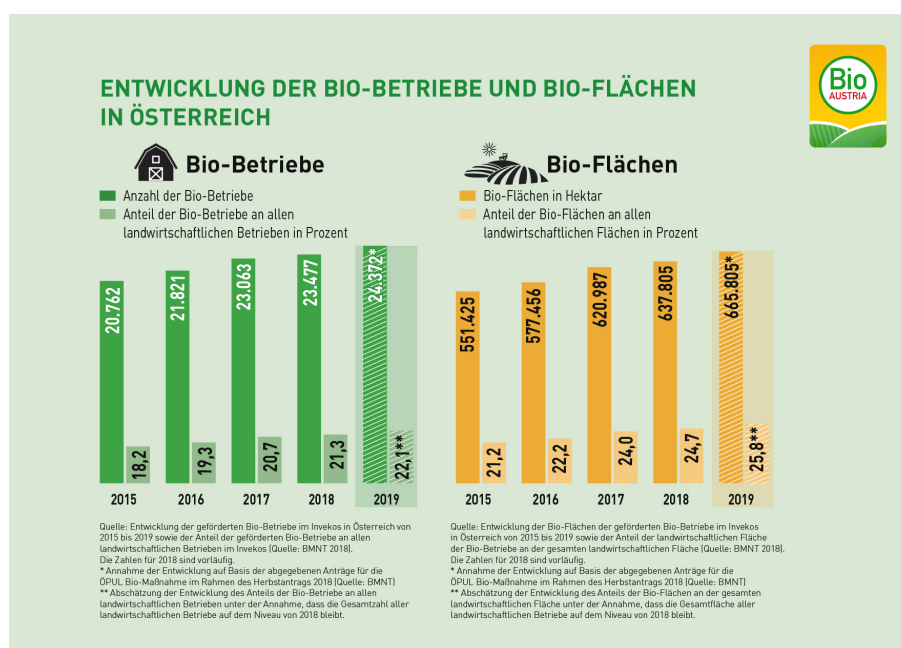


Abb. 1: Übersicht der Entwicklung der Anzahl österreichischer Bio-Betriebe (BIO AUSTRIA – Verein zur Förderung des Biologischen Landbaus 2020)

die Produktion, die Verarbeitung, die Kontrolle und den Import von Bio-Produkten. Die EU-Bio-Verordnungen 834/2007 und 889/2008 sind für Erzeuger und Verarbeiter von Bio-Lebensmitteln verpflichtend einzuhalten. In der Basisverordnung 834/2007 sind die Ziele, Grundsätze und Grundregeln des biologischen Landbaus festgelegt. Ergänzt wird diese Verordnung durch die Durchführungsbestimmungen 889/2008, welche sich mit spezifischen Unterbringungsvorschriften und Haltungspraktiken beschäftigt. Darüber hinaus erlässt der Verband BIO-Austria strengere Vorgaben als die genannten Rechtsnormen, deren Einhaltung durch ein Siegel bestätigt wird.

Pro Quadratmeter nutzbarer Stallfläche können sechs Legehennen eingestallt werden. Die Bodenfläche muss zumindest zu einem Drittel aus befestigtem Boden bestehen und mit Einstreu versehen sein. Jeder Geflügelstall darf maximal mit 3.000 Legehennen belegt werden. Jeder Stall muss über eine getrennte Futter- und Wasserversorgungsanlage verfügen (Verordnung EG 889/2008). Die Haltung von Legehennen in Volieren ist nur in Kombination mit einem ASR gestattet. Der Auslauf muss direkt an die Auslassöffnung angeschlossen sein (kein Tunnel) und sich im Umkreis von 150 m um den Stall befinden (BIO AUSTRIA – Verein zur Förderung des Biologischen Landbaus 2018). Ein Schutz vor Wetter und Raubtieren muss zur Verfügung stehen. Die Weidefläche muss eine geschlossene Grasnarbe aufweisen. Pro Legehenne sind 4 m² Auslauf vorgeschrieben. Die Hennen müssen mindestens ein Drittel ihrer Lebensdauer Zugang zum Auslauf haben. Die Beleuchtung darf 16

Lichtstunden nicht überschreiten, acht Stunden Nachtruhe müssen eingehalten werden. Bei den Sitzstangen müssen pro Tier 18 cm zur Verfügung stehen. Für je sieben Hennen muss ein Legenest vorhanden sein. Bei Gemeinschaftsnestern werden 120 cm² mit verformbarem Nistmaterial pro Henne gefordert (Verordnung EG 889/2008).

Bei biologischer Landwirtschaft ist die präventive Verabreichung von Tierarzneimitteln verboten. Die Verwendung von wachstums- oder leistungsfördernden Arzneimitteln (z.B. Antibiotika oder Kokzidiostatika) ist ebenso verboten wie die Anwendung von Hormonen zur Kontrolle der Fortpflanzung. Es sind maximal drei chemisch-synthetisch allopathische Medikamentengaben pro Jahr zulässig. Bei Tieren mit einer Lebenszeit unter einem Jahr ist maximal eine chemisch-synthetisch allopathische Medikamentengabe pro Jahr zulässig. Impfungen und Behandlungen gegen Parasiten fallen nicht in diese Regelung. Generell verdoppelt sich die Wartezeit bei Medikamenten bei der Anwendung in Biobetrieben. Gibt es keine Wartezeit für reguläre Betriebe, so ist die Wartezeit für Biobetriebe mit 48 h anzunehmen (Verordnung EG 889/2008).

1.4 Untersuchung von Parasiten bei Healthy-Hens

Die Untersuchung auf Parasiten erfolgte nach der Projektvorgabe (Version 1), verfasst von Niels C. Kyvsgaard, Stand 1. Juni 2012. Diese Vorgabe sah bei den Protozoen die Untersuchung auf *Eimeria* vor. Bei den Metazoen wurde auf Nematoden und Zestoden untersucht. Bei den Zestoden sollte nicht unterschieden werden zwischen den bei Hühnern auftretenden Familien Davaineidae, Dilepididae und Hymenolepididae. Bei den Nematoden erfolgte die Untersuchung auf: *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Capillaria* spp., *Tetrameres* spp., *Strongyloides* spp. und *Trichostrongylus* spp. Die anschließende Beschreibungen beschränkt sich auf diese Gruppen.

Nach der Definition von Deplazes et al. (2012), ist ein Parasit ein Organismus, der sich zeitweise oder dauernd auf oder in einem anderen, artfremden und meist größeren Lebewesen (Wirt) aufhält, auf dessen Kosten lebt und pathologische Eigenschaften besitzt. Die Pathogenität unterscheidet Parasiten von Partnern anderer Lebensformen wie Kommensalen, Mutualisten und Symbionten.

Im medizinischen Sprachgebrauch steht Parasit für eukaryotische Lebewesen, die sich in Protozoen (Einzeller) und Metazoen (*Animalia*) gliedern. Parasiten können in Kategorien eingeteilt werden, wie Endo- und Ektoparasiten. Man findet häufig eine Spezialisierung auf Wirte und bestimmte Organsysteme vor. Die Entwicklungszyklen beinhalten oft einen

Wirtswechsel und teilweise einen Generationswechsel (Deplazes et al. 2012).

1.4.1 Protozoen

Protozoen sind frei oder parasitisch lebende, einzellige Mikroorganismen unterschiedlicher Gestalt und Größe (ca. 1–300 µm). Die Vermehrung erfolgt bei einigen Protozoengruppen ungeschlechtlich (Teilung), bei der Mehrzahl findet aber im Entwicklungszyklus ein Generationswechsel zwischen asexueller Vermehrung (Agamogonie) und sexueller Fortpflanzung (Gamogonie) statt. Tab. 12 zeigt eine Übersicht geflügelrelevanter Protozoen (Deplazes et al. 2012).

Tab. 12: Geflügelrelevante Protozoenstämme und Gattungen (Deplazes et al. 2012)

Stamm/Unterstamm	Gattung
Metamonada	<i>Spiroucleus</i>
Parabasala	<i>Histomonas</i>
	<i>Cochlosoma</i>
	<i>Trichomonas</i>
Amoebozoa	<i>Entamoeba</i>
<i>Alveolata/Apicomplexa</i>	<i>Cryptosporidium</i>
	<i>Eimeria</i>
	<i>Sarcocystis</i>
	<i>Plasmodium</i>
	<i>Haemoproteus</i>
	<i>Leucocytozoon</i>

***Eimeria* (Eimeriose, Kokzidiose)**

Stamm	Alveolata
Unterstamm	Apicomplexa
Klasse	Coccidea
Ordnung	Eimeriida
Familie	Eimeriidae
Gattung	<i>Eimeria</i>

Kokzidiose zählt zu den häufigsten Geflügelkrankheiten und hat weltweit eine hohe wirt-

Tab. 13: Größe der Oozysten hühnerrelevanter *Eimeria*-Arten nach Jordan et al. (2019) und Siegmann und Neumann (2011)

Spezies	Größe der Oozysten	Pathogenität	Befallener Bereich
<i>E. acervulina</i>	18,3 x 14,6 µm	++	Duodenum
<i>E. brunetti</i>	24,6 x 18,8 µm	+++	Ileum/Colon
<i>E. maxima</i>	30,5 x 20,7 µm	++	Intestinum tenue
<i>E. mitis</i>	15,6 x 14,2 µm/16,2 x 16,0 µm	+	Ileum/Jejunum
<i>E. necatrix</i>	20,4 x 17,2 µm	+++	Ileum/Jejunum
<i>E. praecox</i>	21,3 x 17,1 µm	+	Duodenum/Oberes Ileum
<i>E. tenella</i>	22,0 x 19,0 µm	++++	Caeca

schaftliche Relevanz. Global verursachen Kokzidien einen Verlust von etwa 3 Milliarden USD. Tab. 13 zeigt die weltweit beschriebenen sieben *Eimeria*-Arten beim Huhn (Jordan et al. 2019).

Entwicklung

Bei der Entwicklung der *Eimeria* erfolgt im Wirt eine ungeschlechtliche Vermehrung (Merogonie) und eine geschlechtliche Vermehrung (Gamogonie), sowie eine Sporogonie in der Umwelt (Chapman 2014; Deplazes et al. 2012).

Merogonie

Nachdem eine sporulierte Oozyste (siehe Abb. 2) aufgenommen wurde, infiziert der geschlüpfte Sporozoit eine Zelle, meist einen Enterocyt, und entwickelt sich in einer parasitophoren Vakuole zum Trophozoiten. Der Trophozoit stimuliert seine Wirtszelle zum Wachstum. Er selbst teilt seinen Kern hundertfach und wird somit zum Meronten. Erreicht die Wirtszelle die Peripherie, teilt der Meront auch sein Zytoplasma und die spindelförmigen, einkernigen Merozoiten wandern aktiv aus, um neue Zellen zu infizieren. Die Merozoiten der zweiten Generation leiten die Gamogonie ein (Deplazes et al. 2012).

Gamogonie

Die meisten Merozoiten werden zu Makrogameten und nur wenige entwickeln sich zu Mikrogamonten, die begeißelte Mikrogameten enthalten. Je ein Mikrogamet befruchtet

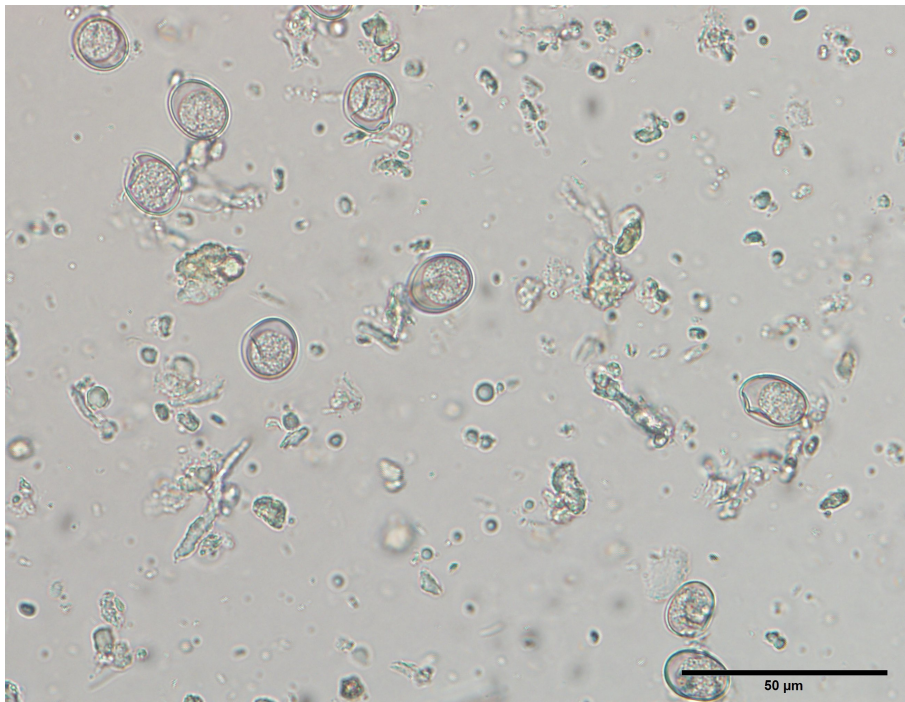


Abb. 2: Oozysten von *Eimeria* (Quelle: Eigene Fotografie)

einen Makrogameten, wobei das Produkt eine Zygote ist. Aus der Zygote entwickelt sich die Oozyste, die nach Zerfall der Wirtszelle mit dem Darminhalt ausgeschieden wird (Deplazes et al. 2012).

Sporogonie

Bei der Ausscheidung enthält die Oozyste einen Sporonten, der sich innerhalb von zwei Tagen zu vier Sporocysten mit je zwei Sporozoiten entwickelt (Deplazes et al. 2012).

Epidemiologie

Eimeria-Arten kommen weltweit und ubiquitär vor. Bei der Infektion spielen viele Faktoren eine Rolle, unter anderem der Immunstatus, die Haltung, das Alter und die Kontamination der Umgebung mit Oozysten. Oozysten werden ebenso leicht durch den Wind, wie durch Kleidung verbreitet. Es gibt bei der Epidemiologie einen Unterschied zwischen extensiver und intensiver Haltung.

Extensive Freilandhaltung: Ist ausreichend Platz vorhanden, kann die Kontamination so gering sein, dass die Tiere durch nur geringe Aufnahme von Oozysten eine artspezifische

Immunität entwickeln. Die Immunitätsbildung ist abhängig von der Infektionsdosis, der Dauer der Exposition, der Art des Erregers und vom Immunsystem des Wirtes.

Intensive Bodenhaltung: Besonders empfänglich sind Masttiere. Die Oozysten reichern sich in der Einstreu an und sporulieren bei ausreichender Feuchte unter Sauerstoff bei bevorzugt 25–30 °C. Eine sporulierte Oozyste ist sehr langlebig – bis über ein Jahr – und resistent gegen Desinfektionsmittel.

Die Kokzidiose ist selbstlimitierend und der Schweregrad ist proportional zur Anzahl der aufgenommenen sporulierten Oozysten. Eine Übertragung über Eier ist auszuschließen.

Um die Ausscheidung zu reduzieren und eine Infektion zu verhindern, ist die Gabe von Anticoccidia angezeigt. Es sollte während der Mast und während der Aufzucht von Legehennen verabreicht werden (Chapman 2014; Deplazes et al. 2012).

Pathogenese

Bei Kokzidiose liegt meist eine Mischinfektion mehrerer Erreger-Arten vor. Durch die Schädigung der Enterocyten kommt es zur Störung der Darmfunktion mit Verlust an Proteinen und Flüssigkeit. *E. necatrix* und *E. tenella* verursachen eine hämorrhagische Enteritis, die meist mit einer Infektion mit *Clostridium perfringens* einhergeht. *E. brunetti* verursacht eine nekrotisierende Enteritis, während *E. acervulina*, *E. maxima* und *E. mitis* eine katarrhalische Enteritis verursachen. Die Infektion mit *E. praecox* ist gekennzeichnet durch reichlich schleimiges Exudat (Deplazes et al. 2012; Jordan et al. 2019).

Kokzidienprophylaxe

Um einem Befall mit Kokzidien vorzubeugen, ist die Einstreu trocken zu halten und die Einschleppung von außen durch Mensch und Material zu verhindern. Gegen Kokzidien gibt es außerdem Impfungen.

Impfung

Kokzidienimpfungen sind in der EU nicht zugelassen für Legehennen in der Legeperiode. Der Impfstoff enthält sporulierte Oozysten von *Eimeria*-Arten die frühreif sind und einen kurzen Lebenszyklus besitzen. Dies bedingt eine geringere Reproduktionsrate, somit weniger Läsionen im Darm und folglich weniger zerstörte Darmzotten. Die Infektion hat einen milderen Verlauf, es bildet sich aber eine annähernd gleich starke Immunität wie

bei Wildstämmen aus. Zwischen den *Eimeria*-Arten kommt es zu keiner Ausbildung einer Kreuzimmunität. Die Hennen sind zwischen der dritten und sechsten LW besonders empfänglich für Infektionen. Eine Impfung darf nicht zeitgleich mit der Gabe von Kokzidiostatika erfolgen, da dies die Wirkung verringern würde. Nach erfolgter Impfung der Küken/Junghennen darf die Einstreu nicht gewechselt werden, da die ausgeschiedenen Kokzidien immer wieder aufgenommen werden müssen um einen guten Immunstatus zu erlangen.

Zur Impfung wird PARACOX 8 (MSD, Deutschland) verwendet. Es handelt sich dabei um eine Impfung zur aktiven Immunisierung gesunder Hühner oder zur Verringerung von Infektionen und klinische Symptome einer Kokzidiose, die bei Hühnern durch folgende *Eimeria*-Arten verursacht werden: *E. acervulina* HP, *E. brunetti* HP, *E. maxima* CP, *E. maxima* MFP, *E. mitis* HP, *E. necatrix* HP, *E. praecox* HP, *E. tenella* HP. Der Impfstoff enthält sporulierte Oozysten.

PARACOX 8 wird oral über das Trinkwasser verabreicht oder auf die Küken in der Brüterei versprüht, nachdem roter Lebensmittelfarbstoff zugesetzt wurde. Küken im Alter von ein bis neun Lebenstagen (inklusive) erhalten eine einmalige Dosis. Die Immunitätsentwicklung beginnt 14 Tage nach der Impfung. Der Impfschutz hält bis mindestens 36 Wochen nach der Impfung an.

Kokzidiostatika

Kokzidiostatika sind in Österreich nicht zugelassen bei Legehennen in der Legeperiode. Generell stehen verschiedene Wirkstoffe zur Verfügung. Diese können als Futtermittelzusatz oder über das Trinkwasser verabreicht werden. Ein Problem bei Kokzidiostatika ist die Bildung von Resistenzen bei Unterdosierung, schlechter Einmischung im Futter, zu häufiger Gabe bei fehlender Rotation der Wirkstoffe und Verabreichung zum falschen Zeitpunkt (Jordan et al. 2019).

Für Legegeflügel stehen die Wirkstoffe Toltrazuril und Sulfadimidin zur Verfügung. BAYCOX (Bayer, Österreich) enthält Toltrazuril und wirkt gegen sechs *Eimeria*-Arten: *E. acervulina*, *E. brunetti*, *E. maxima*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. tenella*. BAYCOX wird im Trinkwasser gelöst und entweder über 24 h oder an zwei aufeinander folgenden Tagen je 8 h gegeben. BAYCOX darf nicht nach der 15. LW verabreicht werden. Das in SULFA MIX (AniMed, Österreich) enthaltene Sulfadimidin-Natrium ist ein bakteriostatisch wirkendes Antibiotikum mit einem Wirkspektrum gegen grampositive und gramnegative Bakterien. Es wirkt aber auch gegen Kokzidien. Zur Behandlung beim Geflügel empfiehlt sich eine

Einmischrate von 0,5–1 %. Zur Anwendung gegen Kokzidien sollte das Mischfutter die alleinige Futtermittelgabe sein. Es erfolgen eine dreitägige Behandlung, zwei behandlungsfreie Tage und danach eine erneute dreitägige Behandlung (Austria Codex, 2020).

1.4.2 Helminthen

Beim Geflügel finden sich zahlreiche Endoparasiten in Form von Würmern (Helminthen). Unter Helminthen versteht man parasitisch lebende Metazoen aus den Stämmen der Platyhelmintha (Plattwürmer), Nematoda (Rundwürmer) und Acanthocephala (Kratzer). Im Stamm der Plattwürmer findet man den Unterstamm der Trematoda (Saugwürmer) und den der Cercomeromorpha mit der Klasse der Cestodea (Bandwürmer). Tab. 14 zeigt eine Übersicht der Systematik geflügelrelevanter Helminthen (Deplazes et al. 2012). Im Folgenden werden nur die Gattungen der Nematoden betrachtet und Familien der Zestoden beschrieben, die für diese Arbeit relevant sind.

Tab. 14: Systematik der Helminthen

Stamm	Unterstamm	Klasse	Familie	Gattung
Platyhelmintha (Plattwürmer)	Trematoda (Saugwürmer)	Digenea		
	Cercomeromorpha	Monogenea		
		Cestodea	Davaineidae	
			Dilepididae	
Nematoda (Faden- oder Rundwürmer)		Secernentea	Ascaridiidae	<i>Ascaridia</i>
			Heterakidae	<i>Heterakis</i>
			Strongyloididae	<i>Strongyloides</i>
			Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus</i>
		Tetrameridae	<i>Tetrameres</i>	
		Adenophorea	Capillariidae	<i>Capillaria</i>
Acanthocephala (Kratzer)				

1.4.2.1 Nematoden (Fadenwürmer)

Unter den Helminthen sind die Nematoden beim Nutzgeflügel die wirtschaftlich bedeutendste Gruppe. Das Besondere ist, dass bei einigen Arten die Entwicklung nicht nur im

Freiland, sondern auch im Stall vollständig durchlaufen werden kann. Basierend auf der Arbeit von Bauer (2006) werden folgend auch *Ascaridia*, *Heterakis*, *Capillaria*, *Tetrameres*, *Strongyloides* und *Trichostrongylus* zusammengefasst.

***Ascaridia* (Ascaridiose)**

Stamm	Nematoda
Klasse	Chromadorea
Unterklasse	Rhabditia
Ordnung	Spirurida
Unterordnung	Heterakoidea
Familie	Ascaridiidae
Gattung	<i>Ascaridia</i>

A. galli (siehe Abb. 3) und *Ascaridia compar* sind gelblich-weiß, erreichen eine Länge von bis zu 12 cm und eine Dicke von 1,8 mm. Sie parasitieren bei Hühnervögeln im Dünndarm. Adulte Männchen werden etwa 7,5 cm lang, adulte Weibchen etwa 12 cm. Um die Mundöffnung befinden sich drei Lippen. Ein Bulbus um den Oesophagus fehlt. Das Hinterende endet stumpf konisch. Männchen besitzen schmale Caudalflügel und einen präkloakalen Saugnapf. Die Eier weisen eine Größe von 80–85 x 45–55 µm auf und sind oval bis ellipsoid im Querschnitt, sowie tonnenförmig; der Inhalt ist unsegmentiert. In der dreilagigen Außenhülle ist die Mittelschicht am stärksten entwickelt. Die Oberfläche ist glatt (Bauer 2006).

Entwicklung

Ab 22–25 °C entwickelt sich die L3 im Ei innerhalb von acht bis zehn Tagen. Zur Entwicklung der Larve im Ei ist Einstreu oder Erde nötig. Nach peroraler Aufnahme des infektiösen Eies mit einer L2 oder L3 schlüpfen die Larven im Dünndarm und wandern in die Darmwand, wo sie drei Wochen verbleiben. Wieder im Darmlumen zurück, erreichen sie nach fünf bis acht Wochen p. i. die Geschlechtsreife. Generell neigen *Ascaridia*-Arten zu extra-intestinalen Wanderungen, wobei sie in parenchymatösen Organen persistieren können (Bauer 2006; Sharma et al. 2019).



Abb. 3: Ei von *Ascaridia galli* (Quelle: Eigene Fotografie)

Pathogenese

Bedingt durch die Invasion kommt es zu Epithel- und Gewebsschäden, besonders durch die Zerstörung der Lieberkühnschen Drüsen, was zu hämorrhagischen Enteritiden im Dünndarm führt. In weiterer Folge leiden die Tiere an Anämie und Wachstumsstörungen. Weiters wird das Immunsystem geschwächt und die Tiere sind anfälliger für Sekundärinfektionen. Bei starkem Befall sind Verluste durch Darmverschluß oder Zerstörung des Darms möglich. Ein Befall mit *A. galli* kann auch zu Verhaltensänderungen führen, die Federpicken und Kannibalismus verstärken. Hühner entwickeln eine partielle Immunität (Bauer 2006; Sharma et al. 2019).

***Heterakis* (Heterakiose)**

Stamm	Nematoda
Klasse	Chromadorea
Unterklasse	Rhabditia
Ordnung	Spirurida
Unterordnung	Heterakoidea
Familie	Heterakidae
Gattung	<i>Heterakis</i>

H. gallinarum (siehe Abb. 4) ist weltweit als Parasit in den Caeca von Hühnervögeln zu finden. Er hat eine große Bedeutung als Vektor für den Erreger der „Black Head Disease“ (*Histomonas meleagridis*). Die ellipsoiden Eier weisen eine Größe von 65–80 x 35–45 µm auf, sind dickschalig, glatt und enthalten eine dunkle, unsegmentierte Zygote. Adulte Männchen erreichen eine Länge von 6–13 mm, adulte Weibchen 9–15 mm. Die Dicke beträgt 0,5 mm. Das Hinterende ist bei beiden Geschlechtern fein auslaufend; beim Männchen findet man Caudalflügel und einen präkloakalen Saugnapf (Bauer 2006; Cupo und Beckstead 2019).

Entwicklung

Adulte *H. gallinarum* leben in den Caeca und manchmal in hinteren Dünndarmabschnitten und dem Dickdarm. In den Eiern entwickelt sich innerhalb von zehn bis zwölf Tagen im Freien eine Larve (L3). Nach peroraler Aufnahme der Eier schlüpfen die Larven und

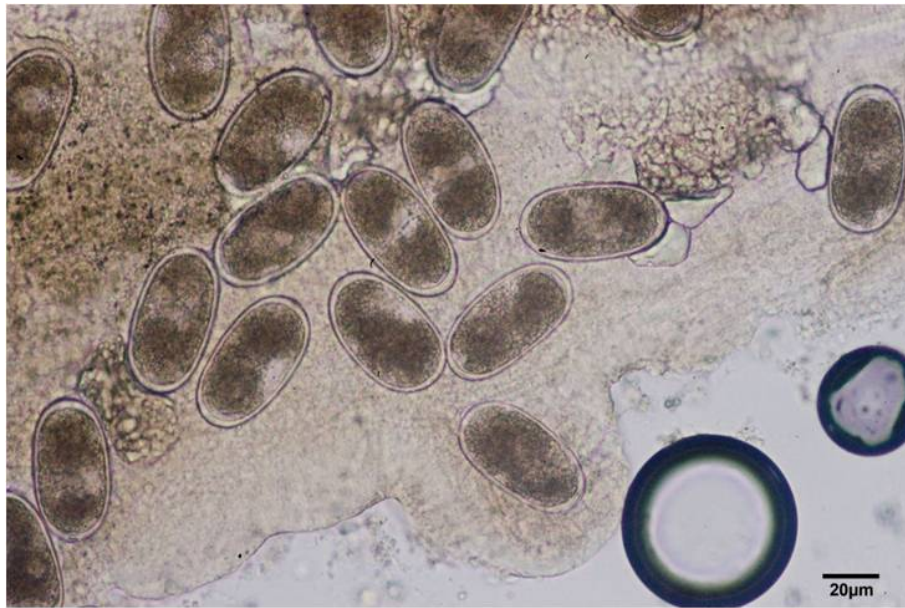


Abb. 4: Eier von *Heterakis gallinarum* (Quelle: Eigene Fotografie)

werden anschließend in den Caeca geschlechtsreif. Die Präpatenz beträgt 24–34 Tage. Der Regenwurm kann als Stapelwirt dienen. Eier überleben im Freien zwei bis drei Jahre (Cupo und Beckstead 2019).

Bekämpfung

Die Bekämpfung bei Freilandhaltung ist sehr schwierig, da die Eier sehr widerstandsfähig sind und verschiedene Stadien des Parasiten in Regenwürmern überleben können (Bauer 2006).

Pathogenese

Bei Infektionen mit *H. gallinarum* kommt es je nach Stärke des Befalls zu Thyphilitis mit Hämorrhagien und Knötchenbildung in der Schleimhaut; auch zeigt sich oft Diarrhö. Eine Infektion beeinflusst die Mast- und Legeleistung. In den meisten Fällen verläuft die Infektion allerdings ohne Symptome (Bauer 2006).

Capillarien (Capillariose)

Stamm	Nematoda
Klasse	Enoplea
Ordnung	Trichinellida
Familie	Trichuridae
Unterfamilie	Capillariidae
Gattung	<i>Capillaria</i>

Capillarien sind 7–18 mm lange, haardünne, durchsichtige Nematoden. Das Männchen kann ein Spiculum mit ausstülpbarer Scheide besitzen. Bei Weibchen dient die Vulvaklappe zur Diagnose. Die Eier sind je nach Art 48–54 x 25–27 bis 60–62 x 24–27 µm groß und zitronenförmig, siehe Abb. 5. Sie sind bräunlich gefärbt, haben asymmetrische Seitenwände, eine glatte Außenhülle und ihr Inhalt ist granular und unsegmentiert. Markant sind die beiden hyalinen, durchscheinenden und hervorstehenden Polpfröpfe. *C. contorta*, *C. obsignata* und *C. anatis* entwickeln sich monoxen. Andere Arten entwickeln sich mit Regenwürmern als Zwischenwirt. Bei 20–24 °C entwickeln innerhalb von ein bis zwei Wochen die L1 in den über den Kot ausgeschiedenen Eiern (Bauer 2006).

Entwicklung

Bei *C. contorta*, *C. obsignata* und *C. anatis* nimmt der Wirt die Eier auf und nach dem Schlupf kommt es nach vier Häutungen zur Bildung von geschlechtsreifen Stadien. Die Präpatenz liegt bei 3–7 Wochen. Bei anderen Arten werden die Eier von Regenwürmern aufgenommen. Die L1 schlüpft, wandert ins Gewebe, wächst und ist nach 2–4 Wochen für den Endwirt infektiös. Die Präpatenz liegt bei 2–4 Wochen (Bauer 2006).

Persistenz

Der Parasit überlebt bei schwankenden Temperaturen etwa zwei Wochen im Freien. Im Regenwurm kann er mehrere Jahre überleben (Bauer 2006).



Abb. 5: Ei von *Capillaria* spp. (Quelle: Eigene Fotografie)

Pathogenese

Im Wirt dringen Capillarien ins Darmepithel oder die Propria ein. Die Veränderungen reichen von geringgradig bis zu hochgradigen katarrhalischen und hämorrhagischen Entzündungen. Auch eine Fibrose des Dünndarms ist bei längerer Infektion möglich. Die Tiere leiden an Anämie, Resorptionsstörungen, am Verlust von Plasmaproteinen, an Durchfall, Abmagerung, verminderter Legeleistung und plötzlichen Todesfällen (Bauer 2006).

***Tetrameres* (Tetrameriosis)**

Stamm	Nematoda
Klasse	Chromadorea
Ordnung	Spirurida
Familie	Tetrameridae
Gattung	<i>Tetrameres</i>

Die adulten Männchen erreichen eine Länge von etwa 8 mm. Männchen sind als ganzes fadenförmig. Weibchen werden 2–5 mm lang und besitzen einen kugelförmigen, rötlichen Leib mit ca. 3 mm Durchmesser. Sie sind in die Schleimhaut eingebettet und als rote Punkte wahrnehmbar. Die Eier erreichen eine Größe von 25 x 45 µm. Sie sind eiförmig, transparent und besitzen verdickte Pole, eine dicke Außenhülle. Der Inhalt ist ein Embryo (Bauer 2006).

Entwicklung

Tetrameres benötigen für ihre Entwicklung verschiedene Zwischenwirte. Zu diesen zählen Heuschrecken, Kakerlaken, Wasserflöhe und Regenwürmer. Zwischenwirte nehmen Eier auf, aus denen nach wenigen Stunden Larven schlüpfen. Innerhalb von sieben Wochen entwickeln sich die Larven zur infektiösen L3-Form. Der Wirt infiziert sich über die Aufnahme infizierter Zwischenwirte. Die L3 verbleibt im Proventriculus, nistet sich in der Schleimhaut ein und entwickelt sich in sechs bis acht Wochen zum Adulten (Bauer 2006).

Epidemiologie

In endemischen Gebieten kann die Prävalenz bei bis zu 60 % liegen. Ein Befall ist nur bei Freilandhaltung ein ernstes Problem. Um eine Verbreitung in Stallhaltung zu vermeiden, ist die Einstreu möglichst trocken zu halten und regelmäßig zu wechseln (Bauer 2006).

Pathogenese

Durch die Ausbreitung der Würmer in der Schleimhaut kommt es zur Entzündung der Darmschleimhaut und Atrophie der Drüsen. Die Weibchen liegen in den Drüsen des Proventriculus und verursachen bis zu kirschgroße hämatomartige Zysten. Als Folge sammelt sich unverdaute Nahrung im Proventriculus an und fließt mitunter zurück in den Kropf und den Oesophagus. Betroffene Tiere zeigen Erbrechen, grünen Kot, Gewichtsverlust und Anämie (Bauer 2006).

***Strongyloides* (Strongyloidose)**

Stamm	Nematoda
Klasse	Secernentea
Ordnung	Rhabditida
Familie	Strongyloididae
Gattung	<i>Strongyloides</i>

Strongyloiden zählen zu den seltenen Nematoden beim Geflügel. *Strongyloides avium* stellt die einzige Art beim Huhn dar. Nur die Weibchen parasitieren im Dünndarm und den Caeca von Hühnern. Die Weibchen erreichen eine Länge von etwa 2 mm und sind durchscheinend. Die Eier haben eine Größe von etwa 36 x 52 µm. Sie sind oval und besitzen abgeflachte Pole, sind dünnchalig und enthalten entweder eine Morula oder einen Embryo (Bauer 2006).

Entwicklung

Die Weibchen vermehren sich ausschließlich parthenogenetisch. In der Außenwelt entwickeln sich noch im Ei die L1 und nach Häutungen die L2 und L3. Die L3 ist dann das infektiöse Stadium. Dem Entwicklungszyklus kann auch eine getrennt-geschlechtliche Generation zwischengeschaltet werden. In diesem Fall entwickeln sich die Larven (L4) zu geschlechtsreifen Männchen und Weibchen. Die Weibchen legen dann wenige Eier, die sich ihrerseits wieder bis zur infektiösen L3 entwickeln. Nach perkutaner oder peroraler Infektion werden die Larven über den Blutstrom im Körper verteilt, von wo aus sie auswandern. Über unterschiedliche Wege, unter anderem über die Trachea, gelangen die Larven in den Verdauungstrakt (Bauer 2006).

Persistenz

Bei Strongyloidose handelt es sich um eine Stallparasitose. Der Parasit findet in feuchter Einstreu bei Temperaturen über 15°C gute Entwicklungsbedingungen vor. Die Eier können in der Umgebung etwa vier Monate überleben. Bei Trockenheit und unter 15°C sterben sie ab (Bauer 2006).

***Trichostrongylus* (Trichostrongyloidose)**

Stamm	Nematoda
Klasse	Secernentea
Ordnung	Rhabditida
Familie	Trichostrongylidae
Gattung	<i>Trichostrongylus</i>

Beim Geflügel findet sich *T. tenuis*. Diese Nematodenart ist haarfein und rötlich-braun gefärbt. Die adulten Männchen werden 5–6,5 mm und die Weibchen 7,3–9 mm lang. Die Männchen werden über ihre Bursa copulatrix und die arttypischen Spicula identifiziert. Die Eier sind 65–75 x 55–42 µm groß. Sie sind in der Form ovoid, besitzen parallele Seitenwände, sind dünnchalig, die Pole sind ungleich geformt und der Ei-Inhalt ist segmentiert. Der Parasit findet sich in den Caeca und im Dünndarm. Bei intensiver Haltung wird er nur noch selten angetroffen (Bauer 2006).

Entwicklung

Der Lebenszyklus ist homoxen. Aus den ausgeschiedenen Eiern entwickeln sich Larven bis zur L3, die über Grünpflanzen aufgenommen werden, sich im Dünndarm häuten und in den Caeca die Geschlechtsreife erreichen (Bauer 2006).

Persistenz

Die L3 kann auch Temperaturen unter dem Gefrierpunkt überstehen. Eier können sich ab 4°C entwickeln (Bauer 2006).

Pathogenese

Die Folgen der Infektion reichen von symptomlos bis hin zum Auftreten von Anämie, Inappetenz, sowie blutig-schleimigen Blinddarmkots. Junghennen sind anfälliger für Infektionen, entwickeln aber mit der Zeit eine gewisse Immunität (Bauer 2006).

1.4.2.2 Zestoden (Bandwürmer)

Stamm	Platyhelmintha
Unterstamm	Cercomeromorpha
Klasse	Cestodea
Unterklasse	Eucestodia
Ordnung	Cyclophyllida
Familien	Davaineidae/Dilepididae/Hymenolepididae

Bandwürmer weisen in der Regel eine Gliederung in Kopf (Skolex), Halszone (Proliferationszone) und Hinterkörper (Proglottiden) auf. Der Skolex dient der Verankerung im Darm und kann Saugnäpfe und/oder Hakenkränze tragen. In der Halszone entstehen durch Proliferation Proglottiden, welche die Bandwurmkette (Strobila) bilden. Bei polyzoischen Zestoden sind diese Glieder voneinander abgrenzbar, bei monozoischen Zestoden ist die Abgrenzung unscharf oder fehlt. Die Anzahl der Proglottiden reicht von einigen wenigen bis zu zigtausenden. Die Länge der Strobila kann somit von einigen Millimeter bis zu 20 Metern reichen. Jede reife Proglottis enthält den zwittrigen Geschlechtsapparat. Die Fortpflanzung kann durch Selbst- oder Fremdbegattung erfolgen. Die letzten Proglottiden der Kette sind mit Eiern gefüllt, lösen sich und werden mit dem Kot ausgeschieden. Eine Infektion des Wirtes durch *Eucestodia* erfolgt immer über ein oder zwei Zwischenwirte. Die Stadien im Zwischenwirt werden als Metacestoden (Finnen) bezeichnet. Die Ernährung erfolgt über das Integument, ein Darm fehlt. Die Eier sind sphärisch bis ellipsoid und besitzen eine dicke, glatte Außenhülle. Im Ei befindet sich ein hexakanther Embryo, also eine mit sechs Häkchen versehene Larve – die Onkosphäre. Die Onkosphäre ist umgeben von einer Embryophore und darüber liegt die Eihülle. Die Familien Davaineidae, Dilepididae und Hymenolepididae enthalten verschiedene Arten, die Hühnervögel infizieren (Bauer 2006; Deplazes et al. 2012).

Davaineidae sind 1,5–4 mm lang. Die Proglottiden sind glasig, oval, etwa 0,6 mm breit und die Anzahl liegt zwischen vier bis neun Stück. Die Eier sind rundlich und 55 x 36 µm groß, siehe Abb. 6. Als Zwischenwirte dienen Schnecken (Bauer 2006; Deplazes et al. 2012; Kaufmann 2013).

Dilepididae sind bis zu 23 cm lang und 1,5–3 mm breit. Die Eier sind oval mit Fortsätzen und 54 x 47 µm groß. Die Proglottiden sind etwa 0,5–1,5 mm breit, mehr breit als lang, weißlich und beweglich. Als Zwischenwirte dienen Ameisen, Käfer und Fliegen (Deplazes



Abb. 6: Ei einer Zestode (Quelle: Eigene Fotografie)

et al. 2012; Kaufmann 2013).

Hymenolepididae sind 3–8 cm lang und 0,5–0,7 mm breit. Ihre Eier sind elliptisch, 76 x 62 µm groß. Die Proglottiden etwa 0,6 µm breit, mehr breit als lang, und ein Individuum kann bis zu 1.000 Stück aufweisen. Als Zwischenwirt dienen Stallfliegen und Mistkäfer (Deplazes et al. 2012; Kaufmann 2013).

Entwicklung

Die Entwicklung der Zestoden ist an ihre Wirte angepasst und bedarf entsprechender Zwischenwirte. Bei Hühnervögeln sind das Regenwürmer, Schnecken und Insekten. Gravide Proglottiden lösen sich und werden mit dem Kot ausgeschieden. Die Eier werden entweder durch Zerfall der Proglottiden in der Umwelt oder durch Zerstörung dieser im Wirt freigesetzt. Diese Eier enthalten die Hakenlarve mit sechs Häkchen (Onkosphäre). Nimmt ein Zwischenwirt Eier auf, so entwickeln sich in ihm innerhalb von drei bis vier Wochen

Cysticercoide. Bei Cysticercoide handelt es sich um das infektiöse zweite Larvenstadium. Der Endwirt wird durch Aufnahme des Zwischenwirts infizieren. Die Präpatenz liegt bei neun Tagen bis sechs Wochen (Deplazes et al. 2012).

Infektion

Die Infektion ist abhängig von den im Habitat vorkommenden Zwischenwirten. So ist auch bei Stallhaltung ein Massenbefall möglich, wenn sich z.B. Insekten in der Einstreu oder dem Futter ausreichend vermehren können (Deplazes et al. 2012).

Pathogenese

Zestodenbefall verursacht bei Geflügel nur geringgradige klinische Symptome. Gelegentlich treten Durchfall, Anämie, Polydipsie oder zentralnervöse Erscheinungen auf. Oft tritt eine Leistungsminderung ein (Deplazes et al. 2012).

Prophylaxe zur Wurminfektion

- Tierarten und Altersgruppen trennen ¹
- Vor jedem Neubesatz gründlich reinigen und desinfizieren ¹
- Tiefstreu trocken halten ¹
- Mögliche Zwischenwirte und Vektoren bekämpfen ¹
- Haltungsform in Aufzucht und Legeperiode gleich belassen ¹
- Hunde und Katzen nicht in die Stallungen lassen ²
- Weidewechsel ²
- Besatzdichte nicht zu hoch ansetzen ²
- Bedürfnisgerechte Ernährung ²
- Stall leerstehen lassen ²
- Kein Zugang zu Oberflächenwasser ²
- Kontakt zu Wildvögeln möglichst einschränken ²

- Helminthenfreie Tiere einstellen ²
- Einschleppung von außen durch Personal vermeiden (z.B. Überschuhe verwenden) ²

¹ Bauer (2006), ² Permin und Hansen (1998)

Therapie von Wurminfektionen

Bei der Therapie von Würmern kommen grundsätzlich Anthelminthika zum Einsatz. Für die Therapie von Bandwurminfektionen stehen beim Geflügel jedoch keine zugelassenen Medikamente zur Verfügung. Zur Bekämpfung von Nematoden beim Geflügel stehen die Wirkstoffe Fenbendazol und Flubendazol zur Verfügung. Beide sind in Österreich für Legehennen zugelassen.

PANACUR (MSD, Österreich) enthält Fenbendazol – ein Anthelminthikum der Benzimidazolcarbammatgruppe, das in den Energiestoffwechsel der Nematoden eingreift. Fenbendazol hemmt die Polymerisation von Tubulin zu Mikrotubuli. Es dient der Bekämpfung von *A. galli*, *H. gallinarum* und *Capillaria* spp. Fenbendazol ist ovozid und wirkt jeweils auf die L5 und die adulten Stadien der Nematoden. Die Behandlung erfolgt über das Trinkwasser. Für die Behandlung gegen *A. galli* und *H. gallinarum* wird Fenbendazol in einer Dosis von 1 mg/kg Körpergewicht und Tag verabreicht, für *Capillaria* spp. 2 mg/kg Körpergewicht und Tag. Die Behandlungsdauer beträgt fünf Tage. Die Wartezeit beträgt 0 Tage (48 h für Biobetriebe).

FLUBENOL (Elanco, USA) dient der Bekämpfung von *Syngamus trachea*, *Capillaria* spp., *A. galli*, *H. gallinarum*, *Amidostomum anseris*, *T. tenuis*. Das darin enthaltene Flubendazol wirkt stets auf die adulten Stadien. Es ist ein synthetisches Anthelminthikum, das zur Gruppe der Benzimidazole gehört. Flubendazol bindet sich an Tubulin. Es hemmt die Polymerisation von Tubuli zu Mikrotubuli in resorbierenden Zellen, z.B. in intestinalen Zellen der Nematoden oder in Integumentzellen der Zestoden. Dadurch wird die Ausbildung der zellulären Membranen beeinträchtigt und es kommt in weiterer Folge zu einer irreversiblen lytischen Degeneration der Zelle und somit zum Absterben der Parasiten. FLUBENOL wird über das Futter verabreicht und muss homogen angemischt werden und kann daher nicht mit pelletiertem Futter verabreicht werden. Da nur adulte Würmer von der Therapie betroffen sind, wird der optimale Behandlungserfolg nur gemeinsam mit verbesserter Stallhygiene erreicht. Die Tiere müssen am Tag der Behandlung und einen Tag danach im Stall belassen werden, um den Eintrag des Medikaments in die Umwelt zu vermeiden. FLUBENOL darf während der Legeperiode angewandt werden. Es müssen

1,43 mg Flubendazol/kg Körpergewicht pro Tag verabreicht werden. Die Behandlungsdauer beträgt sieben Tage.

1.5 Gastrointestinaltrakt des Geflügels

Der Gastrointestinaltrakt (GIT) des Geflügels gliedert sich in folgende Abschnitte, die größtenteils auch in Abb. 7 dargestellt sind:

Mundrachen	Oropharynx
Speiseröhre	Oesophagus
Magen	Gaster
Zwölffingerdarm	Duodenum
Leerdarm	Jejunum
Hüftdarm	Ileum
Blinddärme	Caeca
Enddarm	Rectum
Kloake	Cloaca
Leber	Hepar
Bauchspeicheldrüse	Pankreas

Generell ist der GIT des Hausgeflügels kurz und besitzt wenig Volumen. Dadurch kann von einer Passagezeit von vier bis zwölf Stunden ausgegangen werden (Salomon et al. 2008). Um ihren hohen Energieumsatz abzudecken, müssen Vögel häufig kleine Mengen Nahrung zu sich nehmen.

Beim Vogel gliedert sich der Magen in einen Drüsenmagen (Proventriculus), der durch den Isthmus gastris vom Muskelmagen (Ventriculus) getrennt wird. Der Drüsenmagen dient der Produktion von Schleim und Salzsäure. Außerdem sorgt er für den Weitertransport der Nahrung in den Muskelmagen. Der Muskelmagen besitzt auf seiner inneren Oberfläche Reibplatten, um Körner und Pflanzenteile zu zerkleinern. Diese Tätigkeit wird zusätzlich durch Grit unterstützt.

Die Darmlänge der Hühnervogel beträgt etwa das 5,5-fache ihrer Körperlänge. Eine Besonderheit des Vogeldarms besteht darin, dass sowohl im Dünndarm wie auch im

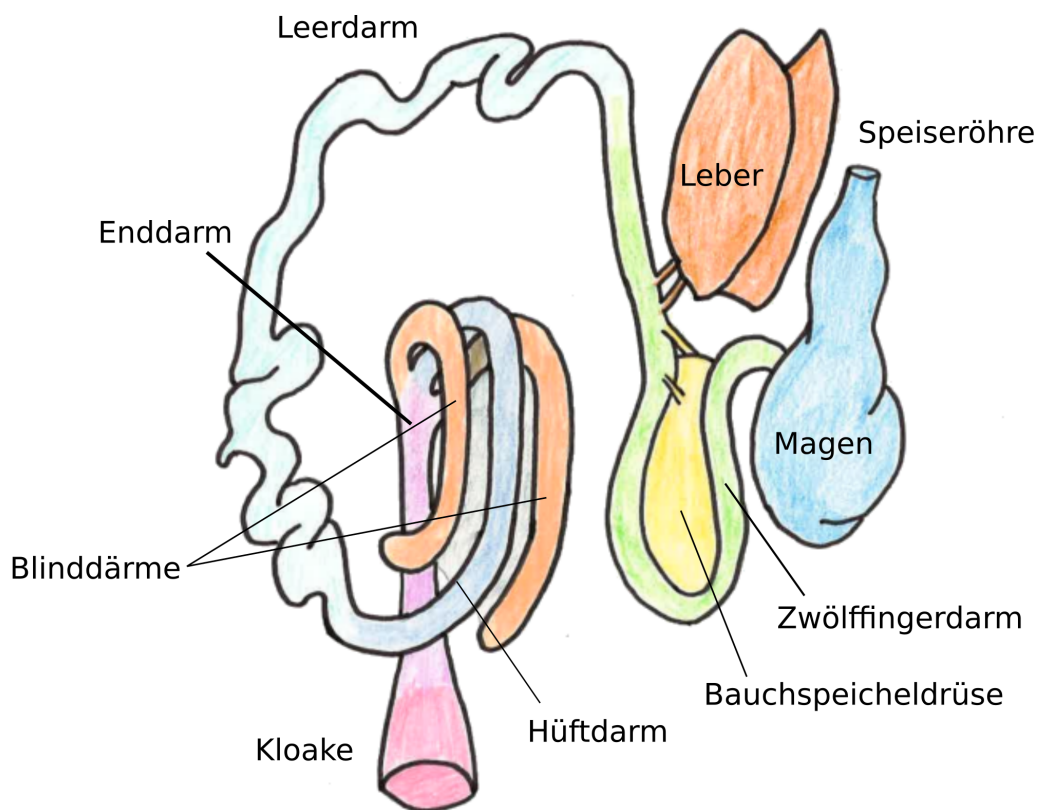


Abb. 7: Schematischer Gastrointestinaltrakt des Huhns (Quelle: Eigene Skizze)

Dickdarm Darmzotten zu finden sind. Das Duodenum bildet eine U-förmige Schleife, die mit ihren beiden Schenkeln das Pankreas einschließt. Das anschließende Jejunum ist der längste Darmabschnitt und liegt in Schlingen in der Leibeshöhle. Das Ileum geht am Meckel-Divertikel aus dem Jejunum hervor. Am Übergang des Ileums in das Rectum beginnen die beiden Caeca. Sie sind bei Hühnern gut ausgebildet und dienen dazu, durch mikrobiellen Abbau rohfaserreiches Futter zu verdauen. Antiperistaltische Bewegungen können Harn aus der Kloake in die Caeca befördern, um den darin enthaltenen elementaren Stickstoff durch Bakterien für die Proteinsynthese zu nutzen. Der dunkelgrüne bis dunkelbraune Blinddarmkot wird ein bis zwei mal täglich unabhängig vom Enddarmkot ausgeschieden. Der Enddarm entleert sich etwa zehn mal am Tag. Das Rectum ist in etwa 10 cm lang und geht in die Kloake über. Bei der Kloake handelt es sich um einen gemeinsamen Sammelraum, in den der Enddarm, die Harnleiter, der Eileiter beziehungsweise Samenleiter und die Bursa fabricii münden. Die Kloake gliedert sich in drei Abschnitte: Coprodeum, Urodeum und Proctodeum (Salomon et al. 2008).

2. Material & Methoden

2.1 Betriebe

Aus Datenschutzgründen wurden die 25 Betriebe in dieser Arbeit mit Großbuchstaben codiert (A–Y). Die Probennahmen wurden von Ass.-Prof. Dr.med.vet. Knut Niebuhr und Mag. Fehim Smajlhodzic durchgeführt. Einen Auszug der erhobenen Daten zeigt Tab. 15.

2.2 Probennahme

Die Laufzeit für das Projekt war für den Zeitraum vom 01.10.2011 bis 30.09.2014 anberaumt. Die Besuche erfolgten an jeweils zwei Terminen, siehe Tab. 16. Es handelte sich um 12 Sommerherden (Legespitze im Frühling/Sommer) und 13 Winterherden (Legespitze im Herbst/Winter). Die Besuche erfolgten in der 34. bis 37. und der 60. bis 65. Lebenswoche.

Für die Kotuntersuchung wurden möglichst frische Einzelkotproben vom Boden des Scharraums bzw. des ASR genommen. Pro Betriebsbesuch wurden 15 Proben gezogen. Die Kotproben wurden einzeln in durchsichtige Plastiktüten verpackt. Sie wurden gekühlt an die Universitätsklinik für Geflügel und Fische geliefert und bei Bedarf gekühlt gelagert. Die Kotuntersuchung hatte innerhalb von sieben Tagen zu erfolgen.

Die Probennahme für die makroskopische Untersuchung des GIT erfolgte direkt nach der Schlachtung durch Schlachthofpersonal. Der GIT wurde beginnend mit dem Magen bis zur Kloake in einem Stück entnommen und gekühlt ans Institut geliefert. Die Gedärme mussten bis zur Untersuchung bei 4 °C gelagert werden. Die Untersuchung der Därme erfolgte immer am Tag der Probenlieferung. Die Probennahme erfolgte von 10 Betrieben. Es wurde jeweils der GIT von 15 Tieren untersucht.

Tab. 15: Übersicht Betriebsdaten – Abkürzungen: s = Single-tier (ein-etagig), m = Multi-tier (mehr-etagig), f + p = Floor and perches (Bodenhaltung mit Sitzstangen); für Betrieb G liegen keine Daten bezüglich der Anzahl der Fütterungen pro Tag vor.

	Betrieb	Anzahl Herde	Anzahl gesamt	Wöchentliche Betriebsstunden	Haltungssystem	Haltungssystem Aufzucht	m ² Auslauf pro Henne	Lichtstunden	Fütterungen pro Tag
Sommerherden	A	3.000	3.000	1,15	s	m	15,0	16,0	7
	B	2.650	5.300	7,0	m	m	9,8	16,0	11
	C	1.400	2.150	3,5	s	f + p	10,7	15,0	7
	D	1.480	2.180	2,3	s	f + p	9,5	15,0	6
	E	3.200	3.200	3,5	m	m	9,4	15,0	5
	G	540	6.540	3,5	s	f + p	11,8	16,5	-
	F	3.000	8.800	2,2	m	m	11,2	16,0	9
	K	3.000	18.000	3,5	m	m	10,3	16,0	9
	L	3.000	6.000	3,5	m	m	10,0	16,0	8
	H	3.000	12.000	3,5	s	f + p	10,0	16,0	9
	J	1.570	2.200	1,1	s	m	9,1	16,0	7
I	1.750	1.750	14,0	s	m	21,5	15,5	6	
Winterherden	T	2.967	2.969	7,0	s	m	10,2	16,0	6
	Q	3.050	9.000	3,5	m	m	10,2	15,5	8
	N	2.060	2.100	3,5	s	m	17,7	16,0	7
	R	3.064	5.800	1,75	s	f + p	9,7	15,6	7
	Y	3.250	4.750	3,5	s	f + p	9,6	16,0	5
	V	960	1.520	1,5	s	m	12,1	15,25	4
	O	1.000	3.200	1,5	s	m	10,0	14,5	6
	W	3.246	6.000	3,5	s	m	10,2	15,5	8
	P	1.440	1.440	10,5	s	m	10,7	15,0	2
	M	1.048	1.048	10,5	s	m	9,6	15,5	8
	U	3.150	6.300	3,5	m	m	9,6	16,2	6
	X	2.625	2.625	5,25	s	m	10,1	15,0	7
S	1045	1745	14,0	s	f + p	14,1	14,0	7	

Tab. 16: Probennahme- und Bearbeitungszeitpunkte – „Erste“ Kotproben stammen aus der Lebenswoche 34 bis 37, „Zweite“ aus 60 bis 65

	Betrieb	Probennahme		Probenbearbeitung		
		1. Kotprobe	2. Kotprobe	1. Kotprobe	2. Kotprobe	GIT
Sommerherden	A	09.08.12	05.02.13	09.08.12	11.02.13	05.11.13
	B	17.08.12	11.02.13	17.08.12	19.02.13	26.11.13
	C	20.08.12	15.02.13	21.08.12	22.02.13	
	D	20.08.12	25.02.13	22.08.12	26.02.13	
	E	22.08.12	26.02.13	24.08.12	26.02.13	13.12.13
	F	10.09.12	21.02.13	06.09.12	25.03.13	
	G	05.09.12	25.03.13	10.09.12	24.02.13	10.12.13
	K	12.09.12	14.03.13	13.09.12	14.03.13	04.12.13
	L	18.09.12	07.03.13	21.09.12	07.03.13	
	J	25.09.12	20.03.13	26.09.12	19.03.13	
Winterherden	I	25.09.12	26.03.13	25.09.12	20.03.13	13.12.13
	H	26.09.12	19.03.13	27.09.12	26.03.13	
	T	30.10.12	06.05.13	30.10.12	11.05.13	
	Q	12.11.12	28.05.13	15.11.12	03.06.13	
	N	22.11.12	24.05.13	28.11.12	30.05.13	
	R	23.11.12	11.06.13	28.11.12	11.06.13	03.12.13
	Y	07.12.12	13.06.13	16.12.12	20.06.13	04.12.13
	V	03.01.13	04.07.13	10.01.13	15.07.13	
	O	10.01.13	24.07.13	17.01.13	24.07.13	
	W	18.01.13	09.07.13	25.01.13	15.07.13	10.12.13
	P	25.01.13	30.07.13	31.01.13	06.08.13	
	M	29.01.13	16.07.13	29.01.13	16.07.13	
	U	31.01.13	06.08.13	31.01.13	10.08.13	03.12.13
X	19.02.13	13.09.13	24.02.13	13.09.13		
S	05.03.13	06.09.13	05.03.13	06.09.13		

2.3 Koproscopische Untersuchung

Für die Kotuntersuchung wurden frische Einzelkotproben genommen. Für die Kotuntersuchung wurde die McMaster-Technik angewandt: Eine Zählkammer wie in Abb. 8 dient der Zählung von Teilchen in einem definierten Volumen. Die Größe und Form entspricht einem Objektträger. Eingravierte Nuten trennen die Oberfläche in zwei große Felder je am Rand und drei schmale Stege im mittleren Bereich. Zwei der Stege dienen der Auflage des Deckglases. Im Mittelsteg (=Kammerboden) sind zwei Zählnetze eingraviert. Der Kammerboden liegt tiefer als die beiden Außenstege. Die Fläche der eingravierten Quadrate ist bekannt und somit können die ausgezählten Teilchen auf ein bestimmtes Volumen bezogen werden. Wichtig beim Zählen ist, dass man auf Grenzlinien liegende Zellen nicht doppelt zählt. Hierzu ist es üblich, bei der Auszählung eines Quadrates nur die Eier/Oozysten auf zwei Grenzlinien (z.B. oben und links) mitzuzählen und die auf den anderen beiden Linien liegenden nicht. Vor der Auszählung sollte das Zählkreuz mit einer geringen Vergrößerung betrachtet werden, um zu prüfen, ob die Eier/Oozysten gleichmäßig über die Quadrate verteilt sind. Die Zählung erfolgt mittels Mikroskop. Zur Größenmessung der Eier/Oozysten im Mikroskopiefeld bedient man sich eines Messokulars (Okularmikrometer) und eines Objektmikrometers (Permin und Hansen 1998).

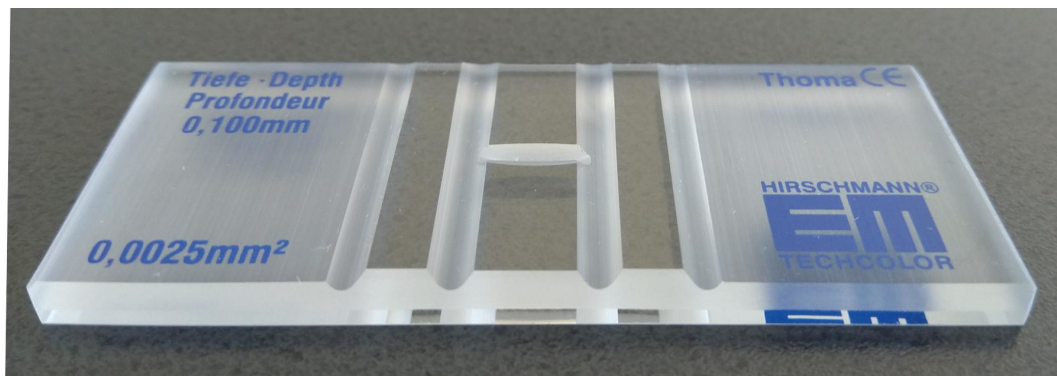


Abb. 8: Zählkammer (Quelle: Eigene Fotografie)

Ein Gramm Kot wurde eingewogen und in eine Reibschale gegeben. Das Flotationsmedium wurde im Verhältnis 1:15 zugefügt und bei Abweichung der Einwaage entsprechend angepasst. Beim Flotationsmedium handelte es sich um eine Mischung von Natriumchlorid (250 g) und Glukosemonohydrat (375 g), gelöst in destilliertem Wasser (1 L) mit einer

Dichte von $d = 1,271$. Nach dem Mischen wurde die Lösung durch ein Sieb in ein neues, sauberes Gefäß filtriert und die Untersuchung innerhalb von 15 Minuten durchgeführt. Der Rückstand im Sieb wurde verworfen. Unmittelbar nach der Siebung wurde mit einer Pipette ein Aliquot entnommen und die McMaster-Kammer blasenfrei befüllt. Nach dem Befüllen wurde die Kammer fünf Minuten stehen gelassen um das Aufschwimmen der Eier abzuwarten. Ausgezählt wurde mit 40x- oder 100x-Vergrößerung. Da die Oozysten von *Eimeria*-Arten mitunter nur 15 μm groß sind, empfahl sich für ihre Zählung die 100x-Vergrößerung. Beim Zählen wurden jene Eier miterfasst, die auf der oberen und der linken Grenzlinie lagen. Nach der Zählung wurde die Kammer unter fließendem Wasser gereinigt und getrocknet.

Bei der verwendeten Kammer lag der Kammerboden 1,5 mm tiefer als die Stege. Die beiden gezählten Felder waren je 1 cm^2 groß. Das Volumen der beiden Zählfelder zusammen betrug folglich 0,3 ml. Das Aliquot entsprach somit 1/50 der Lösungsmenge von 15 ml und einem Gramm Probe. Die Zählergebnisse der beiden Zählkammern wurden addiert und mit 50 multipliziert, um auf die Eizahl in einem Gramm Kot zu kommen. Die Kotproben wurden auf *A. galli*, *H. gallinarum*, *Capillaria* spp., *Tetrameres* spp., *Strongyloides* spp., Zestoden, *Trichostrongylus* spp. und Kokzidien untersucht. *A. galli* und *H. gallinarum* wurden zusammengezählt, da es bei der Größe eine Überlappung gibt und die mikroskopische Zuordnung nicht eindeutig möglich war. Auch bei den Oozysten von Kokzidien erfolgte keine Differenzierung.

2.4 Makroskopische Untersuchung des Gastrointestinaltrakts

Die im Zuge dieser Diplomarbeit durchgeführten makroskopischen Untersuchungen beschränkten sich auf die überbrachten Teile des Gastrointestinaltrakts von jeweils 15 Hühnern eines Betriebs. Zehn Betriebe wurden untersucht. Die Hühner durften für die Untersuchung mindestens sechs Stunden vor der Schlachtung kein Futter zu sich nehmen.

Der GIT wurde in drei bis vier Bögen auf dem Tisch aufgelegt, siehe Abb. 9. Dabei war es wesentlich, dass sich der GIT nicht stark um seine eigene Längsachse verdreht, da es das Aufschneiden erschwert. Ein transversaler Schnitt am Proventriculus wurde gesetzt und von diesem ausgehend der GIT möglichst in einem Zug longitudinal eröffnet. Anschließend wurden die beiden Caeca eröffnet. Die Untersuchung begann bei der Schleimhaut des Proventriculus. Hierbei wurde auf die Anwesenheit von *T. americana* geachtet. Der Inhalt



Abb. 9: Schlachtpräparat GIT vor der Untersuchung (Quelle: Eigene Fotografie)

des Dünndarms wurde genau inspiziert. Dazu war es teilweise notwendig, den Darminhalt vorsichtig am Tisch zu verstreichen. Mit einigen Tropfen Wasser wurde die Schleimhaut gespült und der Darminhalt weiter verdünnt, um die teilweise feinen Würmer nicht zu übersehen. Im Dünndarm waren *A. galli*, *Capillaria* spp. und *Raillietina* spp. zu erwarten. 1–2,5 cm lange Rundwürmer wurden als Larven von *A. galli* angesprochen. Waren diese über 2,5 cm lang, handelte es sich um Adulte. Bei den Zestoden kann der segmentierte Körper leicht zerbrechen und es musste bei der Untersuchung mit besonderer Vorsicht präpariert werden, um keine falsche Anzahl zu generieren. Bis vier wurde numerisch erfasst, darüber hinaus wurde nur „several“ vermerkt. In den Caeca wurde der Inhalt auf die Anwesenheit von *H. gallinarum* untersucht.

2.5 Statistische Untersuchung

Die statistische Auswertung wurde mit dem Statistik-Programm R (<https://www.r-project.org>) durchgeführt. Zur Beschreibung von Verteilungen kommen Histogramm und Box-Plot zum Einsatz; zur statistischen Analyse Zwei-Stichproben-T-Test (auch „Doppelter T-Test“, Funktion *t.test()*) und lineare Regression (Funktion *lm()*).

T-Test

Der T-Test eignet sich zum Vergleichen verschiedener Stichprobengruppen. Dabei handelt es sich um einen Hypothesentest, der anhand von Mittelwerten zweier unabhängiger Stichproben prüft, wie sich die Mittelwerte der entsprechenden Grundgesamtheiten zueinander verhalten. Der Test darf angewendet werden, weil die Auswahl der Individuen in der einen Stichprobe keinen Einfluss ausübt auf die Auswahl der Individuen in der anderen Stichprobe. Die Wertverteilung entspricht zwar keiner Normalverteilung, wie sie für den T-Test eigentlich vorausgesetzt wird, wie ein Blick in die Rohdaten oder den Box-Whiskers-Plot zeigt; allerdings gilt der T-Test in dieser Hinsicht als relativ robust.

Regressionsanalyse

Die Regressionsanalyse ist ein statistisches Analyseverfahren, das Beziehungen zwischen einer abhängigen und einer oder mehreren unabhängigen Variablen modelliert.

3. Ergebnisse

Im Anhang der vorliegenden Arbeit befinden sich Tabellen mit den Rohdaten für alle Betriebe aus den einzelnen Untersuchungen. Die Proben wurden auf alle in der Projektvorgabe vorgesehenen Wurmspezies untersucht. Ein Befall von *Tetrameres* spp., *Strongyloides* spp. und *Trichostrongylus* spp. wurde jedoch bei keiner einzigen Untersuchung festgestellt, weshalb diese in den Tabellen nicht verzeichnet sind.

3.1 Koproskopische Untersuchung

Der Anteil positiver Proben ist in Tab. 17 dargestellt. Die folgenden Ergebnisse der beiden Besuche verstehen sich als Mittelwert \pm Standardabweichung EPG/OPG:

1. Besuch: Für *A. galli/H. gallinarum* wurden 54,1% der Kotproben positiv getestet und $524,40 \pm 570,78$ nachgewiesen. Bei *Capillaria* spp. wurden in 24,0% der Proben Eier nachgewiesen. Deren Anzahl lag bei $67,07 \pm 89,54$. Oozysten von Kokzidien wurden in 49,3% der Proben nachgewiesen im Ausmaß von $2436,5 \pm 7303,98$.

2. Besuch: Bei *A. galli/H. gallinarum* wurden 51,46% der Kotproben positiv getestet und $370,53 \pm 464,62$ nachgewiesen. Bei *Capillaria* spp. wurden in 23,2% der Proben Eier nachgewiesen. Deren Anzahl lag bei $47,33 \pm 68,39$. Oozysten von Kokzidien wurden in 54,4% der Proben nachgewiesen im Ausmaß von $743,60 \pm 1855,08$.

A. galli/H. gallinarum

Betrachtet man alle 25 Betriebe, so ist die Anzahl der positiv getesteten Betriebe beim ersten und zweiten Besuch gleich. Bei *A. galli/H. gallinarum* wurden jeweils 96% der Betriebe positiv getestet. Im Betrieb R waren beim ersten Besuch 40% der Kotproben positiv, beim zweiten Besuch waren alle negativ. Im Betrieb X waren beim ersten Besuch

Tab. 17: Prävalenz Kotproben

	Betrieb	1. Besuch				2. Besuch			
		<i>A. galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Kokzidien	Zestoden	<i>A. galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Kokzidien	Zestoden
Sommerherden	A	6,6	-	100	-	20,0	-	66,6	-
	B	66,6	13,3	73,3	-	100	26,6	26,6	-
	C	60,0	60,0	66,6	-	60,0	6,6	40,0	-
	D	40,0	46,6	60,0	-	66,6	80,0	20,0	-
	E	73,3	26,6	20,0	-	40,0	20,0	53,3	-
	F	86,6	-	40,0	-	66,6	-	26,6	-
	G	53,3	86,6	40,0	-	46,6	40,0	26,6	-
	H	93,3	33,3	80,0	6,6	40,0	53,3	6,6	-
	I	93,3	-	33,3	-	93,3	-	53,3	-
	J	66,6	86,6	100	-	60,0	60,0	20,0	-
Winterherden	K	53,3	-	66,6	-	60,0	-	40,0	-
	L	40,0	6,6	53,3	-	60,0	33,3	40,0	-
	M	100	6,6	93,3	-	20,0	6,6	53,3	-
	N	46,6	40,0	46,6	-	6,6	46,6	66,6	-
	O	66,6	86,6	20,0	-	66,6	53,3	40,0	20,0
	P	60,0	66,6	53,3	-	40,0	40,0	33,3	-
	Q	80,0	6,6	33,3	-	60,0	-	60,0	-
	R	40,0	-	66,6	-	-	-	66,6	-
	S	26,6	-	13,3	-	46,6	-	93,3	-
	T	33,3	-	-	-	26,6	-	80,0	-
	U	53,3	-	100	-	46,6	33,3	66,6	13,3
	V	13,3	6,6	73,3	-	46,6	26,6	33,3	6,6
	W	60,0	-	46,6	-	86,6	-	53,3	-
X	-	-	86,6	-	93,3	33,3	73,3	-	
Y	73,3	6,6	60,0	-	13,3	40,0	40,0	-	
	Positive Betriebe	96,0	60,0	96,0	4,0	96,0	64,0	100	12,0

alle Kotproben negativ, beim zweiten Besuch 93,3% positiv. Die Verteilung ist in Abb. 10 zu sehen.

***Capillaria* spp.**

Der Anteil der auf *Capillaria* spp. positiv getesteten Betriebe war bei beiden Besuchen annähernd gleich: Beim ersten Besuch lag sie bei 60%, beim zweiten Besuch bei 64%. Im Betrieb Q waren beim ersten Besuch 6,6% der Kotproben positiv, beim zweiten Besuch waren alle negativ. In den Betrieben U und X waren beim ersten Besuch alle Kotproben negativ, beim zweiten Besuch 33,3% positiv. Die Verteilung ist in Abb. 11 zu sehen.

Kokzidien

Auch bei der Testung auf Kokzidien war die Anzahl der positiv getesteten Betriebe fast gleich: Für den ersten und zweiten Besuch ergaben sich 96% beziehungsweise 100%. Nur im Betrieb T wurden beim ersten Besuch keine Kokzidien nachgewiesen, beim zweiten Besuch waren dort 80% der Kotproben positiv. Die Verteilung ist in Abb. 12 zu sehen.

3.2 Makroskopische Untersuchung des Gastrointestinaltrakts

Es wurden von zehn Betrieben je 15 GIT untersucht. Somit standen 150 Proben zur Verfügung.

A. galli

Bei allen zehn untersuchten Betrieben wurde *A. galli* im GIT nachgewiesen. Somit waren 100% der untersuchten Betriebe positiv. Betrachtet man alle 150 Proben, so waren insgesamt 60% der Proben positiv auf *A. galli*. Der Prozentsatz der positiven Darmproben pro Betrieb lag zwischen 27,6% und 93,3% und ist in Tab. 18 aufgeschlüsselt. Die Werteverteilung ist in Abb. 13 ersichtlich.

Bei der Kotuntersuchung zur Leistungsspitze und bei der Kotuntersuchung zum Ende der Legeperiode waren je 90% der untersuchten Betriebe positiv. Betrachtet man die positiven Betriebe im Einzelnen, so lag der Prozentsatz der positiven Kotproben pro

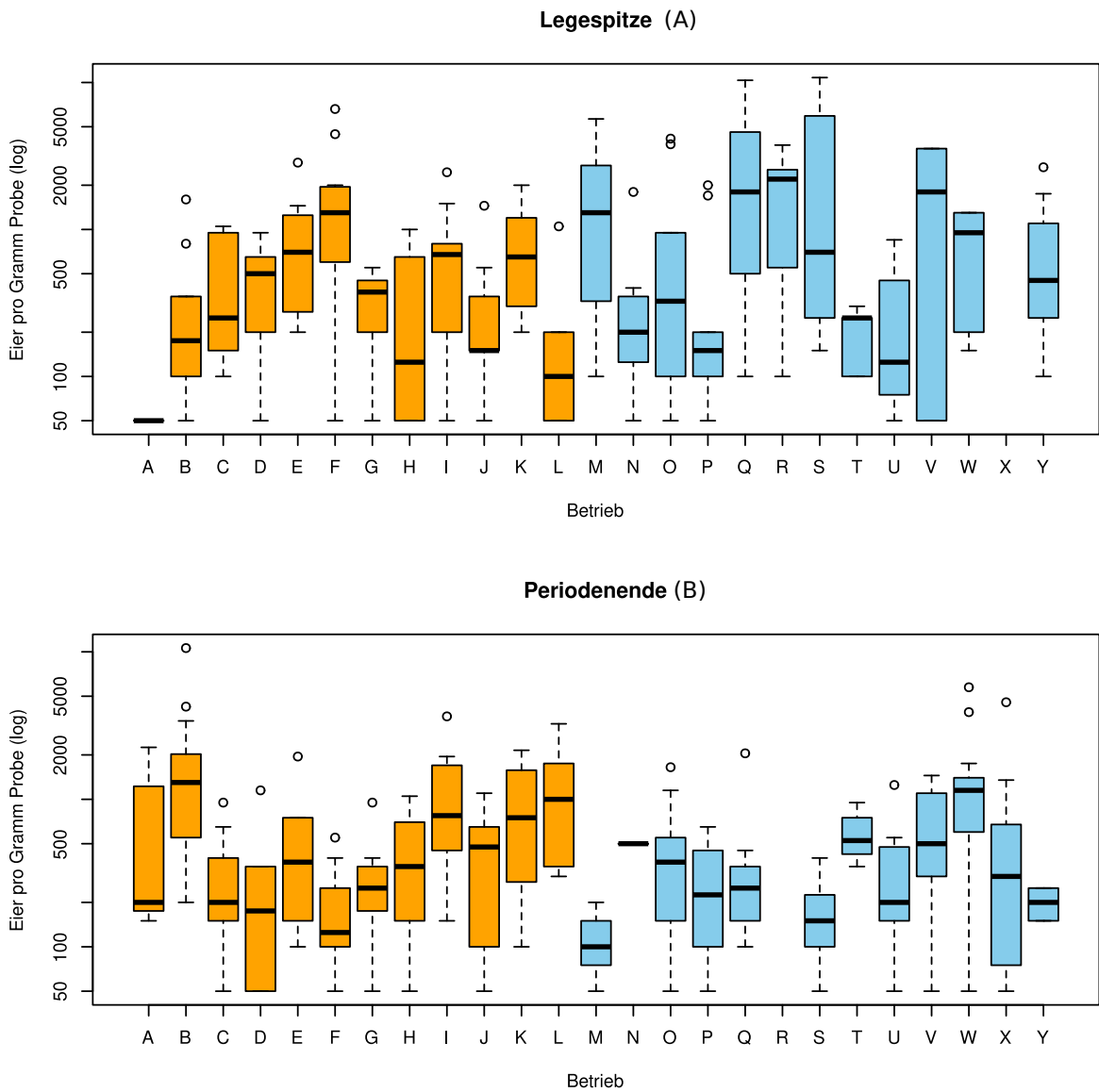


Abb. 10: Boxplot der Eizahlen über die Betriebe im Vergleich für Legespitze (A) und Ende der Legeperiode (B): *A. galli/H. gallinarum*; Sommerherden orange, Winterherden blau

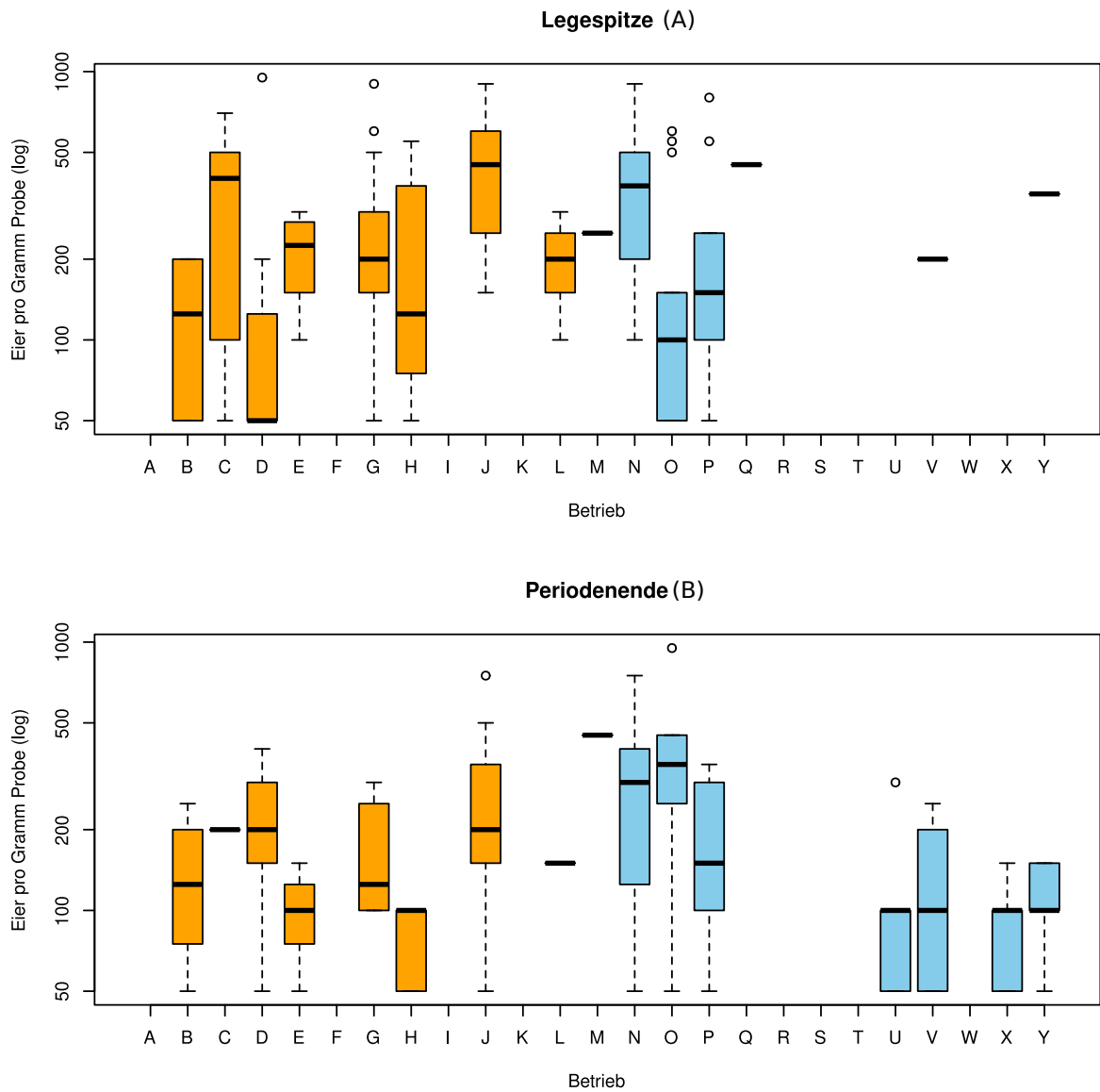


Abb. 11: Boxplot der Eizahlen über die Betriebe im Vergleich für Legespitze (A) und Ende der Legeperiode (B): *Capillaria* spp.; Sommerherden orange, Winterherden blau

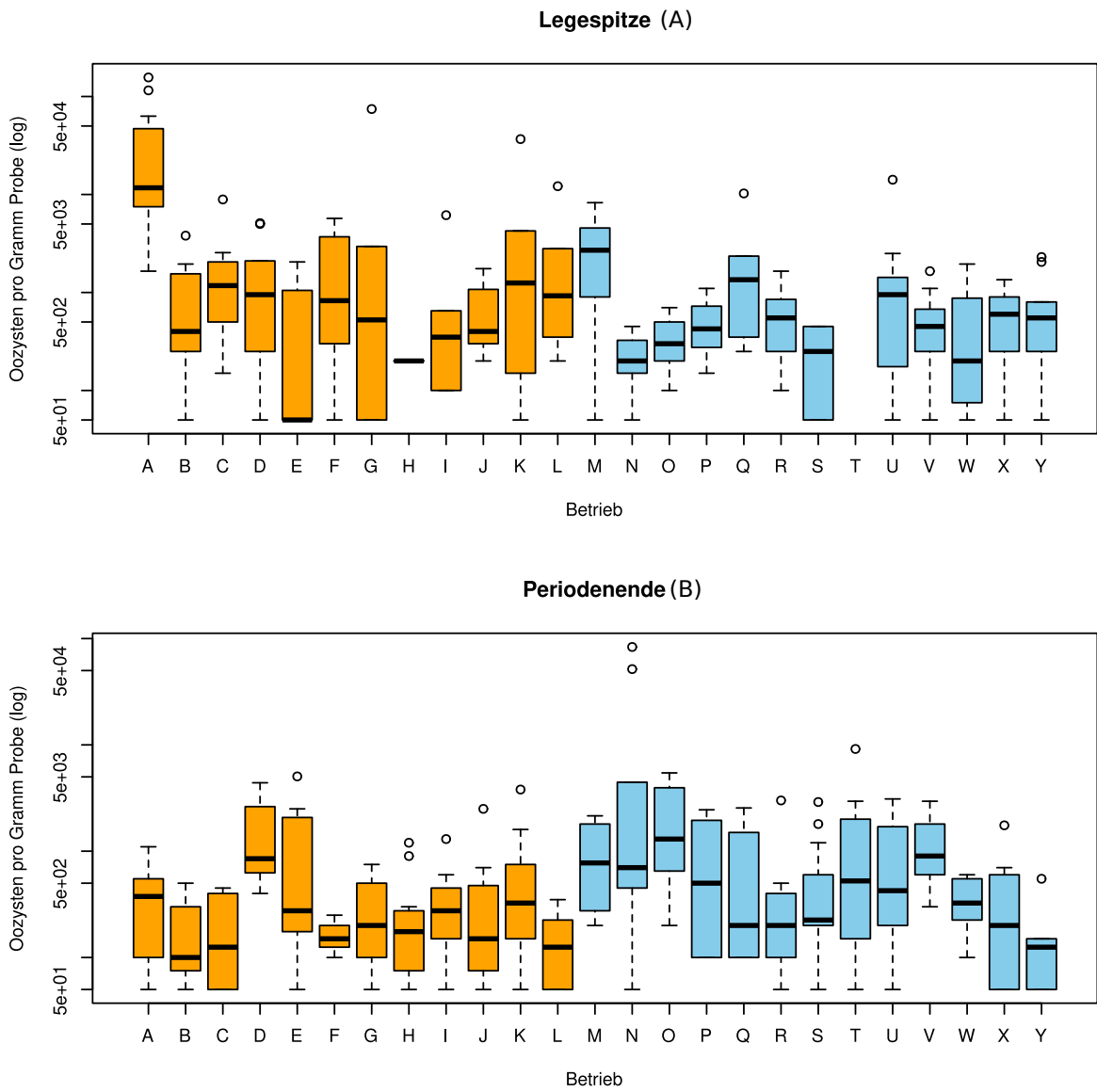


Abb. 12: Boxplot der Oozysten über die Betriebe im Vergleich für Legespitze (A) und Ende der Legeperiode (B): Kokzidien; Sommerherden orange, Winterherden blau

Tab. 18: Positive Proben GIT und Kot im Vergleich: *A. galli*

		EPG Peak		EPG Ende		Untersuchung GIT	
	Betrieb	pos. Proben	%	pos. Proben	%	pos. Proben	%
Sommerherden	A	0	0	3	20	4	28
	B	3	20	15	100	13	87
	E	8	53	6	40	14	93
	F	13	87	5	33	10	67
	J	6	40	9	60	11	73
Winterherden	K	9	60	8	53	7	47
	R	6	40	0	0	7	47
	U	8	53	7	47	9	60
	W	9	60	13	87	5	33
	Y	11	73	2	13	10	67

Betrieb am Anfang der Legeperiode zwischen 20 % und 73,3 %. Am Ende der Legeperiode lag er zwischen 20 % und 100 %. Die Betriebe B, E, F, J, K, U, W und Y waren bei der Kotuntersuchung zur Leistungsspitze und zum Ende der Legeperiode positiv.

Zwei Betriebe stechen heraus: Der Betrieb A war zur Leistungsspitze bei der Kotuntersuchung negativ, am Ende der Legeperiode mit 20 % positiv und bei der Untersuchung des GIT waren 28 % der Proben positiv. Der Betrieb R war zur Leistungsspitze bei der Kotuntersuchung mit 40 % positiv, am Ende der Legeperiode negativ. Bei der Untersuchung des GIT waren aber 47 % der Proben positiv.

H. gallinarum

Bei den GIT-Untersuchungen von Hühnern aller zehn untersuchten Betriebe wurde *H. gallinarum* nachgewiesen, somit waren 100 % der untersuchten Betriebe positiv. Betrachtet man alle 150 Proben, so waren insgesamt 46 % der Proben positiv. Der Prozentsatz der positiven Darmproben pro Betrieb liegt zwischen 7 % und 100 % und ist in Tab. 19 aufgeschlüsselt. Die Werteverteilung ist in Abb. 14 ersichtlich.

Bei der Kotuntersuchung zur Leistungsspitze waren 50 % der Betriebe positiv, zum Ende 20 %. Betrachtet man die positiven Betriebe im Einzelnen, so lag der Anteil der positiven Kotproben pro Betrieb am Anfang der Legeperiode zwischen 7 % und 60 %. Am Ende der Legeperiode lag er zwischen 7 % und 20 %.

Der Betrieb J hatte zu Anfang der Legeperiode 28 % der Kotproben positiv, am Ende

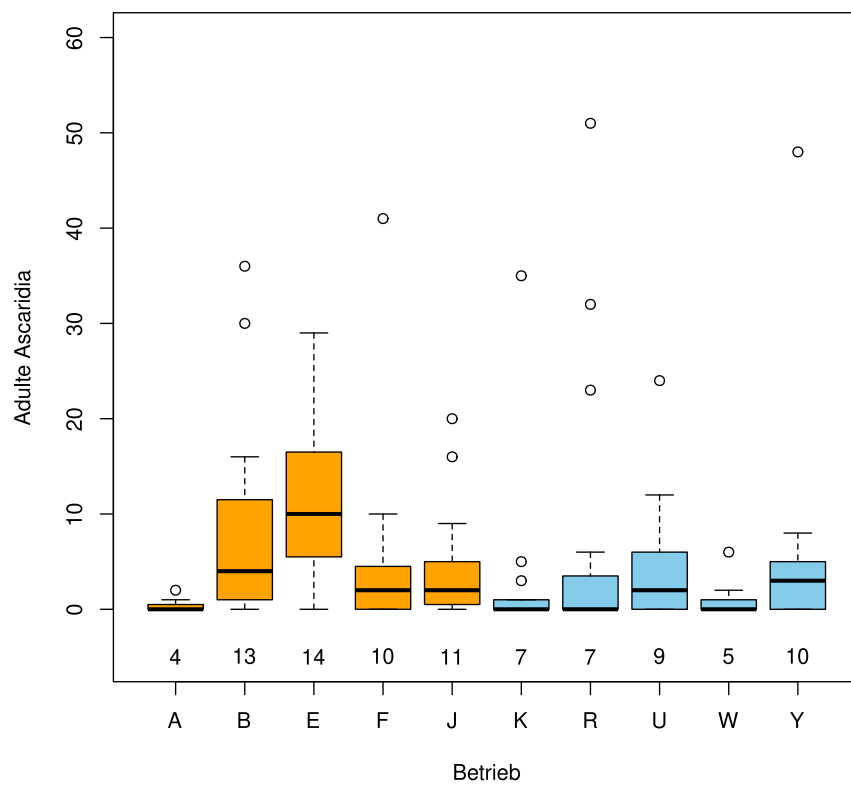


Abb. 13: Verteilung adulter *A. galli* über die Proben der Betriebe; unter den Boxplots: Anzahl positiver Proben; Sommerherden orange, Winterherden blau

Tab. 19: Positive Proben GIT und Kot im Vergleich: *H. gallinarum*

	Betrieb	EPG Peak		EPG Ende		Untersuchung GIT	
		pos. Proben	%	pos. Proben	%	pos. Proben	%
Sommerherden	A	1	7	0	0	15	100
	B	9	60	0	0	1	7
	E	8	53	0	0	8	53
	F	0	0	0	0	9	60
	J	4	28	3	20	13	87
Winterherden	K	1	7	0	0	7	47
	R	0	0	0	0	4	28
	U	0	0	0	0	1	7
	W	0	0	1	7	6	40
	Y	0	0	0	0	5	33

der Legeperiode 20 %, während bei der Untersuchung des GIT 87 % der Proben positiv waren. Bei der Untersuchung des GIT wurden im Schnitt 33 Würmer je positivem Tier nachgewiesen. Die Bandbreite lag zwischen 1 und 103 Würmern.

Der Betrieb W hatte zu Anfang der Legeperiode keine positiven Kotproben und am Ende selbiger 7 %. Bei der Untersuchung des GIT hingegen waren 40 % der Proben positiv. Bei der Untersuchung wurden im Schnitt fünf Würmer je positivem Tier nachgewiesen. Die Bandbreite lag zwischen 2 und 15 Würmern.

Die Betriebe A, B und E wurden nur am Anfang der Legeperiode bei den Kotproben positiv getestet. Der Anteil der Positiven belief sich dabei auf 7 % (A), 60 % (B) und 53 % (E). Im Vergleich dazu wurden 100 % (A), 7 % (B) und 53 % (E) der Proben bei der Untersuchung des GIT positiv getestet.

Zestoden

Bei acht der untersuchten Betriebe wurden Zestoden bei der Untersuchung des GIT nachgewiesen, somit waren 80 % der Betriebe positiv. Betrachtet man alle 150 Proben, so waren insgesamt 14,7 % der Proben positiv auf Zestoden. Der Anteil der positiven Proben aus dem GIT liegt zwischen 7 % und 54 % pro Betrieb und ist in Tab. 20 aufgeschlüsselt.

Bei der Kotuntersuchung zur Leistungsspitze und zum Ende der Legeperiode waren alle 10 Betriebe negativ.

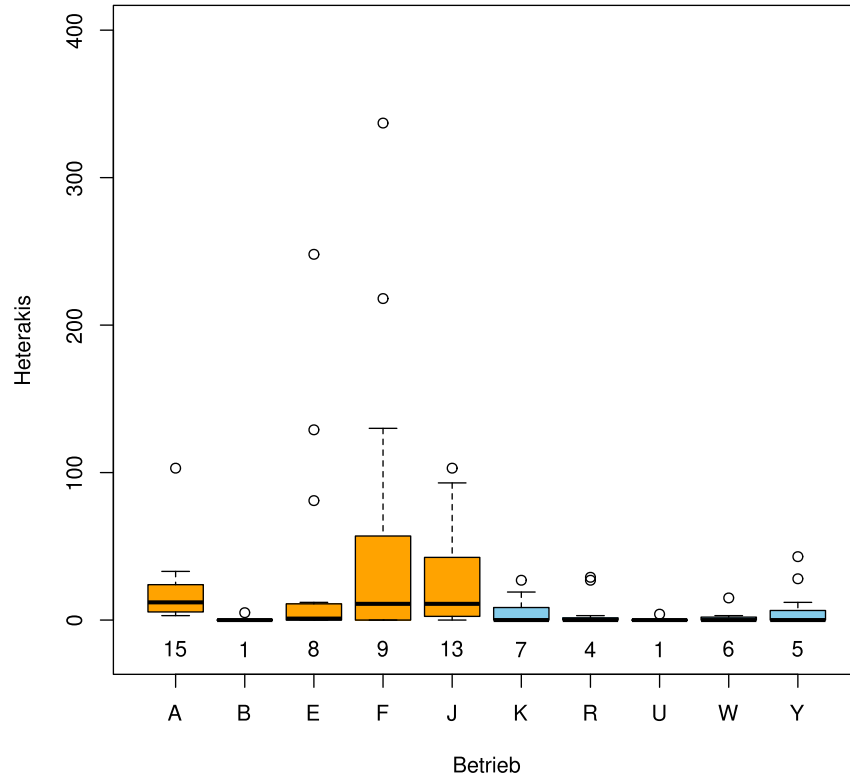


Abb. 14: Verteilung *H. gallinarum* über die Proben der Betriebe; unter den Boxplots: Anzahl positiver Proben; Sommerherden orange, Winterherden blau

Tab. 20: Positive Proben GIT und Kot im Vergleich: Zestoden

		Untersuchung GIT		EPG Peak und Ende	
	Betrieb	pos. Proben	%	pos. Proben	%
Sommerherden	A	3	20	0	0
	B	1	7	0	0
	E	0	0	0	0
	F	1	7	0	0
	J	2	13	0	0
Winterherden	K	1	7	0	0
	R	1	7	0	0
	U	5	33	0	0
	W	0	0	0	0
	Y	8	53	0	0

3.3 Statistische Auswertung

3.3.1 Unterschied bei der Anzahl der Parasiteneier und Oozysten zur Legespitze und am Ende

Die Boxplots in Abb. 10 ließen vermuten, dass es Unterschiede bei den Eizahlen pro Gramm zwischen Legespitze und Ende geben könnte, was durch einen T-Test zu beweisen war. Intuitiv ließe sich das dadurch erklären, dass die Tiere zur Leistungsspitze anfälliger sind für Würmer, da sie hohe Leistung erbringen und folglich das Immunsystem suprimiert ist. Die Nullhypothese lautet, dass sich der Mittelwert der Anzahl der Eier/Oozysten zur Legespitze und am Ende nicht unterscheiden. Verglichen wurden also die Stichproben der Legespitze mit denen der Endphase. Die Ergebnisse dieser Tests befinden sich in Tab. 21.

Tab. 21: Ergebnisse der T-Tests für den Vergleich Legespitze/Ende

Spezies	Herde	Mittelwert Legespitze	Mittelwert Ende	p-Wert
<i>A. galli/H. gallinarum</i>	Sommerherde	669	786	42,0 %
	Winterherde	1.290	636	0,3 %
<i>Capillaria</i> spp.	Sommerherde	290	194	1,5 %
	Winterherde	261	214	36,0 %
Kokzidien	Sommerherde	9.437	495	0,2 %
	Winterherde	1.157	2.047	31,0 %

Die Eizahlen von *A. galli/H. gallinarum* bei Winterherden liegen zur Spitze signifikant höher (0,3 % Irrtumswahrscheinlichkeit) – Spitze 1.290, Ende 636. Bei *Capillaria* spp. in Sommerherden liegen die Oozystenzahlen zur Legespitze signifikant höher (1,5 % Irrtumswahrscheinlichkeit) – Spitze 290, Ende 194. Bei Kokzidien in Sommerherden liegen die Eizahlen zur Spitze signifikant höher (0,2 % Irrtumswahrscheinlichkeit) – Spitze 9.437, Ende 495. Für alle anderen Kombinationen kann die Nullhypothese nicht abgelehnt werden.

3.3.2 Einfluss der Jahreszeit auf die Anzahl der Parasiteneier und Oozysten

Da angenommen werden darf, dass zur Sommerzeit bessere Bedingungen für Zwischenwirte und die Überlebensrate der Eier und Oozysten besteht als im Winter, wurde ebenfalls ein

T-Test auf den Einfluss der Jahreszeit durchgeführt. Gruppirt und miteinander verglichen wurden also die Proben von Winterherde Ende und Sommerherde Legespitze (=Sommer), sowie die Proben von Winterherde Legespitze und Sommerherde Ende (=Winter). Die jeweiligen Verteilungen sind in Histogrammen in Abb. 15 bis 17 dargestellt. Die Nullhypothese lautet, dass sich der Mittelwert der Anzahl der Eier/Oozysten zwischen Sommer- und Winterherden zur gleichen Jahreszeit nicht unterscheiden. Die sich dabei ergebenden Irrtumswahrscheinlichkeiten befinden sich in Tab. 22.

Tab. 22: Ergebnisse der T-Tests für den Vergleich der Jahreszeit

Spezies	Mittelwert Sommer	Mittelwert Winter	p-Wert
<i>A. galli/H. gallinarum</i>	621	1.021	0,5 %
<i>Capillaria</i> spp.	258	222	25,0 %
Kokzidien	5.116	846	0,1 %

Dabei lagen die Eizahlen bei *A. galli/H. gallinarum* im Winter signifikant höher (Irrtumswahrscheinlichkeit 0,5 %) – Sommer 621 und Winter 1.021. Signifikant höher (Irrtumswahrscheinlichkeit 0,1 %) waren auch die Oozystenzahlen von Kokzidien im Sommer: Sommer 5.116, Winter 846. Für *Capillaria* spp. hingegen kann die Nullhypothese nicht abgelehnt werden.

3.3.3 Einfluss der Herdengröße auf Anzahl der Parasiteneier und Oozysten

Um den Zusammenhang zwischen Herdengröße (siehe Tab. 15) und Ei- bzw. Oozystenzahlen zu untersuchen, wurden für *A. galli/H. gallinarum*, *Capillaria* spp. und Kokzidien lineare Regressionen (Funktion $lm()$ in R) berechnet. Als Maß für die Qualität der Regression gilt das Bestimmtheitsmaß R^2 . R^2 -Werte nahe 100 % zeigen an, dass aus der Variation der unabhängigen Variable (Herdengröße) die Variation der abhängigen Variable (EPG/OPG) sehr gut erklärt werden kann. Die berechnete Regressionsgerade ist auf den Plots in Abb. 18 bis 20 aufgetragen. Angesichts der ausgesprochen kleinen Bestimmtheitsmaße sind die Regressionen aber unbrauchbar und die Herdengröße eignet sich nicht zur Erklärung der EPG/OPG. Die genauen Ergebnisse befinden sich in Tab. 23.

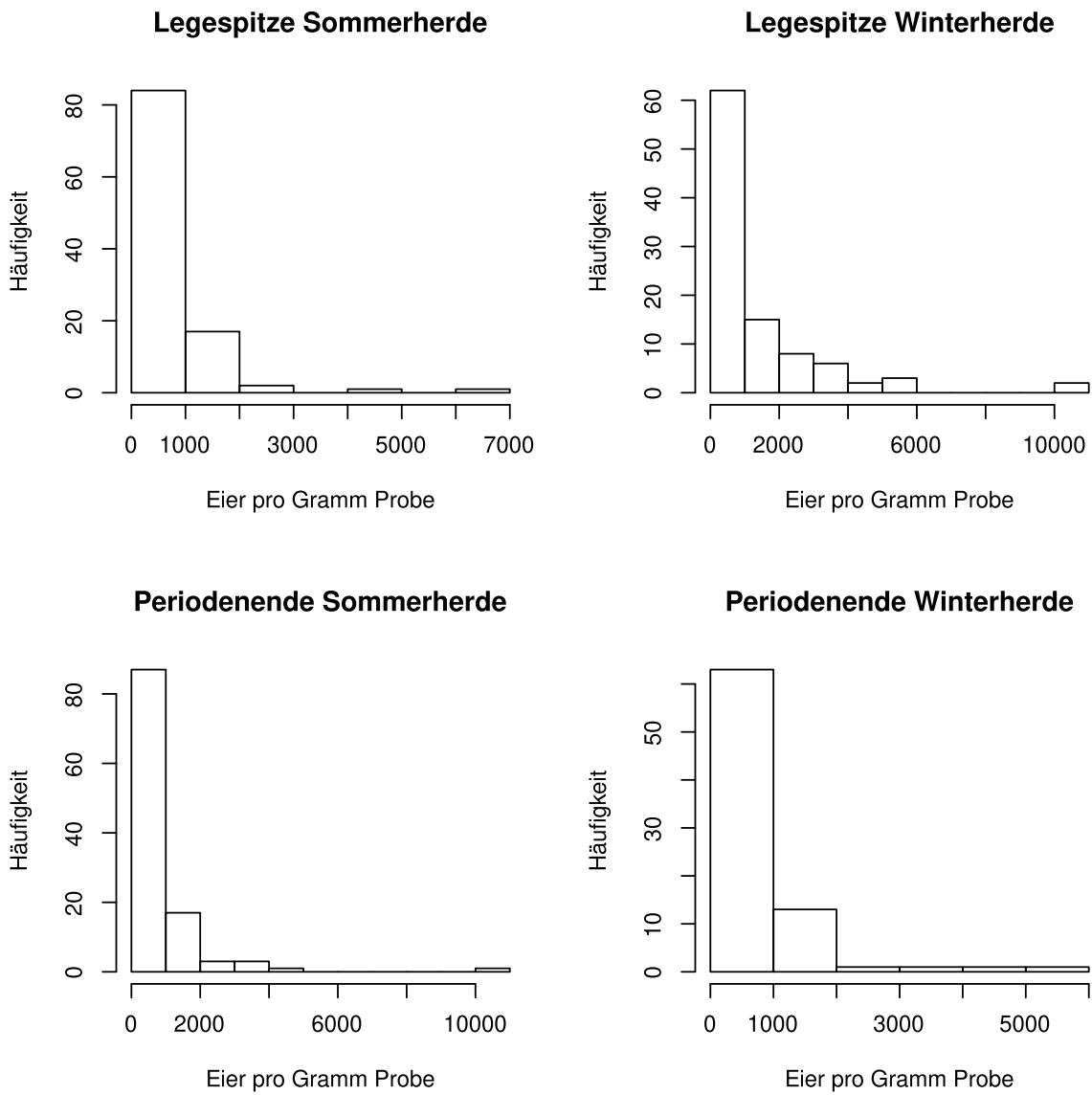


Abb. 15: Histogramm-Matrix Jahreszeit/Herdenoptimum: *A. galli*/*H. gallinarum*

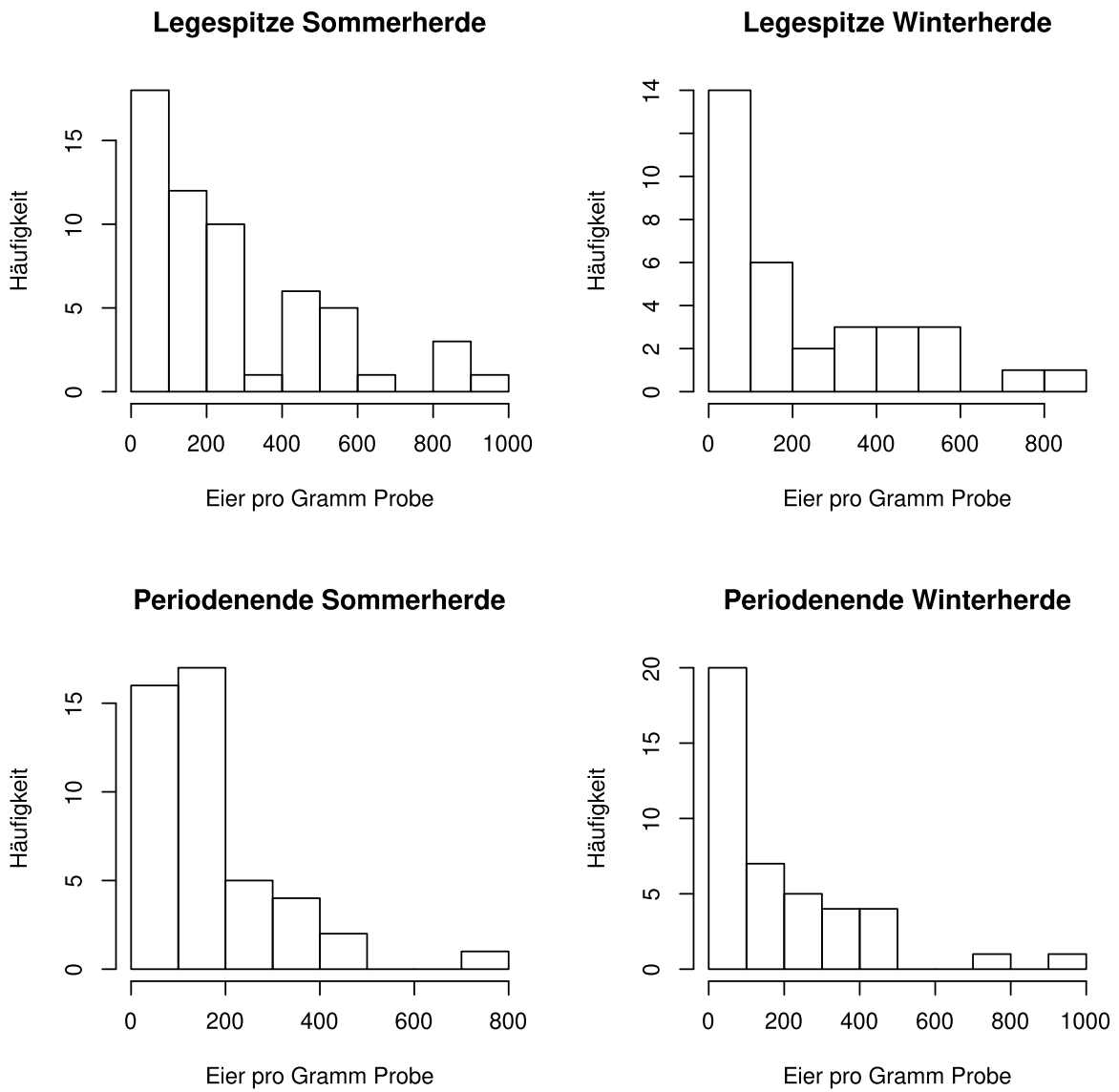


Abb. 16: Histogramm-Matrix Jahreszeit/Herdenoptimum: *Capillaria* spp.

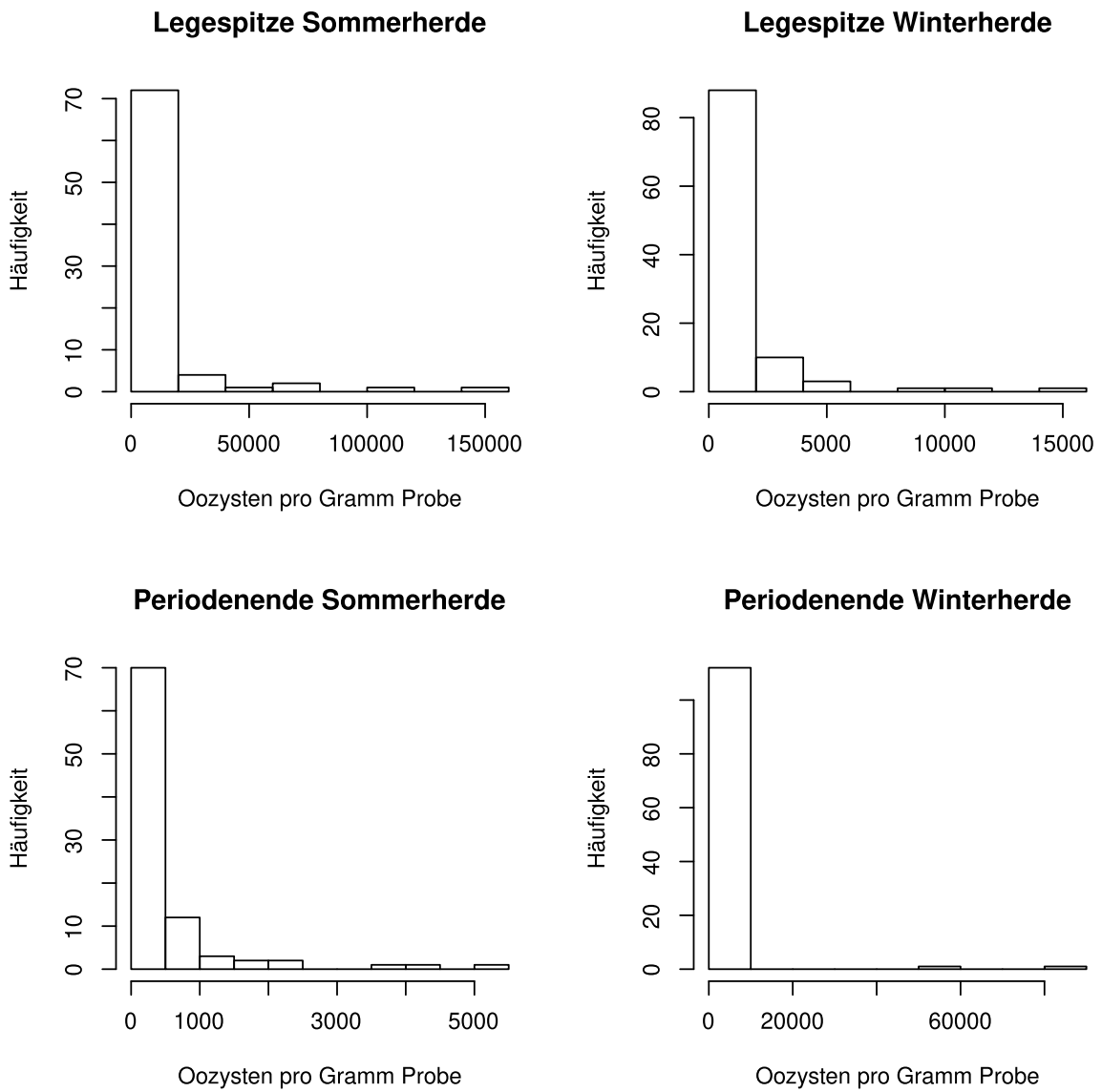


Abb. 17: Histogramm-Matrix Jahreszeit/Herdenoptimum: Kokzidien

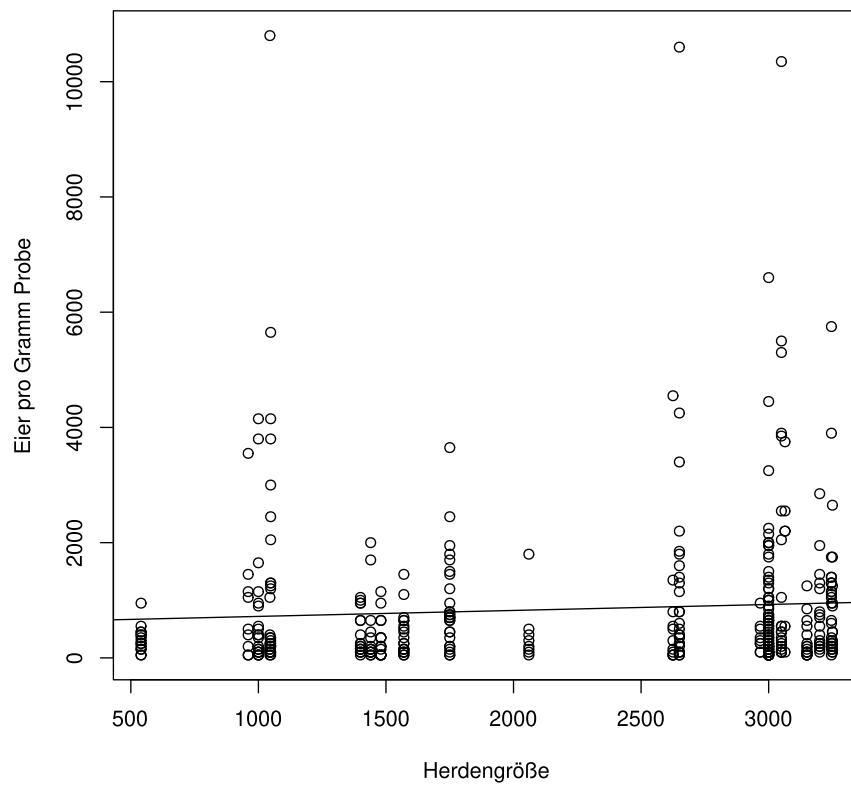


Abb. 18: Lineare Regression der Eizahl mit der Herdengröße: *A. galli/H. gallinarum*

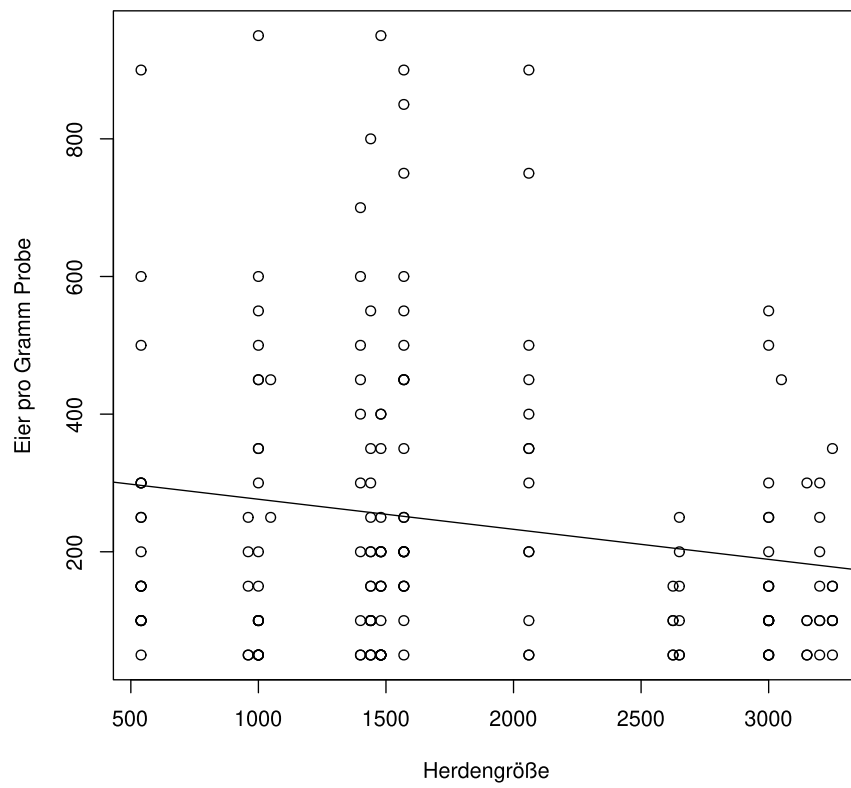
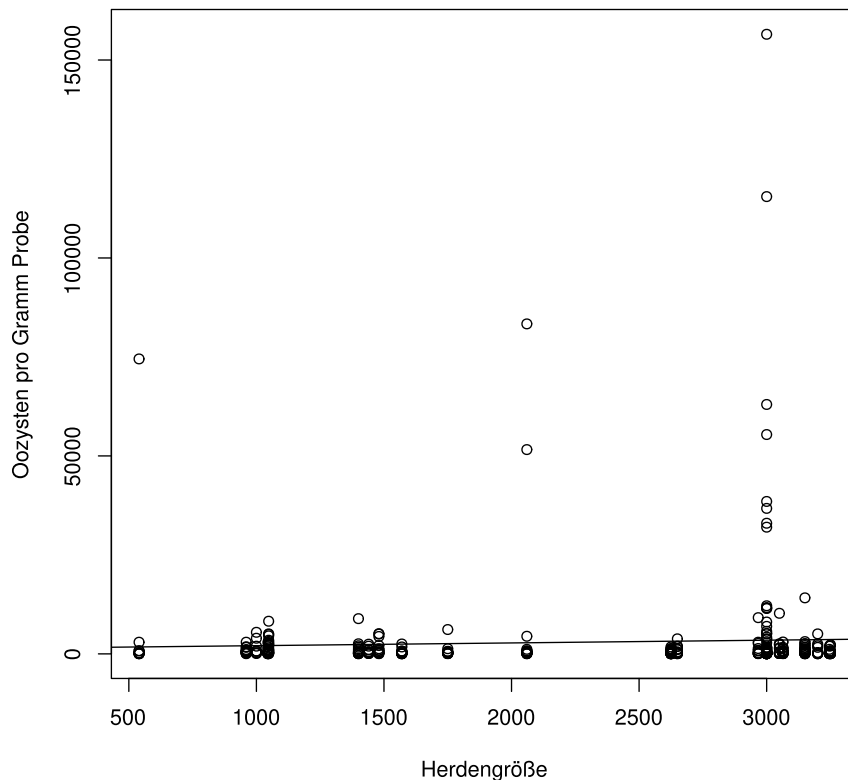


Abb. 19: Lineare Regression der Eizahl mit der Herdengröße: *Capillaria* spp.

Tab. 23: Bestimmtheitsmaße der linearen Regressionen mit der Herdengrößen

Spezies	Bestimmtheitsmaß (R^2)
<i>A. galli/H. gallinarum</i>	< 1 %
<i>Capillaria</i> spp.	3 %
Kokzidien	2 %

**Abb. 20:** Lineare Regression der Eizahl mit der Herdengröße: Kokzidien

3.3.4 Unterschied bei der Anzahl der Parasiten im GIT zwischen Winter- und Sommerherden

Die Verteilungen aus den GIT-Untersuchungen sind in Abb. 13 und 14 dargestellt. Auch hier kam ein T-Test zum Einsatz. Die Nullhypothese lautet, dass sich die Mittelwerte für Sommer- und Winterherden nicht unterscheiden. Für *H. gallinarum* liegt die Anzahl der nachgewiesenen Parasiten in Sommerherden signifikant (0,4 % Irrtumswahrscheinlichkeit) höher als in Winterherden – 40,6 im Mittel in Sommerherden, 11,8 bei Winterherden. Die

genauen Ergebnisse befinden sich in Tab. 24.

Tab. 24: Ergebnisse der T-Tests für den Vergleich der Parasiten im GIT zwischen Sommer- und Winterherden

Spezies	Mittelwert Sommerherde	Mittelwert Winterherde	p-Wert
Adulte <i>A. galli</i>	8,45	9,00	84,0 %
<i>H. gallinarum</i>	40,56	11,75	0,4 %

4. Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Belastung von Legehennenherden mit Parasiten in biologischer Freilandhaltung über die Legeperiode zu erfassen. Hierzu wurden koproskopische Untersuchungen und Untersuchungen des GIT durchgeführt. Insgesamt gibt es nur wenige Studien zu koproskopischen Untersuchungen bei Bio-Legehennen, die zum Vergleich herangezogen werden können. Das übergeordnete Projekt Healthy Hens vergleicht erstmals mehrere europäische Länder miteinander. In Österreich wurden dazu von 25 Betrieben je 15 Proben zu zwei Zeitpunkten auf Ei- bzw. Oozysten zahlen untersucht. Diese 750 Proben wurden zur statistischen Auswertung herangezogen. Bei zehn Betrieben wurden von je 15 Tieren der GIT auf Würmer untersucht. Da die Parasiten einem Entwicklungs- und Fortpflanzungszyklus unterliegen, werden auch bei vorhandener Infektion nicht immer Eier ausgeschieden, die in Kotproben nachweisbar wären (Permin und Hansen 1998). Weiters wird die Anzahl der ausgeschiedenen Eier auch durch die Geschlechtszusammensetzung und das Alter der Würmer beeinflusst, sowie durch das Immunsystem des Wirts (Permin und Hansen 1998). Die Unterschiede in der Präpatenz der Würmer sind deutlich und reichen von fünf bis acht Wochen bei *A. galli*, 24 bis 34 Tage bei *H. gallinarum*, 16 bis 54 Tage bei *Capillaria* spp. bis zu unter einer Woche bei Kokzidien. Dies sorgt dafür, dass die Parasiten zu unterschiedlichen Zeitpunkten erstmals bei der Koproskopie aufscheinen (Deplazes et al. 2012). Holle et al. (2008) sehen die Sektion als Mittel der Wahl zur Bestimmung der Wurmbelastung, besonders bei Abgängen.

Die Herden wurden für die koproskopische Untersuchung zu zwei Zeitpunkten beprobt – zur Legespitze (1. Besuch) und am Ende der Legeperiode (2. Besuch). Jede Herde wies Nematodeninfektionen auf. Es gab kaum einen Unterschied bei der Anzahl der infizierten Betriebe beim 1. und 2. Besuch. Es wurde angenommen, dass eine hohe Legeleistung für die Henne eine Belastung darstellt. Die Vermutung lag nahe, dass diese einen Einfluss auf das Infektionsgeschehen hat. Die Anzahl der EPG/OPG wurden auf einen statistischen Zusammenhang mit der Legephase untersucht. *A. galli*/*H. gallinarum*, *Capillaria* spp. und Kokzidien hatten jeweils zur Legespitze signifikant höhere Werte. Eine Studie, die sich

mit der Infektion von Legehennen mit *A. galli* befasst, kam zu einem ähnlichen Ergebnis (Gauly et al. 2005). Darin wird auch festgestellt, dass sich kurz vor Beginn der Legeperiode der Hormonhaushalt der Henne umstellt und auch die Nahrungsansprüche sich rasch ändern. Dies führt durch Reduktion der Immunabwehr zu einer höheren Anfälligkeit für Wurminfektionen.

Außer der Betrachtung über die Legephase hinweg, wurden in der vorliegenden Arbeit die EPG/OPG im Sommer und Winter statistisch verglichen. Dabei waren die Eizahlen von *A. galli*/*H. gallinarum* im Winter und die Oozysten Zahlen von Kokzidien im Sommer signifikant höher. Für *Capillaria* spp. ergab sich kein signifikanter Unterschied. Die positiven GIT-Stichproben waren in dieser Arbeit nur bei *A. galli* und *H. gallinarum* zahlreich genug, um eine statistische Auswertung durchführen zu können. *H. gallinarum* ergab im Sommer eine signifikant höhere Wurmzahl als im Winter. Bei *A. galli* konnte kein Unterschied festgestellt werden. Laut Kaufmann et al. (2011) lagen die Gesamtwurmzahlen bei Untersuchungen des GIT in Deutschland im Sommer deutlich höher als im Winter. Auf die Spezies heruntergebrochen, waren in der vorher erwähnten Arbeit die Wurmzahlen im Sommer bei *H. gallinarum*, Zestoden und *Capillaria* spp. erhöht, während bei *A. galli* kein Unterschied festgestellt wurde. Die Autoren sehen die Ursache für die höheren Werte im Sommer beim vermehrten Zugang zum Auslauf. Die Zwischenwirte für Zestoden und die Stapelwirte für *Capillaria* spp. sind im Sommer zahlreicher und aktiver. Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit sind damit konsistent. Divergierende Tendenzen zwischen den Ergebnissen aus der koproskopischen und der gastrointestinalen Untersuchung gründen wohl auf der immunologischen Reaktion des Wirts auf die Wurmbelastung. Dies kann dazu führen, dass die Ausscheidung von Eiern unterdrückt wird. Die EPG werden außerdem beeinflusst von der Geschlechterzusammensetzung, dem Alter und dem Reproduktionsstatus der Würmer im Wirt (Permin und Hansen 1998).

Kaufmann et al. (2011) sehen eine hohe Besatzdichte als Ursache für eine hohe Ausscheidung von Parasiteneiern. Auch Sherwin et al. (2013) zieht die Besatzdichte zur Erklärung der EPG: So führt eine höhere Besatzdichte im Außenbereich zu erhöhten EPG bei *A. galli*. Eine höhere Besatzdichte im Stall erhöht die EPG bei *H. gallinarum* und *Trichostrongylus* spp. Außerdem wiesen sie einen steigenden Einfluss von Stress und Streutiefe auf die EPG nach. Angeregt durch diese Anmerkung wurde in der vorliegenden Arbeit der Einfluss der Herdengröße auf die Anzahl der EPG/OPG untersucht. Die Besatzdichte war nicht bekannt. Eine Regressionsanalyse ergab, dass die EPG/OPG nicht aus der Herdengröße erklärt werden können. Eine österreichische Studie, die sich mit der Gesundheit und dem Wohlbefinden von Legehennen befasste, konnte ebenfalls keinen Zusammenhang zwischen

dem Auftreten von Parasiten im GIT und der Herdengröße nachweisen (Grafl et al. 2017). In dieser Arbeit konnten bei jedem der 25 Betriebe Wurmeier nachgewiesen werden. Im Einzelnen wurden folgende Zahlen ermittelt: 8 % der Betriebe waren von vier Arten befallen, 56 % von drei, 32 % von zwei und 4 % von einer Art. Die Anzahl der positiven Betriebe war beim 1. und 2. Besuch annähernd gleich. Sie lagen bei *A. galli/H. gallinarum* bei jeweils 96 %, bei *Capillaria* spp. waren es 60 bzw. 64 %, bei Kokzidien 96 bzw. 100 % und die Zestoden lagen bei 4 bzw. 12 %. Eine weitere österreichische Studie zeigte, dass die Prävalenz für *A. galli/H. gallinarum* signifikant mit dem Alter der Tiere zunimmt (Zloch et al. 2018). Mögliche Gründe für die gleichbleibende bis steigende Prävalenz sind bei den Managementfaktoren zu suchen, oder bei nicht durchgeführten Entwurmungen. Die Lebensspanne von Legehennen ist zu kurz, als dass die Immunitätsbildung einen entscheidenden Einfluss auf die Wurmdichte hat. Bestman und Wagenaar (2014) befassten sich mit der Entwurmung in biologischen Legebetrieben. Erst ab fünf Behandlungen mit Anthelminthika bis zur 50. LW konnte eine deutliche Reduktion des Wurmbefalls erreicht werden. In der Studie von Zloch et al. (2018) wurden auch nach der Entwurmung noch Parasiten im GIT gefunden. Dies wird in deren Arbeit auf eine Reinfektion oder Resistenzbildung zurückgeführt. Eine weitere Studie konnte keinen Unterschied in der EPG-Zahl bei entwurmten und nicht entwurmten Herden feststellen (Sherwin et al. 2013). Im Zuge des Healthy-Hens-Projekts wurden neun Managementfaktoren bezüglich ihrer Auswirkung auf die EPG und Wurmzahlen hin untersucht. Thapa et al. (2015) stellten fest, dass lediglich die Zugangszeit zum Auslauf eine reduzierende Wirkung auf die Ei-/Wurmzahlen hatte. Die anderen acht Faktoren zeigten je für sich betrachtet keine diesbezügliche Auswirkung. Permin und Hansen (1998) wiederum sieht bei den Managementfaktoren Weidemanagement, Desinfektion, Entwurmung, All-in-all-out-System und Ernährung einen deutlichen Einfluss auf den Grad der Verwurmung. Generell ist davon auszugehen, dass es sich bei der Wurmbelastung um ein multifaktorielles Problem handelt, das auch in jedem Betrieb gesondert zu betrachten wäre um einen Erfolg in der Wurmbekämpfung zu erzielen.

Die Prävalenz für die in dieser Arbeit untersuchten EPG/OPG wies im Mittel für beide Besuche folgende Werte auf: *A. galli/H. gallinarum* 53 %, *Capillaria* spp. 24 %, Zestoden 3 % und Kokzidien 52 %. Im Projekt Healthy Hens (Thapa et al. 2015) lag die Prävalenz für *A. galli* zwischen 97 % (NL) und 51 % (IT). Bei *H. gallinarum* lag die Prävalenz zwischen 100 % (NL) und 0 % (IT, SE, GB). Das lässt sich dadurch erklären, dass die Eier von *A. galli* resistenter gegen Umwelteinflüsse sind, als jene anderer Nematoden (Gauly et al. 2005). Die niederländische Studie Bestman und Wagenaar (2014) untersuchte zwölf biologisch gehaltene Herden und wies in 83 % *A. galli/H. gallinarum*, 25 % *Capillaria* spp. und 25 %

Kokzidien nach. Ascariidiose ist verantwortlich für Produktionsverluste und führt zu einer Verhaltensänderung, die das Tierwohl stört (Thapa et al. 2015). Es wurde das Verhältnis von Wurmzahl und EPG für *A. galli* untersucht und ein signifikanter Zusammenhang festgestellt (Thapa et al. 2015). Dieser Zusammenhang kann allerdings nicht immer festgestellt werden, da es sich bei *A. galli* um einen stark immunogen wirkenden Parasiten handelt: Je höher die Infektionsrate, umso stärker wird die Ausscheidung von Eiern durch den Wirt unterdrückt (Permin und Hansen 1998). Auch findet die koproskopische Untersuchung und die Untersuchung des GIT in der Regel zu unterschiedlichen Zeitpunkten statt, was das Ergebnis verfälschen kann.

Die Studie von Kaufmann et al. (2011) zur Prävalenz ergab für 740 Legehennen aus Biobetrieben in Deutschland bei der Untersuchung des GIT folgende Infektionsraten: *H. gallinarum* 98%, *A. galli* 88%, *Capillaria* spp. 75% und Zestoden 25%. In der Studie von Thapa et al. (2015) zum Projekt Healthy Hens wurden die Häufigkeiten für den Länderschnitt (892 Hennen) wie folgt angegeben: *H. gallinarum* 29%, *A. galli* 70% und Zestoden 14%. In Dänemark wies die Studie von Kijlstra und Eijck (2006) folgende Werte aus: *H. gallinarum* 73%, *A. galli* 64%, *Capillaria* spp. 44%. Eine weitere Studie wies nach: *H. gallinarum* 84%, *A. galli* 62% (Zloch et al. 2018). In der vorliegenden Untersuchung ergaben sich folgende Zahlen: *H. gallinarum* 46%, *A. galli* 49%, *Capillaria* spp. 4% und Zestoden 15%. Eine österreichische Studie, mit verschiedenen Haltungsformen im Vergleich, zeigte, dass 90% der untersuchten Herden mit *H. gallinarum* und 67% mit *A. galli* infiziert waren. Bei 27% konnten *Capillaria* spp. und Zestoden nachgewiesen werden. Betrachtet man nur die Herden in biologischer Freilandhaltung, so wiesen 100% *A. galli* und *H. gallinarum*, 43% *Capillaria* spp. und 86% Zestoden auf (Grafl et al. 2017). Die Untersuchung des GIT in der vorliegenden Arbeit zeigte, dass 80% der Betriebe drei Wurmpezies und 20% zwei Wurmpezies aufwiesen. 100% der Betriebe waren mit *H. gallinarum* und *A. galli* infiziert, wobei in 46% der Proben *H. gallinarum* und bei 60% *A. galli* nachgewiesen wurden. Die höchste Wurmbelastung je Tier wurde durch *H. gallinarum* verursacht. Die Infektionsrate lag in der Studie von Kaufmann et al. (2011) bei 99%. Davon hatten 5% nur eine Spezies, 22% zwei Spezies, 55% drei Spezies und 20% vier oder mehr Spezies im Darm. Eine Betrachtung von Kaufmann et al. (2011) zu den Wurmzahlen pro Tier ergab ebenfalls die höchste Wurmbelastung bei *H. gallinarum*. Sie wird mit durchschnittlich 156 Würmern pro Henne angegeben. Die Studie von Thapa et al. (2015) zum Projekt Healthy Hens gibt die Wurmbelastung bei *H. gallinarum* im Ländermittel mit 16 Würmern pro Tier an. Die höchste Einzelinfektion bei *H. gallinarum* lag in der vorliegenden Untersuchung bei 337 Würmern. Die Wurmzahl lag pro Henne je Betrieb zwischen fünf und 94. Der Mittelwert über alle Proben betrug 25 Würmer pro

Henne. Bei *A. galli* lag die höchste Einzelinfektion bei 48, im Schnitt lag die Wurmzahl pro Henne je Betrieb zwischen eins und 17. Der Mittelwert über alle Proben betrug neun Würmer pro Henne. Kaufmann et al. (2011) gibt für *A. galli* 26 Würmer pro Henne an. Thapa et al. (2015) gibt zehn Würmer pro Henne für das Ländermittel an. Die Studie von Höglund und Jansson (2011) wies im Mittel 45 Würmer pro Henne nach. Kaufmann (2011) konnte zeigen, dass es eine rasseabhängige Resistenz gegen Helminthen gibt. LOHMANN BROWN wies in biologischer Haltung signifikant höhere Wurmzahlen auf als LOHMANN SELECTED LEGHORN. Die exakte Wurmzahl pro Henne bei Zestoden wurde im Zuge dieser Diplomarbeit nicht bestimmt, ab vier Bandwürmern wurde die Anzahl mit „several“ angegeben und kann somit nicht verglichen werden. Die Studie von Kaufmann et al. (2011) gibt eine durchschnittliche Bandwurmzahl von neun pro Henne an. Laut Sheikh et al. (2016) entwickelt sich bei Legehennen eine altersabhängige Zestodenresistenz, die die geringen Wurmzahlen erklären könnte. Bei den vorliegenden Untersuchungen konnten im Schnitt zwei Würmer der Spezies *Capillaria* spp. pro Henne gefunden werden, im Vergleich zu 30 bei Kaufmann et al. (2011). In der vorliegenden Arbeit wurden in allen zehn Betrieben sowohl *H. gallinarum* als auch *A. galli* nachgewiesen. Eine mögliche Erklärung dafür wäre, dass es sich bei den beiden um Nematodenarten mit kurzem und direktem Lebenszyklus handelt, die auch im Stall ihren Lebenszyklus vollständig durchlaufen können. Zestoden wurden bei der Sektion nur geringgradig nachgewiesen. Eine mögliche Erklärung dafür liefert ihr Lebenszyklus, denn Zestoden benötigen Zwischenwirte. Gute Stallhygiene, Insektenbekämpfung und Weidepflege reduzieren das Vorkommen geeigneter Zwischenwirte. Auch beschreiben Studien eine altersabhängige Zestodenresistenz (Kaufmann et al. 2011). Die koproskopische Untersuchung konnte nachweisen, dass 98 % der Betriebe mit mindestens einer Wurmart befallen waren. Die Untersuchung des GIT konnte dieses Ergebnis für 100 % der Betriebe bestätigen. Es liegt bei der biologischen Freilandhaltung eine kontinuierliche und bedeutende Infektion über den gesamten Produktionszeitraum mit *A. galli*/*H. gallinarum*, *Capillaria* spp. und *Kokzidien* vor. Abschließend betrachtet sei festgehalten, dass eher das Ziel verfolgt werden sollte, den Wurmbefall niedrig zu halten, anstatt eine vollkommene Ausrottung anzustreben, da dieser nicht verhindert werden kann. Das Monitoring sollte über Kotproben oder Sektionen erfolgen, um eine Zunahme des Ausscheidens bzw. von Wurminfektionen sofort zu erkennen und gegebenenfalls zeitnah dagegen vorzugehen zu können.

5. Zusammenfassung

Diese Arbeit beschäftigt sich mit der Untersuchung von Parasiten im Kot und im Gastrointestinaltrakt von Bio-Legehennen in Österreich. Die Ergebnisse wurden statistisch auf Zusammenhänge untersucht. Die Datenerhebung fand als Teil des Projekt „Healthy Hens“ (2011) statt. Das Projekt untersuchte den Einfluss von bestimmten Faktoren auf das Auftreten von haltungsbedingten und parasitären Erkrankungen in acht europäischen Ländern. Die ausgewählten Betriebe wurden zweimal besucht um Halungsdaten zu erheben und Kotproben zu ziehen: Zur Legeleistungsspitze (34.–37. Lebenswoche), sowie am Ende der Legeperiode (60.–65. Lebenswoche). Die 25 Betriebe gliederten sich in dreizehn Sommer- und zwölf Winterherden. Alle Herden bestanden aus Tieren der Hybridlinie LOHMANN BROWN. In keiner Herde wurden Anthelminthika angewendet. Aus den Kotproben wurde im Labor mittels McMaster-Technik die Anzahl von Wurmeiern und Oozysten bestimmt. Am Schlachthof wurde der GIT entnommen und an der Universität auf Würmer untersucht. Es wurden insgesamt 750 Kotproben parasitologisch untersucht. Beim ersten Besuch waren in 54 % der Proben Eier von *A. galli/H. gallinarum*, in 24 % von *Capillaria* spp., in 0,3 % von Zestoden und Oozysten von Kokzidien in 49 %. Beim zweiten Besuch waren in 51 % der Proben Eier von *A. galli/H. gallinarum*, in 23 % von *Capillaria* spp., in 4 % von Zestoden und Oozysten von Kokzidien in 54 %. Beim ersten Besuch wies man für *A. galli/H. gallinarum* im Mittel 524 ± 571 EPG (Mittelwert \pm Standardabweichung) nach. Bei *Capillaria* spp. waren es im Mittel 67 ± 90 EPG. Oozysten von Kokzidien lagen im Mittel bei 2.436 ± 7.304 OPG. Beim zweiten Besuch wies man für *A. galli/H. gallinarum* im Mittel 371 ± 465 EPG. Für *Capillaria* spp. wurden im Mittel 47 ± 68 Eier pro Gramm nachgewiesen. Oozysten von Kokzidien lagen im Mittel bei 744 ± 1.855 OPG nach. Bei der Untersuchung der 150 GIT enthielten die Proben aller zehn Betriebe *A. galli* und *H. gallinarum*. Bei 80 % der Betriebe wurden Zestoden nachgewiesen. Insgesamt waren 46 % der Proben positiv auf *H. gallinarum*, 60 % auf *A. galli* und 14,7 % auf Zestoden. Es wurden die Eibelastungen zwischen Peak und Ende der Legeperiode verglichen. Für *A. galli*, *H. gallinarum*, *Capillaria* spp. und Kokzidien war die Eibelastung zur Legespitze

erhöht. Ein weiterer Test verglich die Eibelastung nach der Jahreszeit zum Zeitpunkt der Probenahme. Im Winter gezogene Proben waren signifikant höher belastet mit *A. galli/H. gallinarum*, im Sommer gezogene signifikant höher belastet mit Kokzidien. Zuletzt wurde auf Basis der Untersuchung des Gastrointestinaltrakts festgestellt, dass *H. gallinarum* in Sommerherden signifikant abundanter ist als in Winterherden. Es konnte kein Zusammenhang zwischen Herdengröße und der Eibelastung festgestellt werden. Sowohl bei der koproskopischen Untersuchung als auch bei der Untersuchung des GIT zeigte sich, dass 100% der Betriebe mit zumindest einer Wurmart positiv waren. Die meisten Betriebe waren mit drei Wurmspezies infiziert. Abschließend ist festzustellen, dass bei österreichischen Legehennenherden in biologischer Freilandhaltung über die ganz Legeperiode hinweg ein Befall mit gastrointestinalen Parasiten vorliegt. Hierbei spielen je nach Spezies der Zeitpunkt in der Legeperiode und die Jahreszeit, nicht aber die Herdengröße eine Rolle für das Ausmaß der Infektion.

6. Summary

This paper is concerned with the examination of parasites in the feces and gastrointestinal tract of organic laying hens in Austria. The results were statistically examined for different correlations. The collection of data was conducted as part of the „Healthy Hens“ project (2011). The project examined the influence of several factors on the occurrence of diseases caused by housing and parasites in 8 European countries. Two surveys were conducted for each of the selected farms, in which fecal samples were collected: At the peak of laying performance (34.–37. week of life) and at the end of the laying period (60.–65. week of life). Thirteen of the 25 farms were summer flocks, twelve were winter flocks. All flocks purely consisted of animals of the hybrid line LOHMANN BROWN. No anthelmintics were dispensed in any of the flocks. The fecal samples were later examined for worm eggs and oocysts in a laboratory using the McMaster method. Additionally, gastrointestinal tracts were extracted in the slaughterhouse and consequently examined for worms at the university. Overall 750 fecal samples were analyzed parasitologically. At the first visit 54 % of the samples contained eggs of *A. galli/H. gallinarum*, 24 % contained *Capillaria* spp. eggs, 0.3 % contained Cestode eggs and oocysts of *Coccidia* spp. were found in 49 % of the samples. The second visit yielded *A. galli/H. gallinarum* eggs in 51 % of the samples. 23 % contained *Capillaria* spp. eggs, 4 % Cestode eggs and oocysts of *Coccidia* spp. were found in 54 %. At the first visit 524 ± 571 EPG were found on average for *A. galli/H. gallinarum* (average \pm standard deviation). 67 ± 90 EPG were found for *Capillaria* spp. Oocysts of *Coccidia* spp. were at $2,437 \pm 7,304$ OPG. At the second visit 371 ± 465 EPG were found on average for *A. galli/H. gallinarum*. 47 ± 68 EPG were found for *Capillaria* spp., oocysts of *Coccidia* spp. were at $744 \pm 1,855$ OPG. The analysis of the 150 gastrointestinal tracts revealed *A. galli* and *H. gallinarum* worms in samples from all ten farms. Cestode worms were found in samples from 80 % of all the farms. Overall, 46 % had *H. gallinarum*, 60 % had *A. galli* and 14.7 % had Cestode. The levels of contamination were compared between the peak and the end of the laying period. The contamination was significantly higher at the peak for *A. galli*, *H. gallinarum*, *Capillaria* spp. and *Coccidia* spp. A different test

compared the contamination between the season the samples were taken in. It showed that samples taken in the winter are significantly more contaminated with eggs of *A. galli*/*H. gallinarum*, while summer samples have a significantly higher contamination with *Coccidia* spp. No relation was found between the size of the flocks and the number of eggs or oocysts found in the fecal samples. Finally the gastrointestinal tract samples showed that *H. gallinarum* is significantly more abundant in summer flocks than in winter flocks. Examinations of fecal samples and gastrointestinal tracts both revealed, that 100 % of the farms were infected with at least one worm species. However, most farms were infected with three species. In conclusion it is worth noting that all Austrian organic free-range laying hens are infected with gastrointestinal parasites over their whole laying period. Depending on the species of the parasite, the level of the infestation depends on the phase of the laying period and the time of the year, but it does not depend on the size of the flock.

Literatur

- Bauer C. Helminthosen des Nutzgeflügels. Veterinärmedizinische Parasitologie. Hrsg. von T Schnieder. 6., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage. Georg Thieme Verlag, 2006, 600–632.
- Bestman M und Wagenaar JP. Health and welfare in Dutch organic laying hens. *Animals* 4.2 (Juni 2014), 374–390.
- BIO AUSTRIA – Verein zur Förderung des Biologischen Landbaus. *BIO AUSTRIA-Produktionsrichtlinien*. 2018.
- BIO AUSTRIA – Verein zur Förderung des Biologischen Landbaus. Statistik Biobauern. 2020.
- Chapman HD. Milestones in avian coccidiosis research: A review. *Poultry Science* 93.3 (2014), 501–511.
- Cupo KL und Beckstead RB. *Heterakis gallinarum*, the cecal nematode of Gallinaceous birds: A critical review. *Avian Diseases* 63.3 (2019), 381–388.
- Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna G von und Zahner H. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. 3., überarb. Aufl. Stuttgart: Enke, 2012, 639.
- Gauly M, Homann T und Erhardt G. Age-related differences of *Ascaridia galli* egg output and worm burdens in chickens following a single dose infection. *Veterinary Parasitology* 128.1 (2005), 141–148.
- Grafl B, Polster S, Sulejmanovic T, Pürner B, Guggenberger B und Hess M. Assessment of health and welfare of Austrian laying hens at slaughter demonstrates influence of husbandry system and season. *British Poultry Science* 58.3 (2017), 209–215.
- Höglund J und Jansson DS. Infection dynamics of *Ascaridia galli* in non-caged laying hens. *Veterinary Parasitology* 180.3 (2011), 267–273.

- Holle R, Müller-Arnke I, Rahmann G, Oppermann R und Schumacher U. *Tiergesundheitspläne in der Ökologischen Legehennenhaltung*. Techn. Ber. Jän. 2008.
- Jordan B, Albanese G und Tensa L. Coccidiosis in Chickens (*Gallus gallus*). Coccidiosis in Livestock, Poultry, Companion Animals, and Humans. London: CRC Press Taylor und Francis, Nov. 2019, 169–173.
- Kaufmann F. Helminth infections in laying hens kept in alternative production systems in Germany – Prevalence, worm burden and genetic resistance. Diss. 2011.
- Kaufmann F, Dağ G, Sohnrey B und Gauly M. Helminth infections in laying hens kept in organic free range systems in Germany. *Livestock Science* 141.2 (2011), 182–187.
- Kaufmann J. Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic manual. Birkhäuser, 2013.
- Kijlstra A und Eijck I. Animal health in organic livestock production systems: A review. *NJAS - Wageningen Journal of Life Sciences* 54 (März 2006), 77–94.
- Niebuhr K und Smajlhodžić F. Endbericht des österreichischen Teils und Vergleich mit den Ergebnissen der anderen teilnehmenden Länder. 2016.
- Permin AV und Hansen JWV. Epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites. *FAO animal health manual* 4. Rome: FAO, 1998.
- Salomon F, Geyer H und Gille U. Anatomie für die Tiermedizin. 2., überarbeitete und erweiterte Auflage. Stuttgart: Enke, 2008.
- Sharma N, Hunt PW, Hine BC und Ruhnke I. The impacts of *Ascaridia galli* on performance, health, and immune responses of laying hens: new insights into an old problem. *Poultry Science* 98.12 (2019), 6517–6526.
- Sheikh BA, Ahmad F und Sofi TA. Morphology and prevalence of some Helminth parasites in *Gallus domesticus* from Gurez valley of Jammu and Kashmir, India. *Journal of Fisheries & Livestock Production* 4.159 (2016).
- Sherwin C, Nasr M, Gale E, Petek M, Stafford K, Turp M und Coles G. Prevalence of nematode infection and faecal egg counts in free-range laying hens: relations to housing and husbandry. *British Poultry Science* 54.1 (2013), 12–23.
- Siegmann O und Neumann U. Kompendium der Geflügelkrankheiten. 7. überarbeitete Auflage. Schlütersche, 2011.

Thapa S, Hinrichsen LK, Brenninkmeyer C, Gunnarsson S, Heerkens JL, Verwer C, Niebuhr K, Willett A, Grilli G, Thamsborg SM, Sørensen JT und Mejer H. Prevalence and magnitude of Helminth infections in organic laying hens (*Gallus gallus domesticus*) across Europe. *Veterinary Parasitology* 214.1 (2015), 118–124.

Zloch A, Kuchling S, Hess M und Hess C. Influence of alternative husbandry systems on postmortem findings and prevalence of important bacteria and parasites in layers monitored from end of rearing until slaughter. *Veterinary Record* 182.12 (2018), 350–350.

Nomenklatur

ASR Außenscharraum

EPG/OPG Eier/Oozysten pro Gramm

GIT Gastrointestinaltrakt

LW Lebenswoche

Abbildungsverzeichnis

1	Übersicht der Entwicklung der Anzahl österreichischer Bio-Betriebe	11
2	Oozysten von <i>Eimeria</i>	15
3	Ei von <i>Ascaridia galli</i>	20
4	Eier von <i>Heterakis gallinarum</i>	22
5	Ei von <i>Capillaria spp.</i>	24
6	Ei einer Zestode	29
7	Schematischer Gastrointestinaltrakt des Huhns	33
8	Zählkammer	38
9	Schlachtpräparat GIT vor der Untersuchung	40
10	Boxplot der Eizahlen über die Betriebe im Vergleich für Legespitze und Ende der Legeperiode: <i>A. galli/H. gallinarum</i>	45
11	Boxplot der Eizahlen über die Betriebe im Vergleich für Legespitze und Ende der Legeperiode: <i>Capillaria spp.</i>	46
12	Boxplot der Oozysten über die Betriebe im Vergleich für Legespitze und Ende der Legeperiode: Kokzidien	47
13	Verteilung über die Proben der Betriebe aus dem GIT: Adulte <i>A. galli</i> . .	49
14	Verteilung über die Proben der Betriebe aus dem GIT: <i>H. gallinarum</i> . . .	51
15	Histogramm-Matrix Jahreszeit/Herdenoptimum: <i>A. galli/H. gallinarum</i> . .	54
16	Histogramm-Matrix Jahreszeit/Herdenoptimum: <i>Capillaria spp.</i>	55
17	Histogramm-Matrix Jahreszeit/Herdenoptimum: Kokzidien	56

18	Lineare Regression der Eizahl mit der Herdengröße: <i>A. galli/H. gallinarum</i>	57
19	Lineare Regression der Eizahl mit der Herdengröße: <i>Capillaria</i> spp.	58
20	Lineare Regression der Eizahl mit der Herdengröße: Kokzidien	59

Tabellenverzeichnis

1	Anzahl teilnehmender Betriebe je Land	2
2	Übersicht Betriebs-, Stall- und Gruppengrößen in Österreich	3
3	Übersicht Betriebs-, Stall- und Gruppengrößen – ausgenommen Österreich	4
4	Legeleistung der Herden in % von der 20. LW bis zur 65. LW	4
5	Verlauf der Legeleistung in den einzelnen Betrieben	6
6	Verlauf der Lebensfähigkeit in den einzelnen Betrieben	7
7	Lebensfähigkeit der Herden in % von der 20. LW bis zur 65. LW	8
8	Mittlere Prävalenz im Kot bei je Land	8
9	Mittlere Prävalenz und EPG im Kot je Land und Spezies	9
10	Durchschnittlicher Prozentsatz der Hennen im ASR	10
11	Durchschnittlicher Anteil der Hennen im Auslauf	10
12	Geflügelrelevante Protozoenstämme und Gattungen	13
13	Größe der Oozysten hühnerrelevanter <i>Eimeria</i> -Arten	14
14	Systematik der Helminthen	18
15	Übersicht Betriebsdaten	36
16	Probennahme- und Bearbeitungszeitpunkte	37
17	Prävalenz Kotproben	43
18	Positive Proben GIT und Kot im Vergleich: <i>A. galli</i>	48
19	Positive Proben GIT und Kot im Vergleich: <i>H. gallinarum</i>	50
20	Positive Proben GIT und Kot im Vergleich: Zestoden	51

21	Ergebnisse der T-Tests für den Vergleich Legespitze/Ende	52
22	Ergebnisse der T-Tests für den Vergleich der Jahreszeit	53
23	Bestimmtheitsmaße der linearen Regressionen mit der Herdengrößen	59
24	Ergebnisse der T-Tests für den Vergleich der Parasiten im GIT zwischen Sommer- und Winterherden	61

A. Rohdaten Koproskopische Untersuchung

Betrieb A Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	55400
0	0	0	38500
0	0	0	1650
0	0	0	63000
0	0	0	115500
0	0	0	11500
50	0	0	33000
0	0	0	32000
0	0	0	5100
0	0	0	6950
0	0	0	8050
0	0	0	11500
0	0	0	5150
0	0	0	156500
0	0	0	11700

Betrieb A Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	350
0	0	0	400
150	0	0	200
0	0	0	550
0	0	0	0
0	0	0	0
2250	0	0	50
0	0	0	0
0	0	0	100
200	0	0	100
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	1100
0	0	0	550
0	0	0	550

Betrieb B Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
50	0	0	1850
800	0	0	3800
0	0	0	300
250	0	0	400
350	50	0	1250
0	0	0	0
0	0	0	0
1600	0	0	0
0	0	0	0
100	0	0	300
100	0	0	50
250	0	0	1050
50	0	0	1950
0	200	0	200
100	0	0	150

Betrieb B Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
600	0	0	100
1300	0	0	100
800	0	0	0
3400	50	0	0
1850	150	0	0
2200	100	0	0
500	0	0	50
400	0	0	500
10600	0	0	0
4250	250	0	0
1800	0	0	0
400	0	0	0
1150	0	0	0
200	0	0	0
1400	0	0	0

Betrieb C Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
650	50	0	500
100	0	0	150
0	0	0	0
0	50	0	2050
1000	0	0	0
250	400	0	1700
200	700	0	0
950	100	0	150
100	0	0	1050
0	500	0	1300
0	300	0	0
1050	0	0	0
0	450	0	2550
0	600	0	750
150	0	0	8900

Betrieb C Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
0	0	0	50
50	0	0	0
950	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	450
150	0	0	0
150	200	0	0
0	0	0	0
250	0	0	150
100	0	0	50
400	0	0	400
0	0	0	0
200	0	0	100
650	0	0	0

Betrieb D Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
200	950	0	50
50	50	0	0
950	50	0	5100
650	0	0	5000
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	550
0	0	0	250
650	0	0	950
350	50	0	100
0	200	0	0
0	0	0	0
0	50	0	0
0	50	0	1300
0	0	0	2100

Betrieb D Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
50	400	0	0
50	0	0	0
0	200	0	0
0	350	0	0
0	0	0	0
150	150	0	0
1150	250	0	850
50	150	0	0
200	200	0	0
50	50	0	0
350	0	0	4400
0	100	0	0
200	200	0	0
350	150	0	400
0	400	0	0

Betrieb E Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
200	0	0	0
800	100	0	50
1300	200	0	50
400	0	0	0
0	0	0	0
2850	0	0	0
250	250	0	0
1200	0	0	2050
0	0	0	0
1450	0	0	0
0	0	0	0
700	0	0	0
250	300	0	0
0	0	0	0
300	0	0	0

Betrieb E Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
750	150	0	350
100	0	0	0
1950	100	0	0
0	0	0	50
200	50	0	1650
0	0	0	0
0	0	0	2500
150	0	0	200
550	0	0	0
0	0	0	5050
0	0	0	200
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	150
0	0	0	0

Betrieb F Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
1350	0	0	450
1300	0	0	50
900	0	0	0
250	0	0	0
6600	0	0	0
1800	0	0	5700
0	0	0	1200
1950	0	0	3700
50	0	0	0
0	0	0	300
750	0	0	0
4450	0	0	0
100	0	0	0
2000	0	0	0
600	0	0	0

Betrieb F Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
250	0	0	0
200	0	0	0
0	0	0	0
550	0	0	150
0	0	0	0
0	0	0	250
0	0	0	0
100	0	0	150
100	0	0	0
150	0	0	0
100	0	0	0
100	0	0	0
0	0	0	100
50	0	0	0
400	0	0	0

Betrieb G Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
450	150	0	0
450	100	0	800
150	150	0	0
400	150	0	0
50	200	0	250
0	0	0	0
0	600	0	50
0	300	0	2950
0	300	0	74500
250	0	0	0
0	900	0	50
0	500	0	0
0	50	0	0
350	100	0	0
550	250	0	0

Betrieb G Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
0	0	0	0
300	0	0	0
400	0	0	0
50	0	0	0
200	0	0	0
950	100	0	0
0	250	0	0
0	300	0	0
0	150	0	750
0	100	0	50
0	100	0	250
250	0	0	150
0	0	0	0
150	0	0	0

Betrieb H Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
650	250	0	0
100	50	0	0
150	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	200
0	50	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
50	0	0	0
0	0	0	0
1000	550	0	0
50	100	0	0
0	100	0	0
0	150	0	0
0	500	0	0

Betrieb H Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
50	100	0	50
200	0	0	150
50	0	0	250
250	100	300	50
450	0	0	200
1050	0	0	900
350	50	0	300
850	0	0	0
350	0	0	200
0	0	0	1200
750	0	0	100
700	100	0	100
150	50	0	0
700	0	0	0
100	0	0	50

Betrieb I Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
1450	0	0	6150
50	0	0	100
700	0	0	350
200	0	0	0
650	0	0	0
1500	0	0	650
750	0	0	100
0	0	0	0
2450	0	0	0
100	0	0	0
700	0	0	0
350	0	0	0
50	0	0	0
800	0	0	0
650	0	0	0

Betrieb I Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
950	0	0	0
200	0	0	0
0	0	0	0
1800	0	0	250
750	0	0	300
1950	0	0	0
150	0	0	200
3650	0	0	300
700	0	0	0
1700	0	0	0
450	0	0	0
450	0	0	100
700	0	0	600
1200	0	0	50
800	0	0	1300

Betrieb J Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
50	150	0	0
350	0	0	0
150	850	0	200
0	0	0	0
150	550	0	0
250	450	0	0
1450	900	0	1750
0	0	0	0
0	200	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
150	450	0	0
100	250	0	0
550	600	0	400

Betrieb J Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	150	0	150
650	200	0	50
500	750	0	50
100	150	0	50
0	200	0	700
650	450	0	300
0	200	0	700
50	350	0	150
0	0	0	2500
100	50	0	350
0	0	0	100
1100	500	0	350
700	250	0	600
450	100	0	100
250	200	0	50

Betrieb K Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
300	0	0	50
1400	0	0	36750
0	0	0	0
0	0	0	4250
0	0	0	0
0	0	0	0
1200	0	0	900
650	0	0	0
200	0	0	0
550	0	0	0
0	0	0	0
650	0	0	1600
2000	0	0	150
250	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb K Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
1000	0	0	750
0	0	0	50
2150	0	0	200
0	0	0	200
100	0	0	3800
0	0	0	0
0	0	0	50
0	0	0	1600
0	0	0	0
500	0	0	0
0	0	0	0
1950	0	0	0
400	0	0	150
150	0	0	450
1200	0	0	650

Betrieb L Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	350
50	0	0	350
200	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	200
50	250	0	12150
0	300	0	2800
50	0	0	0
200	150	0	0
100	0	0	0
1050	100	0	1500
0	200	0	0
0	0	0	0
200	0	0	0
100	0	0	0

Betrieb L Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
0	0	0	300
3250	0	0	50
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	150
0	0	0	150
500	0	0	100
1500	0	0	50
300	0	0	0
0	0	0	50
1750	0	0	0
0	0	0	0
350	150	0	350
0	0	0	0

Betrieb M Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
2450	0	0	8250
2050	0	0	4550
3800	0	0	5050
5650	0	0	900
200	0	0	400
3000	0	0	50
1200	0	0	1100
250	0	0	2350
300	0	0	300
1300	0	0	2650
1250	250	0	3150
1300	0	0	2750
350	0	0	4900
100	0	0	0
4150	0	0	3450

Betrieb M Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	200
0	0	0	1500
0	0	0	350
0	0	0	0
100	0	0	2150
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	450	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
50	0	0	200
0	0	0	2100
200	0	0	900
0	0	0	650

Betrieb N Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	400	0	50
400	200	0	0
0	0	0	300
100	0	0	100
0	0	0	200
0	0	0	0
300	0	0	0
0	0	0	0
150	500	0	0
0	350	0	0
0	100	0	0
50	0	0	0
1800	900	0	350
0	0	0	200
200	0	0	450

Betrieb N Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	50	0	1150
0	0	0	550
0	0	0	450
0	350	0	150
0	750	0	600
0	0	0	0
0	0	0	0
500	200	0	83350
0	450	0	51600
0	0	0	0
0	0	0	800
0	50	0	50
0	300	0	4450
0	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb O Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
100	0	0	0
50	550	0	0
100	500	0	300
4150	50	0	700
100	100	0	0
0	50	0	0
3800	100	0	0
500	150	0	0
0	50	0	0
0	0	0	0
0	100	0	0
900	100	0	100
150	100	0	0
950	50	0	0
0	600	0	0

Betrieb O Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	200	0	0
50	350	0	0
150	0	500	200
0	0	0	0
1650	50	0	0
350	0	0	0
550	450	0	3950
0	950	150	1950
0	350	0	5450
1150	450	250	650
200	0	0	0
400	300	0	0
0	0	0	0
50	0	0	650
400	0	0	0

Betrieb P Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
2000	0	0	1100
0	250	0	150
0	550	0	0
100	0	0	450
0	150	0	500
0	0	0	200
200	200	0	0
150	100	0	0
50	800	0	0
0	0	0	350
150	150	0	0
1700	50	0	0
0	0	0	0
150	50	0	950
100	100	0	400

Betrieb P Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	100	0	100
650	200	0	0
0	0	0	500
100	0	0	2450
0	0	0	0
100	0	0	0
50	50	0	0
450	300	0	0
350	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	1950
0	350	0	0
0	0	0	100
0	0	0	0
0	100	0	0

Betrieb Q Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
550	0	0	0
0	0	0	0
5500	0	0	0
0	0	0	0
450	0	0	0
2550	0	0	0
10350	0	0	0
550	0	0	10250
1050	0	0	0
100	0	0	2350
100	0	0	250
5300	450	0	0
3850	0	0	350
3900	0	0	1350

Betrieb Q Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
100	0	0	0
2050	0	0	100
300	0	0	100
0	0	0	2350
0	0	0	0
450	0	0	350
0	0	0	1500
150	0	0	0
100	0	0	2550
200	0	0	100
0	0	0	100
0	0	0	0
350	0	0	0
0	0	0	0
250	0	0	200

Betrieb R Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
550	0	0	0
100	0	0	250
0	0	0	850
2200	0	0	1650
0	0	0	0
0	0	0	500
0	0	0	750
3750	0	0	450
0	0	0	600
2550	0	0	100
0	0	0	0
2200	0	0	150
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	1300

Betrieb R Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	400
0	0	0	100
0	0	0	200
0	0	0	200
0	0	0	0
0	0	0	500
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	100
0	0	0	100
0	0	0	0
0	0	0	50
0	0	0	300
0	0	0	3000
0	0	0	0

Betrieb S Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
0	0	0	0
10800	0	0	450
0	0	0	0
350	0	0	50
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
150	0	0	0
1050	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb S Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
250	0	0	600
0	0	0	1200
0	0	0	200
150	0	0	200
0	0	0	200
0	0	0	50
400	0	0	250
0	0	0	1800
0	0	0	0
0	0	0	100
50	0	0	200
100	0	0	2900
200	0	0	50
100	0	0	250
0	0	0	550

Betrieb T Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
100	0	0	0
250	0	0	0
0	0	0	0
100	0	0	0
300	0	0	0
0	0	0	0
250	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb T Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	900
0	0	0	2650
0	0	0	9150
950	0	0	150
0	0	0	0
550	0	0	1350
500	0	0	2950
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	50
0	0	0	150
0	0	0	300
0	0	0	750
0	0	0	150
350	0	0	100

Betrieb U Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
250	0	0	2100
100	0	0	2500
0	0	0	50
150	0	0	1250
850	0	0	1600
0	0	0	200
0	0	0	100
650	0	0	50
50	0	0	14150
0	0	0	1250
0	0	0	1000
50	0	0	950
0	0	0	150
0	0	0	350
100	0	0	750

Betrieb U Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
200	0	100	250
0	0	0	500
0	100	0	1700
0	0	0	50
1250	50	0	350
100	50	0	200
50	300	150	0
0	0	0	100
0	100	0	900
200	0	0	3100
550	0	0	0
0	0	0	0
400	0	0	2600
0	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb V Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	200	0	450
0	0	0	750
0	0	0	250
0	0	0	0
3550	0	0	50
0	0	0	1100
0	0	0	450
0	0	0	500
0	0	0	150
0	0	0	1650
0	0	0	250
0	0	0	600
0	0	0	0
50	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb V Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
400	0	50	0
50	0	0	0
0	0	0	900
1050	0	0	0
1150	250	0	1800
0	0	0	0
0	0	0	0
1450	50	0	2950
0	0	0	0
0	50	0	0
200	0	0	300
0	0	0	0
500	0	0	0
0	150	0	600
0	0	0	0

Betrieb W Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
150	0	0	200
1100	0	0	1150
300	0	0	0
1300	0	0	100
0	0	0	0
0	0	0	50
950	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
200	0	0	1950
1300	0	0	600
1300	0	0	50
200	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb W Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	250
3900	0	0	0
1400	0	0	600
1150	0	0	600
1150	0	0	500
600	0	0	0
250	0	0	200
1750	0	0	100
1050	0	0	0
650	0	0	0
5750	0	0	0
350	0	0	350
0	0	0	0
1400	0	0	300
50	0	0	0

Betrieb X Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	50
0	0	0	0
0	0	0	900
0	0	0	1050
0	0	0	550
0	0	0	100
0	0	0	700
0	0	0	1350
0	0	0	0
0	0	0	250
0	0	0	600
0	0	0	650
0	0	0	1250
0	0	0	350
0	0	0	50

Betrieb X Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
300	50	0	50
50	0	0	50
0	100	0	350
0	150	0	1750
100	0	0	600
0	0	0	50
0	0	0	200
500	0	0	700
50	0	0	0
550	0	0	0
1350	0	0	600
4550	0	0	50
150	50	0	0
50	100	0	50
800	0	0	0

Betrieb Y Legespitze

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
300	350	0	2050
1750	0	0	0
200	0	0	700
2650	0	0	250
0	0	0	800
0	0	0	0
100	0	0	400
450	0	0	2300
950	0	0	0
0	0	0	50
900	0	0	550
450	0	0	250
100	0	0	0
1250	0	0	0
0	0	0	0

Betrieb Y Ende

<i>A.galli/H. gallinarum</i>	<i>Capillaria</i> spp.	Zestoden	Kokzidien
0	0	0	0
0	50	0	0
150	0	0	100
0	0	0	550
0	150	0	0
0	150	0	50
0	0	0	0
0	0	0	0
0	100	0	50
250	100	0	150
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	0	0	0
0	100	0	150

B. Rohdaten makroskopische Untersuchung
des Gastrointestinaltrakts

Betrieb A

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	0	0	3
2	0	0	0	6
3	0	2	0	13
4	0	1	0	23
5	0	0	0	8
6	0	0	0	12
7	0	0	0	5
8	0	0	1	25
9	0	0	1	29
10	0	1	0	11
11	0	0	0	3
12	0	0	0	18
13	0	0	0	3
14	0	1	2	33
15	0	0	0	103

Betrieb B

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	16	0	0
2	0	8	0	0
3	0	3	0	0
4	0	4	0	0
5	0	15	0	0
6	0	36	0	0
7	0	1	2	0
8	0	3	0	0
9	0	30	0	0
10	0	5	0	0
11	0	5	0	5
12	0	1	0	0
13	0	1	0	0
14	0	0	0	0
15	0	0	0	0

Betrieb E

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	5	0	12
2	0	23	0	248
3	0	21	0	0
4	0	29	0	10
5	0	13	0	81
6	0	4	0	0
7	0	15	0	0
8	0	3	0	0
9	0	0	0	0
10	0	9	0	0
11	0	15	0	7
12	0	6	0	5
13	0	18	0	129
14	0	10	0	0
15	0	6	0	1

Betrieb F

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	1	2	21
2	0	10	0	130
3	0	0	0	0
4	0	0	0	2
5	0	41	0	59
6	0	0	0	12
7	0	0	0	11
8	0	4	0	0
9	0	1	0	0
10	0	2	0	55
11	0	0	0	0
12	0	3	0	218
13	0	5	0	0
14	0	7	0	337
15	0	3	0	0

Betrieb J

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	5	0	93
2	0	20	0	0
3	0	0	0	59
4	0	1	0	1
5	0	2	0	103
6	0	16	0	0
7	0	5	0	11
8	0	0	0	23
9	0	9	1	3
10	0	1	0	26
11	0	2	0	68
12	0	0	0	7
13	0	2	1	2
14	0	0	0	7
15	0	2	0	24

Betrieb K

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	0	0	0
2	0	0	0	3
3	0	5	0	0
4	0	1	0	27
5	0	1	0	0
6	0	1	0	1
7	0	0	1	13
8	0	1	0	18
9	0	0	0	0
10	0	0	0	0
11	0	0	0	19
12	0	35	0	0
13	0	3	0	0
14	0	0	0	4
15	0	0	0	0

Betrieb R

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	0	0	0
2	0	0	0	0
3	0	1	0	3
4	0	1	1	0
5	0	0	0	0
6	1	0	0	0
7	0	1	0	0
8	0	0	0	0
9	0	6	0	3
10	1	32	0	0
11	0	0	0	29
12	0	23	0	0
13	0	51	0	27
14	0	0	0	0
15	0	0	0	0

Betrieb U

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	9	several	0
2	0	2	2	0
3	0	0	0	0
4	0	0	1	0
5	0	1	0	0
6	0	12	0	0
7	0	2	0	0
8	0	0	0	0
9	0	2	several	0
10	0	0	0	0
11	0	0	0	0
12	0	3	0	4
13	0	12	0	0
14	0	0	1	0
15	0	24	0	0

Betrieb W

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	0	0	2
2	0	0	0	0
3	0	0	0	2
4	0	0	0	0
5	0	0	0	2
6	0	0	0	0
7	0	1	0	3
8	0	0	0	15
9	0	0	0	0
10	0	1	0	0
11	0	0	0	0
12	0	2	0	2
13	0	6	0	0
14	0	1	0	0
15	0	0	0	0

Betrieb Y

Probe	Larve <i>A. galli</i>	Adulte <i>A. galli</i>	Zestoden	<i>H. gallinarum</i>
1	0	0	0	0
2	0	6	several	28
3	0	3	3	0
4	0	0	several	0
5	0	1	several	43
6	0	48	0	0
7	0	6	0	0
8	0	0	0	5
9	0	8	several	12
10	0	0	0	0
11	0	3	0	8
12	0	4	several	0
13	0	0	0	0
14	0	4	several	0
15	0	3	several	0