

Aus dem Institut für Veterinär-Anatomie
des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

In Kooperation mit dem
Institut für Geflügelkrankheiten
des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

**Makroskopische, mikroskopische und morphometrische
Vergleichsstudie des Gastrointestinaltraktes von kommerziellen
B.U.T. Big 6 Puten und Wildputen**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Bronja Maria Berenfeld
Tierärztin
aus Böblingen

Berlin 2011
Journal-Nr.: 5310

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Leo Brunberg
Erster Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Johanna Plendl
Zweiter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Hafez Mohamed Hafez
Dritter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Michael Lierz

Deskriptoren (nach CAB-Thesaurus):

Turkey; wild bird; domesticated bird; stomach; intestine, small; intestine, large;
histology; anatomy; morphometrics

Tag der Promotion: 12.11.2011

Bibliografische Information der *Deutschen Nationalbibliothek*

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

ISBN: 978-3-86387-178-9

Zugl.: Berlin, Freie Univ., Diss., 2012

Dissertation, Freie Universität Berlin

D 188

Dieses Werk ist urheberrechtlich geschützt.

Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des Nachdruckes und der Vervielfältigung des Buches, oder Teilen daraus, vorbehalten. Kein Teil des Werkes darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form reproduziert oder unter Verwendung elektronischer Systeme verarbeitet, vervielfältigt oder verbreitet werden.

Die Wiedergabe von Gebrauchsnamen, Warenbezeichnungen, usw. in diesem Werk berechtigt auch ohne besondere Kennzeichnung nicht zu der Annahme, dass solche Namen im Sinne der Warenzeichen- und Markenschutz-Gesetzgebung als frei zu betrachten wären und daher von jedermann benutzt werden dürfen.

This document is protected by copyright law.

No part of this document may be reproduced in any form by any means without prior written authorization of the publisher.

Coverbild vorne © herculaneum7- Fotolia.com

Alle Rechte vorbehalten | all rights reserved

© Mensch und Buch Verlag 2012

Choriner Str. 85 - 10119 Berlin

verlag@menschundbuch.de – www.menschundbuch.de

meinen Eltern

INHALTSVERZEICHNIS

	ABBILDUNGSVERZEICHNIS	VI
	TABELLENVERZEICHNIS	X
	ABKÜRZUNGEN	XII
I	EINLEITUNG UND ZIELSETZUNG	1
1.1	Einleitung	1
1.2	Zielsetzung	1
II	LITERATURÜBERSICHT	2
1	Allgemeine Informationen über Truthühner	2
1.1	Zoologische Systematik	2
1.2	Abstammung und Herkunft	2
1.3	Biologische Merkmale von Meleagris gallopavo spp.	3
1.4	Putenzucht	4
2	Der Gastrointestinaltrakt der Vögel im besonderen Hinblick auf die Puten	6
2.1	Anatomie	6
2.1.1	Schnabel, Schnabelhöhle und Zunge	6
2.1.2	Speiseröhre und Kropf	8
2.1.3	Magen	9
2.1.4	Einteilung der Darmabschnitte	10
2.1.5	Dünndarm	13
2.1.6	Dickdarm	15
2.1.7	Kloake	16
2.2	Histologie	18
2.2.1	Allgemeines	18
2.2.2	Zunge	18
2.2.3	Speiseröhre und Kropf	19
2.2.4	Magen	21
2.2.5	Darm allgemein	27
2.2.6	Dünndarm	31
2.2.7	Dickdarm	33
2.2.8	Kloake	35
3	Die Bedeutung des Gastrointestinaltraktes für die Putenzucht	36
3.1	Physiologie des Darmes	36
3.2	Darmentwicklung und Körpermasse	37
3.3	Einfluss der Ernährung auf die Darmentwicklung	38

III	MATERIAL UND METHODEN	42
1	Versuchsaufbau	42
2	Herkunft, Fütterung und Haltung der Tiere	42
2.1	Wildputen	42
2.2	Hausputen	44
3	Probengewinnung	44
3.1	Längenermittlung der Darmabschnitte	47
3.2	Darstellung der makroskopischen Anatomie	49
4	Bearbeitung der Proben	50
4.1	Paraffineinbettung der Proben	50
4.2	Herstellung von Paraffinschnitten	50
4.3	Entparaffinierung, Rehydrierung und histologische Übersichtsfärbung	50
4.4	Eponeinbettung der Proben	51
4.5	Herstellung von Semidünnschnitten	53
4.6	Verwendete Substanzen	53
5	Auswertung der Proben	54
5.1	Mikroskopische Beurteilung	54
5.2	Morphometrische Auswertung	54
5.2.1	Bestimmung der Zottenlänge	54
5.2.2	Bestimmung der Kryptentiefe	55
5.2.3	Bestimmung der Epithelhöhe	55
5.2.4	Bestimmung des Vergrößerungsfaktors der Schleimhautoberfläche durch Zotten- und Kriptenbildung	56
5.2.5	Zotten-Kripten-Verhältnis	57
5.3	Beurteilung von Becherzelen und Lymphgewebe	57
5.4	Statistische Auswertung	57
IV	ERGEBNISSE	58
1	Körpermasse	58
2	Situs Bauchhöhle	59
3	Schnabel, Schnabelhöhle	61
3.1	Anatomie	61
4	Zunge	64
4.1	Anatomie	64
4.2	Morphometrie	65
5	Speiseröhre, Kropf	67
5.1	Anatomie	67
5.2	Histologie	68
6	Magen	70
6.1	Drüsenmagen	71
6.1.1	Anatomie	71
6.1.2	Histologie	72
6.2	Isthmus gastris	74
6.2.1	Anatomie	74

6.2.2	Histologie	74
6.3	Muskelmagen	75
6.3.1	Anatomie	75
6.3.2	Histologie	75
6.4	Morphometrie	77
6.4.1	Drüsenmagen	77
6.4.2	Isthmus gastris	78
6.4.3	Muskelmagen	79
6.4.4	Musculus crassus, Musculus tenuis	80
7	Darm Gesamtlänge	81
8	Dünndarm	82
8.1	Anatomie	82
8.2	Histologie	84
8.3	Morphometrie	88
8.3.1	Länge des Dünndarmes	88
8.3.2	Zottenlänge	90
8.3.3	Kryptentiefe	92
8.3.4	Korrelation Zottenlänge / Kryptentiefe	94
8.3.5	Zotten-Krypten-Verhältnis	95
8.3.6	Vergrößerungsfaktor durch Zotten	95
8.3.7	Vergrößerungsfaktor durch Krypten	96
8.3.8	Epithelhöhe	98
9	Dickdarm	99
9.1	Blinddärme	99
9.1.1	Anatomie	99
9.1.2	Histologie	101
9.1.3	Morphometrie	104
9.1.3.1	Länge der Blinddärme	104
9.1.3.2	Zottenlänge	105
9.1.3.3	Kryptentiefe	105
9.1.3.4	Korrelation Zottenlänge / Kryptentiefe	106
9.1.3.5	Zotten-Krypten-Verhältnis	106
9.1.3.6	Vergrößerungsfaktor durch Zotten	107
9.1.3.7	Vergrößerungsfaktor durch Krypten	108
9.1.3.8	Epithelhöhe	109
9.2	Enddarm	110
9.2.1	Anatomie	110
9.2.2	Histologie	111
9.2.3	Morphometrie	113
9.2.3.1	Länge des Enddarmes	113
9.2.3.2	Zottenlänge	114
9.2.3.3	Kryptentiefe	114
9.2.3.4	Korrelation Zottenlänge / Kryptentiefe	115
9.2.3.5	Zotten-Krypten-Verhältnis	115
9.2.3.6	Vergrößerungsfaktor durch Zotten	115
9.2.3.7	Vergrößerungsfaktor durch Krypten	116
9.2.3.8	Epithelhöhe	117
10	Kloake	118
10.1	Anatomie	118
10.2	Morphometrie	119

11	Übersicht der Unterschiede und Gemeinsamkeiten von B.U.T Big 6 und Wildputen	119
11.1	Körpermasse	119
11.2	Schnabel, Zunge, Zungenpapillen	119
11.3	Magen	119
11.4	Darmlänge gesamt	119
11.5	Dünndarm	120
11.6	Dickdarm	120
11.7	Kloake	121
11.8	Fettgewebe	121
11.9	Becherzellen	121
11.10	Lymphgewebe	121
V	DISKUSSION	122
1	Limitationen der Studie bezüglich des Versuchsaufbaus	122
1.1	Geschlechterverteilung	122
1.2	Haltungsbedingungen	122
1.3	Versuchsgruppen	123
2	Diskussion der Ergebnisse	123
2.1	Körpermasse	123
2.2	Situs	124
2.3	Schnabel, Schnabelhöhle, Zunge	125
2.3.1	Anatomie	125
2.3.2	Morphometrie	125
2.4	Speiseröhre, Kropf	126
2.4.1	Anatomie	126
2.4.2	Histologie	126
2.5	Magen	127
2.5.1.	Anatomie	127
2.5.2	Histologie	127
2.5.3	Morphometrie	128
2.6	Darm Gesamtlänge	128
2.7	Dünndarm	129
2.7.1	Anatomie	129
2.7.2	Histologie	129
2.7.3	Morphometrie	131
2.7.3.1	Duodenum Länge	131
2.7.3.2	Jejunioileum Länge	131
2.7.3.3	Zottenlänge, Kryptentiefe, Vergrößerungsfaktoren, Epithelhöhe	132
2.8	Dickdarm	136
2.8.1	Blinddärme	136
2.8.1.1	Anatomie	136
2.8.1.2	Histologie	136
2.8.1.3	Morphometrie	138
2.8.1.3.1	Darmlänge	138
2.8.1.3.2	Zottenlänge, Kryptentiefe, Vergrößerungsfaktor, Epithelhöhe	139
2.8.2	Enddarm	140
2.8.2.1	Anatomie	140
2.8.2.2	Histologie	141
2.8.2.3	Morphometrie	141
2.9	Kloake	143
2.9.1	Anatomie	143
2.9.2	Morphometrie	143

3	Schlussfolgerung	143
VI	ZUSAMMENFASSUNG	145
VII	SUMMARY	147
VIII	LITERATURVERZEICHNIS	149
IX	ANHANG	163
1	Abbildungen	163
2	Tabellen	168
X	VORVERÖFFENTLICHUNGEN	196
XI	DANKSAGUNG	197
XII	SELBSTSTÄNDIGKEITSERKLÄRUNG	199

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abb. 1	Außengehege, Wildputen, 12 Wochen	43
Abb. 2	Entnahmestellen der Proben, Wildpute, 8 Wochen	46
Abb. 3	Längen- / Breitenmessung Zunge	48
Abb. 4	Längen- / Breitenmessung Magenabschnitte	48
Abb. 5	Breitenmessung M.crassus / M.tenuis	48
Abb. 6	Breitenmessung Muskel, Drüsenmagen	49
Abb. 7	Bestimmung der Zottenlänge	54
Abb. 8	Bestimmung der Kryptentiefe	55
Abb. 9	Bestimmung der Epithelhöhe	55
Abb. 10	Bestimmung des Vergrößerungsfaktors für Zotten- bzw. Kryptenoberfläche	56
Abb. 11	Körpermasse, Alter	58
Abb. 12	Situs Bauchhöhle, HP, 8W	
Abb. 13	Situs Bauchhöhle, WP, 8W	59
Abb. 14	Situs Bauchhöhle, HP, 20W	
Abb. 15	Situs Bauchhöhle, WP, 20W	60
Abb. 16	Situs Bauchhöhle, WP, 24W	60
Abb. 17	Oberschnabel Innenseite, HP, 20W	
Abb. 18	Oberschnabel Innenseite, WP, 20W	61
Abb. 19	Rachendach, Größenvergleich, li. HP, re. WP	61
Abb. 20	Schnabelhöhle, HP, 8W	
Abb. 21	Schnabelhöhle, WP, 8W	62
Abb. 22	Oropharynx, HP, 20W	
Abb. 23	Oropharynx, WP, 20W	63
Abb. 24	Zunge, Kehlgang, HP, 8W	
Abb. 25	Zunge, Kehlgang, WP, 8W	64
Abb. 26	A-D Zunge, Papillae linguales transversae, Papillae laterales	65
Abb. 27	Zungenlänge, Alter	
Abb. 28	Zungenbreite, Alter	66
Abb. 29	Situs Hals, WP, 20W	67
Abb. 30	Oesophagus, HP, 4W	
Abb. 31	Oesophagus, WP, 4 W	68
Abb. 32	Kropf, HP, 20W	
Abb. 33	Kropf, WP, 24W	69
Abb. 34	Magen in situ nach Entfernung der Leber, WP, 20W	70
Abb. 35	Magen, eröffnet, WP, 20 W	70
Abb. 36	Magen der Pute, stilisiert	71

Abb. 37	Drüsenmagenschleimhaut, HP, 20W	
Abb. 38	Drüsenmagenschleimhaut, WP, 20W	72
Abb. 39	Proventriculus, HP, 20W	
Abb. 40	Proventriculus, WP, 24W	73
Abb. 41	Gll. proventriculares prof., WP, 24W	
Abb. 42	Proventriculus, WP, 24W	73
Abb. 43	Zona intermedia, HP, 20W	
Abb. 44	Zona intermedia, WP, 24W	74
Abb. 45	Muskelmagen, HP, 20W	
Abb. 46	Muskelmagen, WP, 24W	76
Abb. 47	Muskelmagen, HP, 20W	
Abb. 48	Muskelmagen, WP, 24W	76
Abb. 49	Drüsenmagenlänge, Alter	
Abb. 50	Drüsenmagenbreite, Alter	77
Abb. 51	Pars intermedia Länge, Alter	
Abb. 52	Pars intermedia Breite, Alter	78
Abb. 53	Muskelmagen Länge, Alter	
Abb. 54	Muskelmagen Breite, Alter	79
Abb. 55	Dicke M. crassus, Alter	
Abb. 56	Dicke M. tenuis, Alter	80
Abb. 57	Darm Gesamtlänge, Alter	81
Abb. 58	Papilla duodeni, HP, 20W	
Abb. 59	Papilla duodeni, WP, 20W	82
Abb. 60	A-D Diverticulum vitellinum	83
Abb. 61	Duodenum Krypten, HP, 4W	85
Abb. 62	Duodenum Übersicht, WP, 12W	
Abb. 63	Duodenum Krypten, WP, 12W	85
Abb. 64	Jejunum Wandaufbau, WP, 20W	86
Abb. 65	A Duodenum Enterocyten, HP, 8W	
Abb. 65	B Duodenum Enterocyten, WP, 8W	86
Abb. 66	Duodenum, HP, 12W	
Abb. 67	Duodenum, WP, 16W	87
Abb. 68	A Jejunoileumkrypte, HP, 4W	87
Abb. 68	B Jejunoileumzotte, WP, 20W	87
Abb. 69	Duodenumlänge, Alter	
Abb. 70	Duodenumlänge, KM	89

Abb. 71	Jejunoileumlänge, Alter	
Abb. 72	Jejunoileumlänge, KM	89
Abb. 73	Duodenum Zottenlänge, Alter	
Abb. 74	Duodenum Zottenlänge, KM	90
Abb. 75	Jejunoileum Zottenlänge, Alter	
Abb. 76	Jejunoileum Zottenlänge, KM	91
Abb. 77	Duodenum Kryptentiefe, Alter	
Abb. 78	Duodenum, Kryptentiefe, KM	92
Abb. 79	Jejunoileum Kryptentiefe, Alter	
Abb. 80	Jejunoileum Kryptentiefe, KM	93
Abb. 81	Duodenum Zottenlänge, Kryptentiefe	
Abb. 82	Jejunoileum Zottenlänge, Kryptentiefe	94
Abb. 83	Duodenum VF Zotten, Alter	
Abb. 84	Jejunoileum VF Zotten, Alter	96
Abb. 85	Duodenum VF Krypten, Alter	
Abb. 86	Jejunoileum VF Krypten, Alter	97
Abb. 87	Dünndarm Epithelhöhe im Altersverlauf	98
Abb. 88	Caeca, HP, 16W	100
Abb. 89	Caeca, WP, 16W	100
Abb. 90	Caeca, WP, 12W	100
Abb. 91	A-H Caecum HP / WP	102
Abb. 92	Caecumlänge li., Alter	
Abb. 93	Caecumlänge re., Alter	104
Abb. 94	Corpus caeci Zottenlänge, Alter	
Abb. 95	Apex caeci Zottenlänge, Alter	105
Abb. 96	Corpus caeci Kryptentiefe, Alter	
Abb. 97	Apex caeci Kryptentiefe, Alter	106
Abb. 98	Corpus caeci VF Zotten, Alter	
Abb. 99	Apex caeci VF Zotten, Alter	107
Abb. 100	Corpus caeci VF Krypten, Alter	
Abb. 101	Apex caeci VF Krypten, Alter	108
Abb. 102	Caecum li. Epithelhöhe im Altersverlauf	109
Abb. 103	Kaudaler Anteil der Leibeshöhle, Situs, WP, 24W	110
Abb. 104	Kaudaler Anteil der Leibeshöhle, Situs, HP, 20W	110
Abb. 105	Colorectum, HP, 8W	
Abb. 106	Colorectum, WP, 8W	112

Abb. 107	Colorectum, HP, 20W	
Abb. 108	Colorectum, WP, 24W	112
Abb. 109	Colorectum Länge, Alter	
Abb. 110	Colorectum Länge, KM	113
Abb. 111	Colorectum Zottenlänge, Alter	
Abb. 112	Colorectum Zottenlänge, KM	114
Abb. 113	Colorectum Kryptentiefe, Alter	
Abb. 114	Colorectum Kryptentiefe, KM	115
Abb. 115	Colorectum VF Zotten, Alter	116
Abb. 116	Colorectum VF Krypten, Alter	116
Abb. 117	Colorectum Epithelhöhe, Alter	
Abb. 118	Colorectum Epithelhöhe, KM	117
Abb. 119	Kloake, HP, 20W	
Abb. 120	Kloake, WP, 20W	118
Abb. 121	Kloake, WP, 20W	118
Abb. 122	Kloake Länge im Altersverlauf	119
Abb. 123	Corpus caeci, HP, 4W	
Abb. 124	Corpus caeci, WP, 4W	163
Abb. 125	Corpus caeci, HP, 8W	
Abb. 126	Corpus caeci, WP, 8W	163
Abb. 127	Corpus caeci, HP, 12W	
Abb. 128	Corpus caeci, WP, 12W	164
Abb. 129	Corpus caeci, WP, 20W	164
Abb. 130	Corpus caeci, WP, 24W	165
Abb. 131	Apex caeci, HP, 4W	165
Abb. 132	Apex caeci, HP, 8W	166
Abb. 133	Apex caeci, WP, 8W	166
Abb. 134	Apex caeci, HP, 16W	167
Abb. 135	Apex caeci, WP, 20W	167

TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 1: Anatomische Einteilung der Darmabschnitte durch verschiedene Autoren	11
Tabelle 2: Übersicht der Darmlängen verschiedener Geflügelarten	12
Tabelle 3: Übersicht der Darmlängen von Puten	13
Tabelle 4: Geschlechterverteilung der Tiere	45
Tabelle 5: Entnahmestellen der Proben	46
Tabelle 6: Übersicht aller gesammelten Proben	47
Tabelle 7: Verwendete Substanzen	53
Tabelle 8: Fütterung 1	168
Tabelle 9: Fütterung 2	169
Tabelle 10: Fütterung 3	170
Tabelle 11: Körpermasse Hausputen	171
Tabelle 12: Körpermasse Wildputen	171
Tabelle 13: Daten durchschnittliche Körpermasse	173
Tabelle 14: Daten Zunge	173
Tabelle 15: Daten Drüsenmagen	174
Tabelle 16: Daten Pars intermedia	174
Tabelle 17: Daten Muskelmagen	175
Tabelle 18: Daten M.crassus, M.tenuis	175
Tabelle 19: Daten Darm Gesamtlänge	176
Tabelle 20: Daten Dünndarm Gesamtlänge, prozentual	176
Tabelle 21: Daten Dünndarm Gesamtlänge	177
Tabelle 22: Daten Duodenum Länge	177
Tabelle 23: Daten Jejunioileum Länge	178
Tabelle 24: Daten Duodenum Zotten	178
Tabelle 25: Daten Jejunioileum Zotten	179
Tabelle 26: Daten Duodenum Krypten	179
Tabelle 27: Daten Jejunioileum Krypten	180
Tabelle 28: Daten Duodenum Zotten / Krypten Verhältnis	180
Tabelle 29: Daten Jejunioileum Zotten / Krypten Verhältnis	181
Tabelle 30: Daten Duodenum Vergrößerungsfaktor Zotten	181
Tabelle 31: Daten Jejunioileum, Vergrößerungsfaktor Zotten	182
Tabelle 32: Daten Duodenum, Vergrößerungsfaktor Krypten	182
Tabelle 33: Daten Jejunioileum, Vergrößerungsfaktor Krypten	183
Tabelle 34: Daten Duodenum, Epithelhöhe	183
Tabelle 35: Daten Jejunioileum, Epithelhöhe	184

Tabelle 36: Daten Caecum links, Länge	184
Tabelle 37: Daten Caecum rechts, Länge	185
Tabelle 38: Daten Corpus caeci, Zotten	185
Tabelle 39: Daten Apex caeci, Zotten	186
Tabelle 40: Daten Corpus caeci, Krypten	186
Tabelle 41: Daten Apex caeci, Krypten	187
Tabelle 42: Daten Corpus caeci, Zotten / Krypten Verhältnis	187
Tabelle 43: Daten Apex caeci, Zotten / Krypten Verhältnis	188
Tabelle 44: Daten Corpus caeci, Vergrößerungsfaktor Zotten	188
Tabelle 45: Daten Apex caeci, Vergrößerungsfaktor Zotten	189
Tabelle 46: Daten Corpus caeci, Vergrößerungsfaktor Krypten	189
Tabelle 47: Daten Apex caeci, Vergrößerungsfaktor Krypten	190
Tabelle 48: Daten Corpus caeci, Epithelhöhe	190
Tabelle 49: Daten Apex caeci, Epithelhöhe	191
Tabelle 50: Daten Colorectum, Länge	191
Tabelle 51: Daten Colorectum, Zotten	192
Tabelle 52: Daten Colorectum, Krypten	192
Tabelle 53: Daten Colorectum Zotten / Krypten Verhältnis	193
Tabelle 54: Daten Colorectum, Vergrößerungsfaktor Zotten	193
Tabelle 55: Daten Colorectum, Vergrößerungsfaktor Krypten	194
Tabelle 56: Daten Colorectum, Epithelhöhe	194
Tabelle 57: Daten Kloake, Länge	195

ABKÜRZUNGEN

Abb.	Abbildung
B	Breite
B.U.T.	British United Turkey
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
et. al.	et alii
etc.	et cetera
evtl.	eventuell
g	Gramm
GIT	Gastrointestinaltrakt
Gl./Gll.	Glandula/Glandulae
H/E	Hämatoxylin-Eosin-Übersichtsfärbung
HP	Hauspute / hier: B.U.T. Big 6
Jh.	Jahrhundert
KM	Körpermasse
L	Länge
li.	links
LM	Lichtmikroskop
M.	Musculus
Mm.	Musculi
m	Meter
mm	Millimeter
MW	Mittelwert
n	Stichprobenumfang
o. a.	oben angegeben
p	Überschreitungswahrscheinlichkeit
re.	rechts
s	Standardabweichung
Tab.	Tabelle
u.	und
u. a.	unter anderem
v. a.	vor allem
v. Chr.	vor Christus
VF	Vergrößerungsfaktor

WCT	Wild Canadian Turkey
WP	Wildpute / hier: Kanadische Wildpute
z. B.	zum Beispiel
z. T.	zum Teil
μm	Mikrometer
\bar{x}	Mittelwert

I EINLEITUNG UND ZIELSETZUNG

1.1 Einleitung

Die Pute ist ein durch intensive Zucht standardisiertes Nutzgeflügel und gehört heute zu einer der wichtigsten praxis- und wirtschaftsrelevanten Geflügelarten. Über den Gastrointestinaltrakt dieser Tiere ist in der anatomisch-histologischen Literatur kaum Information zu finden. Erkrankungen dieses Organsystems haben in der Geflügelzucht eine hohe wirtschaftliche Bedeutung; das Zusammenspiel von Verdauungsfunktionen, Darmentwicklung, Fütterung und genetischer Selektion zur Steigerung der Wachstumsrate ist während der Aufzuchtphase entscheidend. Daraus ergibt sich die Notwendigkeit, Informationen über den Magen-Darm-Trakt der Pute zu sammeln bzw. neu zu akquirieren.

Die Ergebnisse können als Grundlage für die Diagnostik in der Pathologie dienen und so z. B. zur Prävention von Krankheiten und zur Optimierung der Wirtschaftlichkeit beitragen.

1.2 Zielsetzung

Ziel dieser Arbeit war, zur Anatomie, Histologie und Morphometrie des Gastrointestinaltraktes von Haus- und Wildpute eine gezielte Literatur- und Internetrecherche durchzuführen, um den aktuellen Stand der Wissenschaft zu dokumentieren und Informationen zusammenzutragen. Folgend wurde eine zusammenhängende anatomische, histologische und morphometrische Darstellung des Magen-Darm-Traktes einer modernen selektierten Putenlinie (B.U.T. Big 6) im Vergleich zu einer nicht selektierten Wildform im Vergleich verschiedener Altersstadien erstellt. Diese Daten dienen als Grundlage zum Vergleich der beiden Spezies und können Hinweise auf die Entwicklung und das Wachstum des Gastrointestinaltraktes unter dem Einfluss der genetischen Selektion geben.

II LITERATURÜBERSICHT

Die anschließende Literaturübersicht gibt zunächst einen kurzen Überblick über die Spezies „Truthuhn“ als Wild- sowie Wirtschaftsgeflügel. Eine Zusammenfassung des Kenntnisstandes der Anatomie und Histologie ihres Gastrointestinaltraktes sowie der Relevanz des Gastrointestinaltraktes für die Putenzucht schließt sich an.

1 Allgemeine Informationen über Truthühner

1.1 Zoologische Systematik

Klasse *Aves* -- Vögel

Vögel sind befiederte, in der Regel flugfähige, warmblütige Wirbeltiere

Ordnung *Galliformes* -- Hühnervögel

- Unterordnung *Galli* -- Eigentliche Hühnervögel
 - Familie *Phasianidae* -- Fasanenartige
 - Unterfamilie *Meleagridinae* -- Truthühner

(SKUTCH, A., 1968; WIESNER u. RIBBECK, 1991). Die ausschließlich neuweltlichen Truthühner sind mit den altweltlichen Phasianiden nahe verwandt, unterscheiden sich jedoch von ihnen durch eine genügend große Zahl anatomischer und anderer Eigenschaften, um ihre Einstufung im System als selbstständige Familie zu rechtfertigen (RAETHEL, 1991).

1.2 Abstammung und Herkunft

Die Wildputen stammen ursprünglich aus einem Großteil der heutigen USA und Mexiko, mit Ausnahme des südlichen mexikanischen Landesteils (HAFEZ, 1997). Für ihre Entstehung auf dem nordamerikanischen Kontinent sprechen u. a. 7 fossile Arten, die dort gefunden wurden. Als Stammform unserer Truthühner gilt die mexikanische Unterart des Wildtruthuhns "*Meleagris gallopavo mexicana*" (RAETHEL, 1991). Wild kommen Truthühner heute noch in Pennsylvania (USA) und zwar im Norden bis zu den bewaldeten Hochländern Südmexikos vor (RAETHEL, 1991).

In der Zeit um 400 v. Chr. wurden sie durch die indianischen Ureinwohner domestiziert. Neben dem Hund war die Pute das einzige Haustier indianischer Kulturen und diente als Opfer- und Schlachttier. Ihr Lebensraum reichte von subtropischen Regionen bis zu mit Kiefern und Eichen bewachsenen Hochwäldern. Hauptnahrungsquelle waren Blätter, Beeren, Gräser, Eicheln, Knospen und Insekten. Bald nach der Entdeckung Amerikas durch spanische Seefahrer am Ende des 15. Jh. gelangten die ersten Tiere nach Europa. Man vermutet die ersten Importe bereits um 1500. Da man glaubte, Westindien entdeckt zu

haben, wurden die Truthühner von den Spaniern als "Indische Hühner" bezeichnet. Von Spanien aus breitete sich die Haltung dieses Hausgeflügels binnen kurzer Zeit über Europa aus. Um 1524 kamen die ersten Tiere nach England, sechs Jahre später nach Deutschland und Frankreich. Die eigentliche Herkunft dieses Tieres geriet über die Jahre in Vergessenheit. So kam es, dass in England die Pute als „turkey“ (Türke) bezeichnet wurde, während die europäischen Naturforscher das Truthuhn mit dem „meleagris“, dem Perlhuhn der antiken Schriftsteller, verwechselten. Der wissenschaftlichen Name „Meleagris gallopavo“ spiegelt dies wieder (BENECKE, 1954; GIGAS, 1987; HAFEZ, 1997). Die Körpermasse dieser ursprünglichen Putenrassen lag bei 7 - 9 kg (SORENSEN, 1992; ABOURACHID, 1991; BRANT, 1998; HIRT, 1998).

1.3 Biologische Merkmale von Meleagris gallopavo spp.

Das Truthuhn ist der größte und schwerste Hühnervogel des Hausgeflügels (HESSE u. SCHOLTYSSSEK, 1987; RAETHEL, 1991). Die Unterscheidung der Puten wird nach Gewichtsklassen und der Gefiederfärbung vorgenommen (HAFEZ, 1997). Charakteristika der Familie sind der schlanke, relativ lange Schnabel mit den schmalen, langovalen Nasenöffnungen. Die adulten Hausputen zeigen im Habitus einen ausgeprägten Geschlechtsdimorphismus. Kopf und Oberhals sind weitgehend unbefiedert. Die farbige blau-rote Haut trägt fleischige Karunkeln, tiefe Runzeln und Falten. Der adulte Puter trägt außerdem eine zapfenartige, von der Stirn herabhängende, bei der Balz erigierbare Klunker. Die runzelige Haut des Vorderhalses ist zu einem dicken Kissen dehnbar. Bei den wesentlich kleineren Hennen ist die Stirnklunker nur angedeutet und der Hals höher vollbefiedert (RAETHEL, 1991). Der Schwanz des Puters besteht aus vielen langen und breiten Federn, die beim Imponierverhalten fächerartig ausgebreitet werden. Die Farbe des Gefieders kann unter anderem schwarz mit und ohne Bronzeglanz, blau, rot, gelb und weiß sein. Die auffallendste Lautäußerung des Hahnes ist ein lautes, unvermittelt einsetzendes Kollern. Die Henne legt acht bis fünfzehn Eier in ein Nest bzw. im Freien in eine Mulde im Boden. Die Bruteier sind cremefarben mit braunen, unregelmäßigen kleinen Flecken. Sie werden 28 Tage lang bebrütet (DOLL, 1978; SAMBRAUS, 1986).

Erscheinung und Verhalten der Wildtruthühner sind von denen ihrer domestizierten Artgenossen grundverschieden, was besonders bei den Putern auffällt. Ein Wildputer hat wachsamen Augen in seinem schmalen Kopf, der stromlinienförmige Körper trägt ein glattes, wie poliertes Gefieder und steht auf langen, drahtigen Läufen. Er rennt schnell und wendig durch die Wälder und vermag kraftvoll und geschickt zu fliegen. Das alles sind Eigenschaften, die diesen edlen Vogel von seinen massigen, kaum flugfähigen, zahmen Artgenossen erheblich unterscheiden (OBERHOLSER, 1974).

1.4 Putenzucht

Durch Züchtung und Selektion entstanden in England aus dem mexikanischen Truthuhn zunächst schwarze und später auch weiße Rassen. Sie wurden durch Auswanderer an die Ostküste Neuenglands, USA, gebracht. Dort kreuzte man zwischen 1830 und 1840 die schwarzen englischen Puten mit den Wildputen aus den USA und erhielt so die Narragansett Puten. In England züchtete man 1928 durch weitere Kreuzungen dieser Truthühner mit Wildputen die Bronze-Puten (Sheffield-Puten). Mitte der 30er Jahre erreichten die männlichen Tiere mit neun Monaten das beachtliche Gewicht von 18 kg und die weiblichen von etwa 12,7 kg (KELLY, 1982). Züchter kreuzten diese massigen Hähne mit ihren Hennen und selektierten die Nachkommen auf steigenden Fleischansatz. 1938 erfolgte die Standardisierung dieser Truthühner. Sie erhielten die Bezeichnung „Broad-Breasted-Bronze“ (breitbrüstige Bronzeputen mit erhöhtem Fleischansatz an Brust- und Schenkelmuskulatur). Diese Pute war der Ahne aller modernen, wirtschaftlich genutzten Putenstämme. Durch weitere Zucht und Selektion entstanden ca. 1950 weiß befiederte Stämme. Diese Puten wiesen höhere Massezunahmen auf als die Broad-Breasted-Bronze-Puten. Die Haltung dieser Tiere verbreitete sich in den 60er Jahren daher sehr schnell (HAFEZ, 1997). Eine große Rolle in der Putenzucht spielte der wissenschaftliche und technische Fortschritt in der Geflügelhaltung (HAFEZ, 1996). Die heutige Mastpute ist eine Mischung aus zwei Subspezies: die domestizierte *Meleagris gallopavo gallopavo* aus Zentralamerika und dem Wildtyp *Meleagris gallopavo sylvestris* aus dem Osten der USA (CRAWFORD, 1990). Aus diesen Hybriden wurden die Tiere weiter auf Größe, Schlachtausbeute und schnelles Wachstum selektiert. Daraus resultierten verschiedene Linien, die sich vom Wildtyp deutlich in ihrem Phänotyp unterschieden: die moderne Mastpute ist groß, langsam reifend und von geringem reproduktiven Potential (PISENTI et al., 2001).

Der genetische Pool der Putenwirtschaft mit der Zucht von schweren, breitbemuskelten Puten liegt heute bei zwei großen Gesellschaften, der „Aviagen Turkeys“ (Huntsville / Alabama und East Lewisburg / West Virginia, USA sowie Midlothian / Schottland und Tattenhall / Cheshire, Großbritannien) mit den beiden Zuchtunternehmen Nicholas und B.U.T. (British United Turkeys), sowie „Hendrix Genetics“ (Boxmeer, Niederlande) mit dem Zuchtunternehmen Hybrid (AVIAGEN, 2009; MEYER, 2007). Es gibt als eigenständiges Zuchtunternehmen außerdem noch „Kelly-Turkeys“ (Danbury / Essex, Großbritannien) mit der Zucht leichter Linien, die allerdings nur eine geringe Bedeutung auf dem Weltmarkt haben (VERBAND DEUTSCHER PUTENERZEUGER E.V., 2008). In Deutschland existieren keine Basiszuchtbetriebe. Das genetische Material kann somit nicht beeinflusst werden (HAFEZ, 1999). Im Gegensatz zu den reinrassigen Zuchtputen handelt es sich bei den Masttieren um Hybridkreuzungen, deren Selektionsschwerpunkt vor allem auf dem Fleischertrag liegt (HAFEZ, 1997). Bestimmte Putenschläge können aufgrund der

Muskelmassen den Tretakt nicht mehr durchführen und werden daher durch künstliche Besamung fortgepflanzt (SAMBRAUS, 1986). In Deutschland wird hauptsächlich die Pute B.U.T. Big 6 vermehrt, die auch in dieser Arbeit untersucht wird. Sie gehört zu den schweren Zuchtlinien. Sie wird als Breitbrustpute bezeichnet, da sie bei niedrigem Futteraufwand eine breite, vollfleischige Brust und schnelle Zuwachsraten entwickelt. Bei der Putenzucht ist eine kontinuierliche Steigerung der Wachstumsrate mit steigenden Mastendgewichten zu verzeichnen. Das Mastendgewicht der Hähne schwerer Linien lag 1987 noch bei 15 - 16 kg (HESSE u. SCHOLTYSSSEK, 1987) in der 21. Lebenswoche; im Jahr 2009 ist es auf durchschnittlich 20,39 kg gestiegen (AVIAGEN, 2009). Durchschnittlich 30 % des Körpergewichtes (B.U.T. Big 6) entfällt dabei auf die Brustmuskulatur (GRASHORN u. BESSEI 2004; MEYER, 2007), das hauptsächlich wirtschaftlich genutzte Produkt der domestizierten Puten.

2 Der Gastrointestinaltrakt der Vögel im besonderen Hinblick auf die Puten

2.1 Anatomie

Der Verdauungsapparat der Vögel zeichnet sich im Vergleich zu den Säugetieren durch folgende Besonderheiten aus: Ausbildung eines Schnabels, keine Trennung zwischen Mund- und Schlundkopfhöhle, Fehlen von Zähnen, Lippen und Backen, Ausbildung des Kropfes, Ausbildung eines Drüsen- und Muskelmagens, Ausbildung zweier Blinddärme und Existenz einer Kloake (KÖNIG et al., 2008). Das Prinzip der Einteilung des Säugetierdarmes wird auf den Vogeldarm übertragen, auch wenn dies nur bedingt möglich ist. Einige anatomische Strukturen, die zur Abgrenzung von Darmabschnitten beim Säugetier herangezogen werden, fehlen beim Vogel oder liegen in anderer Form vor (HEIDRICH, 1908).

2.1.1 Schnabel, Schnabelhöhle und Zunge

Maxilla und Mandibula sind mit stark verhornender Haut überzogen und bilden so den **Schnabel**, Rostrum. Er dient zum artspezifischen Erfassen der Nahrung und kann von sehr unterschiedlicher Gestalt sein. Die Hornscheide, Ramphoteca, bildet am Oberschnabel, Rostrum maxillare, einen konvexen Rücken, Culmen. Die scharfe Schnabelkante heißt Tomium maxillare, an ihr stoßen das außen gelegene Deckhorn und das innen gelegene Traghorn aneinander. Der Unterschnabel, Rostrum mandibulare, zeigt ein konkaves Profil, Dille oder „Kinn“, Gonys. Seine Kante wird als Tomium mandibulare bezeichnet. Bei den Hühnervögeln ist der „Pick“-Schnabel spitz und die bei allen Körnerfressern besonders harte Hornscheide des Oberschnabels greift hakenförmig über jene des Unterschnabels. Bei Hühnervögeln beschränkt sich die Wachshaut auf die Wurzel des Oberschnabels (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2008).

Der Schnabel der **Pute** und die Strukturen in der Schnabelhöhle sind denen des Huhnes gleich (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

Schnabel- und **Schlundkopfhöhle** bilden beim Vogel einen einheitlichen Raum. Die knöcherne Grundlage der Schnabel- und Schlundkopfhöhle wird durch den Komplex der Ossa maxillae et palati sowie der Ossa mandibulae gestellt (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Die Schnabel- bzw. Mundhöhle, Cavum oris, reicht von der Mund- bzw. Schnabelöffnung bis zum Schlundkopf. Die Begrenzungen bilden beim Säuger die Lippen, die Wangen, der harte sowie der weiche Gaumen und der Mundhöhlenboden mit der Zunge. Den Vögeln fehlen die Lippen, die Wangen und der weiche Gaumen. Kaudal des Gaumensegels befindet sich beim Säuger der Schlundkopf, Pharynx, zwischen Nasen- und Mundhöhle und dem Anfang von Luft- und Speiseröhre (ACKERKNECHT, 1974). Ein

Gaumensegel fehlt den Vögeln. Die Ontogenese zeigt, wo eine Grenze zwischen Schnabel- und Schlundkopfhöhle zu ziehen ist: dorsal zwischen der Choanenspalte einerseits und der Infundibularspalte andererseits (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004); zwischen dem vorderen engen und dem weiteren hinteren Teil der Choanenspalte (HEIDRICH, 1908), seitlich in der Höhe des Schnabelwinkels und ventral zwischen Os entoglossum und Os basibranchiale rostrale. Die letzte Abgrenzung stimmt beim Huhn mit der Lage der Zungenpapillenreihe überein. Die Mund- und Schlundkopfhöhle stehen ausschließlich zur Nahrungsaufnahme, zum Gleitfähigmachen und Abschlucken bereit. Eine Zerkleinerung der Nahrung findet nicht statt (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

Im Dach der Mundhöhle befindet sich eine langgezogene Spalte, Choana, durch die die Mund- mit der Nasenhöhle verbunden ist. Die kutane Schleimhaut des Gaumens, Palatum, ist mit längsverlaufenden Wülsten, Rugae palatinae und Rinnen, Sulci palatini, sowie queriorientierten Papillenreihen, Papillae palatinae, ausgestattet. Zwei an jeder Seite des Choanenspaltes verlaufende Rugae palatinae laterales kommen bei den meisten Vögeln vor, beim Huhn außerdem noch eine im rostralen Abschnitt verlaufende Ruga palatina mediana. Zahlreiche kaudal gerichtete Papillen sind teils unregelmäßig, teils in querverlaufenden Reihen um die Choanen- und Infundibularspalte angeordnet (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2008).

Der Gaumen geht kontinuierlich ins Dach des Pharynx über. In der Medianen findet sich die Infundibularspalte, Rima infundibuli, die den Pharynx mit dem Mittelohr verbindet (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2008). Seitlich der Infundibularspalte erheben sich einige Papillen. Beim Huhn endet das Rachendach mit einer Rachenpapillenreihe (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Diese kaudodorsal und kaudoventral liegenden Papillae pharyngeales markieren die Grenze zwischen Pharynx und Oesophagus (McLELLAND, 1993). In die drüsenlose Rachenschleimhaut ist reichlich lymphatisches Gewebe eingelagert, die Lymphonoduli seu Tonsillae pharyngeales (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2008).

Auf dem muldenförmigen Mundhöhlenboden liegt die **Zunge**, Lingua. Sie passt sich in ihrer Form der des Unterschnabels an (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Die Zunge ist zur Aufnahme, zum Sortieren und zum Abschlucken von Nahrung bestimmt und vermittelt Tast- und Geschmackswahrnehmungen. Sie füllt den Schnabelhöhlenboden fast vollständig aus und wird von einem knöchernen Zungenbein unterstützt. Die eigentlichen Zungenmuskeln sind rudimentär, während die Zungenbeinmuskeln gut ausgebildet sind (ACKERKNECHT, 1974). Die Zunge der **Truthühner** besitzt Pfeilspitzenform, die zentrale Binnenstruktur wird vom Os entoglossum gebildet. Die Zungenbinnenmuskulatur ist nur schwach ausgebildet

(PREUSS, DONAT, LUCKHAUS, 1969). Die Spitze und der Rücken des Zungenkörpers ist von einem herzförmigen Schild, das durch den Sulcus medianus linguae geteilt wird, bedeckt. Die Zungenränder sind jeweils von zwei bis fünf Papillae marginis linguae begrenzt. Der Sulcus radialis linguae ist umgeben von 15 - 40 quer angeordneten, zum Rand hin größer werdenden, Papillae radialis linguae anteriores. Die seitliche Begrenzung der Zunge bilden je vier bis sechs Papillae radialis linguae laterales. Kaudal der Rima infundibuli befinden sich zwei Reihen aus jeweils 20 bis 30 verhornten Papillae laryngicae (MARVAN u. TESIK, 1970). Die breitbrüstigen Hausputen haben eine Zungenlänge von 4,4 cm und eine Zungenbreite von 1,3 cm (EL-FATAH et al., 2000).

2.1.2 Speiseröhre und Kropf

Die Mucosa der **Speiseröhre**, Oesophagus, bildet innen Längsfalten, Plicae oesophagi (McLELLAND, 1993). Sie gliedert sich in den relativ langen Halsteil, Pars cervicalis und den kürzeren Brustteil, Pars thoracica. In ihrem Verlauf liegt die Speiseröhre im oberen Halsdrittel der Luftröhre dorsal auf. Sie wendet sich dann im mittleren und unteren Halsdrittel, nur von der Haut bedeckt, auf die rechte Seite (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Die Speiseröhre ist sehr weitlumig und dehnbar (GADOW, 1879). Sie ist im Allgemeinen erweiterungsfähiger als bei den Säugetieren (ELLENBERGER u. BAUM, 1926). Bei den meisten Vögeln (GADOW, 1879) ist vor dem Eintritt in die Brustapertur ein Nahrungsspeicher, der **Kropf**, Ingluvies, eingelagert. Bei körnerfressenden Vögeln kann diese spindel- oder sackförmige Aussackung der ventralen Oesophaguswand eine beträchtliche Größe erlangen (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Es gibt zwei Definitionen zum sogenannten „echten“ und „falschen“ Kropf. GADOW schreibt 1879: der „echte Kropf“ zeichnet sich im Unterschied zum „falschen“ Kropf dadurch aus, dass sich nicht der ganze Schlund gleichmäßig erweitert, sondern nur die ventrale Wand dieses Speiseröhrenabschnittes eine asymmetrische oder bilateralsymmetrische Aussackung bildet. Der Kropf befindet sich kurz vor dem Eintritt des Oesophagus in die Rumpfhöhle des Vogels. Der „echte Kropf“, z.B. bei Hühnervögeln und Tauben, liegt in gefülltem Zustand rechts auf der Furcula und hat eine scharf abgegrenzte, sackartige Form. Das Hauptmerkmal für den echten Kropf ist der Drüsenreichtum seiner Wand. Dagegen buchtet sich beim „Haut- oder Schlundkropf“ die ventrale Schlundwand allmählich aus und bildet so ein spindelförmiges, glattwandiges Lumen, z.B. bei Finken und Enten. NIETHAMMER definiert 1933 den „echten Kropf“ dadurch, dass er auch im leeren Zustand einen größeren Durchmesser hat als der Oesophagus, während ein unechter Kropf nur ein stark erweiterungsfähiger Abschnitt der Speiseröhre ist.

An der Dorsalwand verläuft die „Kropfstraße“ entlang. In die Erweiterung führt nach ventral das Ostium ingluviale. Der Boden des Kropfes wird Fundus ingluvialis genannt

(VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Im Kropf liegen die Kropfschleimhautfalten, die Plicae ingluviei, die unregelmäßiger als die Plicae oesophagei angeordnet sind (McLELLAND, 1993). Bei den verschiedenen Vogelarten befinden sich Gll. ingluviales an unterschiedlichen Lokalisationen des Kropfes, bei Hühnern z.B. liegen sie im Bereich der Kropfstraße (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

An den Kropf schließt sich ein weiterer röhrenförmiger Teil des Oesophagus an (GADOW, 1879), der im Brustkorb wieder dorsal der Luftröhre liegt, über den Syrinx zwischen den beiden Hauptbronchien durchtritt und sich unter die Ventralfläche der Lunge und über die Herzbasis weg bis zur Parietalfläche der Leber schiebt. Mit leicht nach links gerichtetem Bogen mündet die Speiseröhre in Höhe des 3. bis 4. Interkostalraumes in den Drüsenmagen. Die Speiseröhre erfüllt ausschließlich Transportfunktion (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

Die Pars cervicalis des Oesophagus der **Puten** verläuft rechts der Trachea und weitet sich vor dem Eintritt in die Brusthöhle zum Kropf, Ingluvies, aus. Dieser liegt direkt unter der Haut und steht mit dieser in festem Verbund (HALBUER, 1980; MUELLING u. BUDA, 2002).

2.1.3 Magen

Der **Magen**, Gaster, liegt bei den Vögeln in zwei sehr unterschiedlichen Formen vor: Typ 1 ist der Speicherung von Futter angepasst, kommt bei fleisch- und fischfressenden Vögeln vor und zeigt eine schwachmuskulöse, wenig differenzierte Sackform. Typ 2 ist charakteristisch für pflanzen-, körner-, und planktonfressende Vögel und dient der physikalisch-chemischen Vorbereitung des Futters (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Er wird in einen **Drüsenmagen**, Pars glandularis, und einen anschließenden **Muskelmagen**, Pars muscularis, unterteilt, die meist deutlich voneinander durch eine Einziehung, Pars intermedia, abgrenzbar sind (GADOW, 1879b). Der Begriff „Proventriculus“ der Nomina Anatomica Avium (McLELLAND, 1993) für den Drüsenmagen ist nur unter Vorbehalt tolerierbar (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004), da es sich um einen drüsenhaltigen Teil des Magens handelt und nicht, wie bei den Wiederkäuern, um einen von drüsenloser, kutaner Schleimhaut ausgekleideten Magenabschnitt (DONAT, 1993).

Der Magen der **Puten** ist in der dorsalen und ventralen Region der linken Seite der nicht unterteilten Körperhöhle lokalisiert und wird von zwei Kompartimenten gebildet: der spindelförmigen Pars glandularis und der stark ausgeprägten Pars muscularis. Verbunden werden die beiden Teile durch eine Einschnürung, die Zona intermedia (MUELLING u.

BUDA, 2002). Sechs Gruppen von länglich angeordneten Öffnungen zeigen auf der Schleimhaut die Grenze von Oesophagus zur Pars glandularis an. Jede Gruppe besteht aus zwei parallelen Reihen, die drei bis fünf kraterähnliche Öffnungen besitzen. Papillen, von Pliken umgeben, und mit zentralen, eingezogenen Öffnungen, erscheinen auf der Schleimhaut des Drüsenmagens.

An der Grenze zwischen Drüsen- und Muskelmagen verschwinden die Pliken und Papillen. Die verhornte Schleimhaut des Muskelmagens, Pars muscularis, beginnt (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Im Muskelmagen findet weiter ein Großteil der chemischen Verdauung statt, seine Hauptaufgabe ist jedoch das mechanische Zerkleinern der aufgenommenen Nahrung. Die Wand besteht aus vier starken glatten Muskelpaketen, die asymmetrisch angeordnet durch zentrale Aponeurosen im Verbund stehen. Durch ihre kraftvolle, asymmetrische Kontraktion wird eine mahlende und rotierende Bewegung ausgelöst. Der Druck kann bis zu 200 mmHg betragen. Die Oberfläche des Futters wird so für die nachfolgende chemisch-enzymatische Verdauung vergrößert. Röntgenkinematographische Untersuchungen haben ergeben, dass der Mageninhalt abwechselnd in oraler und aboraler Richtung durch die Mägen transportiert wird (DZUIK u. DUKE, 1972). Erreicht wird dies durch eine komplexe Abfolge der Kontraktionen von Drüsen-, Muskelmagen und Duodenum. Tubuläre Drüsen sezernieren ein Protein-Kohlenhydrat-Gemisch, welches an der Magenoberfläche zu einer widerstandsfähigen Membran, der Kutikula, aushärtet. Zum einen schützt diese die Magenoberfläche vor mechanischen und chemischen Schäden, zum anderen hat sie die Funktion einer „Reibplatte“ (MUELLING u. BUDA, 2002). An der Grenze zwischen Muskelmagen und Duodenum beginnt eine mit unregelmäßigen Pliken versehene Schleimhaut (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

2.1.4 Einteilung der Darmabschnitte

Die Merkmale, die beim Säuger die Grenzen der einzelnen Darmabschnitte kennzeichnen, können beim Vogel nicht nachvollzogen werden. Weder die Weite der einzelnen Abschnitte des Darmrohres, noch das Vorkommen bzw. die Beschaffenheit der Darmzotten lassen eindeutige Grenzen bestimmen (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Histologische Unterschiede zwischen Duodenum, Jejunum und Ileum konnten im Vogeldarm nicht aufgezeigt werden (GRAHAME u. BRADLEY, 1950; CALHOUN, 1954; DEMKE, 1954). Trotzdem werden die einzelnen Abschnitte anlehend an die Säugetieranatomie bezeichnet (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). In der Literatur finden sich noch weitere Einteilungen des Verdauungstraktes der Vögel (Tab. 1-3). Meist finden sie beim Hausgeflügel Anwendung. Ein Vergleich der Darmlängen ist aufgrund der verschiedenen oder unklar definierten Darmabschnitte zwischen den einzelnen Vogelarten schwierig.

Tabelle 1: Anatomische Einteilung der Darmabschnitte durch verschiedene Autoren

Autor	Einteilung der Darmabschnitte
FÜRBRINGER (1888) FARNER u. KING (1972)	Das Duodenum geht direkt in das Ileum über, ein Jejunum wird nicht erwähnt. Die Caeca werden nicht zum Dickdarm gerechnet. Es wird erwähnt, dass sie fehlen können, werden aber als einziges Merkmal für die Grenze zwischen Dünn- und Dickdarm angegeben.
GADOW (1879)	Der Darm besteht aus drei Abschnitten. Der Dünndarm aus dem kürzeren Duodenum (eingebettet in seine Schlinge ist das Pankreas) und dem längeren Ileum. An der Insertationsstelle der Caeca beginnt der Enddarm bzw. Dickdarm. Er besteht nur aus dem Colon, ein Rectum wird nicht erwähnt. Auf ca. der Hälfte der Dünndarmlänge befindet sich das Diverticulum vitellinum.
BITTNER (1924)	Eine Abgrenzung zwischen Colon und Rectum ist weder anatomisch noch histologisch möglich.
ROSENBERG (1941)	Das Duodenum erstreckt sich vom Magenausgang bis zur Einmündung der Pancreasgänge.
GRAHAM u. BRADLEY (1950) CALHOUN (1954) DEMKE (1954)	Die Merkmale, die beim Säuger die Grenzen der einzelnen Darmabschnitte kennzeichnen, können beim Vogel nicht nachvollzogen werden: histologische Unterschiede zwischen Duodenum, Jejunum und Ileum konnten im Vogeldarm nicht aufgezeigt werden.
HODGES (1974)	Der Darm des Huhnes besitzt auf seiner gesamten Länge grundsätzlich den gleichen histologischen Aufbau. Unterschieden werden können die einzelnen Abschnitte nach Größe und Funktion.
GADHOKE et al. (1975)	Das Rectum wird von der Arteria mesenterica caudalis versorgt.
DONAT (1987)	Die Abgrenzung durch die Ligamenta ileocaecalia, die ebenso lang wie das Ileum und mit der Plica ileocaecalis der Säugetiere etwa gleichzusetzen sind, ist zwar beim Haushuhn, aber nicht bei anderen Vögeln ohne oder mit rudimentären Caeca, verwendbar. Ebenso ist die Grenze zum Dickdarm damit nicht zu ziehen. Der letzte Dickdarmabschnitt wird als Colorectum bezeichnet.
VOLLMERHAUS u. SINOWATZ (2004)	Weder die Weite der einzelnen Abschnitte des Darmrohres noch das Vorkommen bzw. die Beschaffenheit der Darmzotten lassen eindeutige Grenzen bestimmen. Trotzdem werden die einzelnen Abschnitte anlehnend an die Säugetieranatomie bezeichnet. Der Dünndarm ist unterteilt in Duodenum, Jejunum und Ileum. Die

	<p>Grenze zwischen Jejunum und Ileum ist durch die Lage des Meckelschen Divertikels gekennzeichnet; sie ist künstlich und dient dem Zweck der Beschreibung.</p> <p>Beim Vogel ist eine Grenze zwischen Duodenum und Jejunum anhand der arteriellen Versorgung zu ziehen: Das Duodenum gehört zum Versorgungsgebiet der A. coeliaca. Auf Höhe der Flexura duodenojejunalis liegt die Gefäßscheide zum Versorgungsgebiet der A. mesenterica cranialis, die das anschließende Jejunum vaskularisiert.</p>
--	--

Tabelle 2: Übersicht der Darmlängen verschiedener Geflügelarten

Autor	Darmabschnitt	Huhn Länge [cm]	Gans Länge [cm]	Ente Länge [cm]	Taube Länge [cm]
BERGENER u. KRENZ (1969)	Duodenum	22-35	40-49	22-38	12-22
	Jejunoileum	98-138	170-213	100-158	53-84
	Caeca	12-25	22-34	10-20	2-7
	Rectum u. Kloake	8-11	16-22	8-13	3-4
	Gesamt	152-234	270-352	150-250	72-125
SCHWARZE u. SCHRÖDER (1972)	Duodenum	22-35	40-49	22-38	12-22
	Jejunoileum	98-138	170-213	100-158	53-84
	Caeca	12-25	22-34	10-20	2-7
	Rectum	8-11	16-22	8-13	3-4
	Gesamt	152-234	270-352	150-250	72-125
HODGES, R.D. (1974)	Jejunoileum	120			

Tabelle 3: Übersicht der Darmlängen von Puten

Autor	Darmabschnitt	Pute Länge [cm]	Pute ♀ Länge [cm]	Pute ♂ Länge [cm]
ROSENBERG (1941)	Duodenum	29-39		
MÜLLING u. BUDA (2002)	Duodenum		50	50
	Jejunioileum		200	250
	Caeca, Rectum		89	120
	Gesamt Schnabel- Kloake		390	500

2.1.5 Dünndarm

Der Dünndarm, Intestinum tenue, ist unterteilt in Duodenum, Jejunum und Ileum. Die Grenzziehung zwischen Jejunum und Ileum durch die Lage des Meckelschen Divertikels, Diverticulum vitellinum, ist künstlich und dient dem Zweck der Beschreibung. Die bisher in deutschen Lehrbüchern vertretene Auffassung, den von den beiden Blinddärmen flankierten Dünndarmabschnitt als Ileum anzusehen, ist verlassen worden (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

Zwölffingerdarm

Der Zwölffingerdarm, Duodenum, fügt sich in einer Schleife in Längsrichtung des Körpers in den rechten ventralen Quadranten der Eingeweidebauchfellhöhle ein. Dieser Darmabschnitt beginnt rechts des Pylorus, reicht bis in die Beckenhöhle, kehrt zurück auf Höhe des Pylorus und zieht, Impressionen erzeugend, hinter die Leber. Dann wechselt er vor der Gekrösewurzel dorsal in der Leibeshöhle in der Flexura duodenojejunalis auf die linke Körperseite um ins Jejunum überzugehen. Im Duodenum münden der Ausführungsgang der (soweit vorhandenen) Gallenblase und die Ausführungsgänge des Pankreas. Im Gegensatz zum Säugetier lässt sich beim Vogel eine Grenze zwischen Duodenum und Jejunum anhand der arteriellen Versorgung ziehen: Das Duodenum gehört zum Versorgungsgebiet der A. coeliaca. Auf Höhe der Flexura duodenojejunalis liegt die Gefäßscheide zum Versorgungsgebiet der A. mesenterica cranialis, die das anschließende Jejunum vaskularisiert (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

Das Duodenum der **Pute** erstreckt sich vom Magenausgang bis zur Einmündung der Pankreasgänge und des Gallenganges und bildet eine große Schleife, die die Lappen des Pankreas enthält (ROSENBERG, 1941; MUELLING u. BUDA, 2002). An der Grenze zwischen Muskelmagen und Duodenum beginnt eine mit unregelmäßigen Pliken versehene

Schleimhaut. Die Oberfläche des Dünndarms ist mit zahlreichen Villi versehen (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Die Schleimhaut zeichnet sich durch lange, dicht nebeneinander liegende Villi aus, die die gesamte Oberfläche bedecken. Sie bilden Zick-Zack-Linien in länglicher und zirkulärer Richtung (ROSENBERG, 1941). Es gibt keine morphologisch sichtbare Unterteilung in Duodenum, Jejunum und Ileum (GRAHAM u. BRADLEY, 1950; CALHOUN, 1954; DEMKE, 1954; MUELLING u. BUDA, 2002).

ROSENBERG (1941) gibt die Länge des Duodenums mit 29 cm bis 39 cm an. HASSOUNA (2000) vermaß 10 adulte Puten und einige andere Geflügelarten, gibt die Länge der einzelnen Darmabschnitte aber nur prozentual (zu Körpermasse und anderen Darmabschnitten) an. Das Duodenum wird mit 10,2 % (Jejunum 84,3 %, Ileum 6,4 %) der Dünndarmgesamtlänge angegeben. Definiert ist das Ileum in dieser Arbeit als der Abschnitt des Dünndarms, der durch die Caeca flankiert wird. MÜLLING u. BUDA (2002) geben die Länge mit 50 cm bei männlichen und weiblichen adulten Puten an. Wie viele Tiere vermessen wurden, ist nicht angegeben.

Leerdarm und Hüftdarm

Der Leerdarm, Jejunum, erstreckt sich von der Ansa duodenojejunalis bis zum Meckelschen Divertikel, Diverticulum vitellinum, ein Residuum des Dottersacks. Da im Jejunum und im Hüftdarm, Ileum, die Verdauungsprozesse unter Mitbeteiligung des Bauchspeichels stattfinden, ist die Bezeichnung eines „Jejunoileum“ sinnvoll. Es ist der längste Dünndarmabschnitt und bei den verschiedenen Vogelarten in sehr variabler Weise in Schlingen gelegt. Das Ende des Ileum wird bei den meisten Vögeln durch die Caeca und damit durch den Beginn des Dickdarmes definiert. Sind die Caeca nicht vorhanden, geht das Ileum direkt in das Rectum über. Das Meckelsche Divertikel tritt, an der Axialschleife antimesenterial gelegen, als kleiner Fortsatz auf. Es handelt sich um den Rest des embryonalen Dottersacks, der in den ersten Lebensstagen noch Dotter enthält und zur Ernährung der Jungvögel beiträgt. Anschließend wird der Dottersack bis auf Reste oder ganz zurückgebildet bzw. in ein lymphoepitheliales Organ umgewandelt (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Das Meckelsche Divertikel ist nicht bei allen Individuen zu finden. Es fehlt bei ca. 40 % der Hühner und Tauben, bei 20 % der Enten und bei 10 % der Gänse (KÖNIG et al., 2008).

Das Jejunoileum der **Puten** ist an einem langen Gekröse girlandenartig in Schlingen in der rechten Seite der Körperhöhle aufgehängt (MUELLING u. BUDA, 2002). Im Jejunoileum befinden sich die längsten Zotten des Darmes der Pute (DEMKE, 1954). Das Meckelsche Divertikel liegt auf der antimesenterialen Seite der Einmündung der kranialen mesenterialen

Arterie auf der Mitte des Jejunioileum. Der Dünndarm ist der Ort der enzymatischen Verdauung und Absorption. Die Enzyme entstammen der Bauchspeicheldrüse und den intestinalen Drüsen (MUELLING u. BUDA, 2002).

2.1.6 Dickdarm

Der End- oder Dickdarm, Intestinum crassum, besteht aus den beiden Blinddärmen, Caeca, und dem kurzen Rectum. Das Lumen des Enddarms der Vögel ist kaum weiter als das des Dünndarms (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

Blinddärme

Die Blinddärme, Caeca, sind bei den galliformen und anseriformen Vögeln paarig ausgebildete, blind endende, fingerförmige Organe (CLARKE, 1978; MAHDI u. McLELLAND, 1988; STRONG et al., 1990). Sie bestehen aus einer Basis caeci, einem Corpus caeci und einem Apex caeci. Rechter und linker Blinddarm stehen selbstständig über die schmale Basis caeci, einem unvollständigen Schließmuskel, über je ein Ostium caeci mit dem Rectum in Verbindung. Beide Blinddärme sind im Allgemeinen um ein Geringes unterschiedlich lang und wurstartig drehrund (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Mit dem letzten Abschnitt des Ileum stehen sie durch die Ligg. iliocaecalia in Verbindung. Beim Haushuhn sind die Blinddärme besonders groß (KÖNIG et al., 2008). In den Blinddärmen ist lymphoepitheliales Gewebe eingelagert; nach KÖNIG et al. (2008) findet es sich an der Basis caeci. Dort spricht man von je einer Tonsilla caecalis. VOLLMERHAUS u. SINOWATZ (2004) beschreiben die Lymphonoduli aggregati, die als Lymphonoduli caecales oder Tonsilla caecalis geläufig sind, im Apex caeci. In den Caeca findet die Zelluloseverdauung statt (KÖNIG et al., 2008). Die Weite der Blinddärme ist deshalb auch von der Qualität des Futters abhängig (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Die Caeca enthalten bei den Hühnervögeln auf der inneren Oberfläche des proximalen Organs ein Netzwerk aus fingerförmigen Zotten (CLARKE, 1978; MAHDI u. McLELLAND, 1988; STRONG et al., 1990). Die Zotten scheinen die Funktion eines Filters zu haben: der Darminhalt, der durch retrograde Kontraktion des Colorectums gegen den Caecumsphincter gedrückt wird, wird scheinbar durch die Zotten „gefiltert“, so gelangen nur Flüssigkeit und feine Partikel ins Innere des Caecum, während langfaserige und große Bestandteile im Colorectum verbleiben (FENNA u. BOAG, 1974). Diese proximalen Zotten könnten auch wichtige absorptive Funktion haben (STRONG et al., 1990). Dadurch, dass die Caeca blind enden, kann der Inhalt länger in diesem Darmabschnitt verweilen, als in den anderen Abschnitten (CLENCH u. MATHIAS, 1992a). In den Caeca verweilend können sowohl gelöste als auch feste Bestandteile durch die abgegebenen Sekrete und die im Caecum vorkommenden Bakterien, Pilze und andere Mikroorganismen weiter aufgespaltet und Flüssigkeiten absorbiert werden (DUKE, 1986). In

den Caeca findet a) die Fermentation und Weiterverdauung von Futter statt, insbesondere der Cellulose und folgend deren Absorption, b) die Produktion von Immunglobulinen und Antikörpern, c) mikrobiologische Aktivität von aeroben und anaeroben Bakterien, Pilzen und anderen Organismen (sowohl physiologisch als auch pathologisch), d) die Verwertung und Absorption von Wasser und stickstoffhaltigen Komponenten (BRAUN u. DUKE, 1989; CLENCH u. MATHIAS, 1992).

Die Caeca der **Pute** sind paarig und entspringen am Übergang des Jejunioileum ins Colorectum. Sie bestehen aus einer Basis, einem Corpus und einem Apex caeci. Sie sind beide von auffälliger Größe sowie dunkel- und olivgrün gesprenkelt. Im Dickdarm wird hauptsächlich Wasser absorbiert (MUELLING u. BUDA, 2002).

Enddarm

Der Enddarm, Rectum, ein geradliniger Darmabschnitt, verbindet das Ileum mit der Kloake. Es mag wahrscheinlich sein, dass dieser Darmabschnitt mit dem Kolon der Säuger homolog ist. Daher wurde dieser Abschnitt auch lange so bezeichnet. Der neue Terminus „Rectum“ soll auf die Tatsache hinweisen, dass dieser Darmabschnitt auf direktem, kürzesten Wege von der Ebene des kranialen Nierenpols zur Kloake zieht (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). KÖNIG et al. (2008) bezeichnen diesen Abschnitt ebenfalls als Mastdarm resp. Rectum. Der Enddarm der Vögel entspricht morphologisch nicht dem Rectum der Säugetiere, trotzdem ist diese Bezeichnung gemäß des Verlaufes passend, da er meist gerade zur Kloake zieht (GADOW, 1879). Auch in den Nomina anatomica avium (McLELLAND, 1993) wird dieser Abschnitt als Rectum bezeichnet. Eine Abgrenzung zwischen Colon und Rectum ist weder anatomisch noch histologisch möglich (BITTNER, 1924). Vor dem Übergang in die weite Kloake findet man bei einigen Vögeln eine ringförmige Schleimhautfalte, die Plica recto-coprodealis (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004).

Das kurze, gerade verlaufende Rectum der **Puten** beginnt an einer nach kaudal zeigenden Schleimhautfalte, der Iliocaecalklappe (MUELLING u. BUDA 2002).

2.1.7 Kloake

Die Kloake, Bursa cloacalis, sieht wie eine glockenförmige Erweiterung des Enddarms aus (KÖNIG et al., 2008). Beim Huhn ist sie 2,5 cm lang und 2,0 cm bzw. bis zu 2,5 cm breit (SALOMON, 1993; VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2008). Sie dient als Behälter für Kot sowie als Passageweg für die Geschlechtsprodukte. Grundsätzlich ist die Kloake durch zwei Schleimhautfalten in drei Abteilungen aufgegliedert: den Kotraum, Coprodaeum, den Harnraum, Urodaeum sowie den Endraum, Proctodaeum (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2008).

KOMAREK (1970) unterteilt die Kloake der **Pute** in ein Proctodaeum und ein Urodaeum. Anstelle des Coprodaeums beschreibt er bei der Pute eine Ampulla recti. Dieser Teil der Kloake weist die gleiche muskulöse Schleimhaut auf wie das Rectum. Außerdem ist eine Linea coprodaeorectalis nicht vorhanden. Die sich in der Commissura laterales treffenden Labia cloacalia dorsalia und ventralia des Proctodaeums bilden die Pars externa der Zona cutanea. Die Pars interna ist von außen nicht sichtbar, sie befindet sich im Inneren der Kloake. Die gesamte Zona cutanea ist aus radiär angeordneten, ovalen Bezirken aufgebaut, die eine zur Kopulation bzw. Defäkation erforderliche Weitung des Kanals zulassen. Da bei beiden Vorgängen das Proctodaeum von dem sich vorschiebenden Urodaeum überlagert wird, nimmt es weder Anteil an der Kopulation noch an der Defäkation. Die Zona cutanea interna unterteilt sich in einen dorsalen und ventralen Teil. Die Pars ventralis ist sehr massiv und bildet so einen guten Schutz für das Kopulationsorgan. Während der Defäkation dient die Zona cutanea dorsalis als elastische Kappe für die sich ausdehnende Plica uroproctodaealis. So wird eine Verunreinigung der Kloake verhindert. HALBUER (1980) beschreibt drei Abschnitte der Kloake der Pute: Coprodaeum, Urodaeum und Proctodaeum. Die kraniale Grenze des Coprodaeums ist nicht genau zu bestimmen, da eine Plica rectocoprodealis nicht nachzuweisen ist. Die ausgeprägte Plica coprourodaealis unterteilt Copro- von Urodaeum. Grenze zwischen Urodaeum und Proctodaeum stellt die Plica uroproctodaeale dar, die dorsal deutlich ausgebildet ist und sich lateral in der Wand verliert.

Die Bursa fabricii befindet sich in einer medianen Auswölbung am Dach des Proctodaeums (MUELLING u. BUDA, 2002).

Die Kloake des Huhnes ist ca. 25 mm lang und 20 mm breit (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004) und länger als bei Gans und Ente (SALOMON, 1993).

2.2 Histologie

Die alte Nomenklatur wurde in die neue nach McLELLAND (1993) übertragen. Im Falle zweideutiger Interpretationen wird die Literaturangabe wörtlich zitiert.

2.2.1 Allgemeines

Das Verdauungssystem besteht aus einem Darmrohr mit verschiedener Struktur und den Anhangsdrüsen Leber und Pankreas. Der Wandaufbau dieses Rohres aus drei Schichten ist grundsätzlich gleich, variiert aber von Abschnitt zu Abschnitt durch Veränderung der Schichtdicke, der Gliederung der verschiedenen Schichten oder der Ausbildung spezialisierter Strukturen.

Grundsätzlich besteht die Wand des Verdauungstraktes aus der **Tunica mucosa**, der **Tunica muscularis** und der **Tunica serosa**. Die innerste Schicht bildet die Schleimhaut, Tunica mucosa. Sie besteht aus dem Epithel, **Lamina epithelialis mucosae**, und dem darunter liegenden Bindegewebe, **Lamina propria mucosae**, sowie einer dünnen Schicht longitudinaler Muskelfasern, der **Lamina muscularis mucosae**. Die Grenze zur Tunica muscularis bildet eine dünne Bindegewebsschicht, die **Tela submucosa** (HODGES, 1974). CLARA (1925) berichtet, dass die Tela submucosa bei den Vögeln nicht existent ist. Die Hauptmuskelschicht, **Tunica muscularis**, setzt sich aus einer Ringmuskelschicht, Stratum circulare, und einer Längsmuskelschicht, Stratum longitudinale, zusammen. Daran schießt sich eine Zwischenschicht, **Tela subserosa**, an. Letztendlich umschließt die **Tunica serosa** den Verdauungstrakt, sie besteht aus einer Bindegewebsschicht, Lamina propria serosae, und einem dünnen Epithel, Lamina epithelialis serosae. Außerhalb der Körperhöhle des Vogels bildet ein Überzug aus lockerem, kollagenem Bindegewebe, Tunica adventitia, die äußere Wand des Verdauungstraktes (HODGES, 1974).

2.2.2 Zunge

Das **Epithel** der Oberfläche der Zunge, Lingua, ist sehr stark ausgeprägt. Im hinteren Teil der Zunge ist das Epithel zu Reihen transversal stehender Papillen ausgebildet. Hinter diesen Papillen wird das Epithel deutlich dünner. Darunter folgt die **Lamina propria mucosae**, die im vorderen Teil der Zunge sehr dicht ist. In diesem Bindegewebe sind die Zungendrüsen eingebettet. Die Zungenspitze besteht nur aus dem Zungenbein mit der darüber liegenden Lamina propria mucosae und dem folgenden Epithel. In der mittleren Region befindet sich unter dem Os entoglossum eine Schicht glatter Muskulatur. In den dorsolateralen Winkeln der Zunge befinden sich Speicheldrüsen. Im hinteren Teil der Zunge befindet sich das Os basibranchiale ventral, die Muskelschicht liegt darüber und seitlich des Knochens, die Speicheldrüsen liegen dorsal direkt unter der Lamina epithelialis (HODGES, 1974).

Unter dem fächerförmigen, squamösen **Epithel** der Zungenwurzel der **Pute** befinden sich die Gll. linguales posteriores. Die ventrale Seite der Zungenspitze wird von der Cuticula cornea linguae bedeckt. Die Gll. linguales anteriores sind wie beim Huhn verteilt, bilden aber nicht zwei Gruppen. Unter dem Epithel erreichen sie eine Dicke von 1,2 mm und sind tubuläre Drüsen mit mukösem Charakter. Es befinden sich an jeder Seite neun bis zwölf Ausführungsöffnungen, die von Lymphgewebe umgeben sind. Zwischen den Drüsen und den Papillen ist das Gewebe von lymphatischen Einrichtungen durchsetzt. Die Drüsen liegen in einer dünnen **Lamina propria mucosae** (MARVAN u. TESIK, 1970).

2.2.3 Speiseröhre und Kropf

Der Aufbau der Speiseröhre, Oesophagus, ist in seiner gesamten Länge ober- und unterhalb des Kropfes gleich. In seinem physiologisch kontrahierten Zustand ist das Lumen eng und im fixierten Zustand liegen Epithel und die unterliegenden Schichten in kräftigen Falten (HODGES, 1974). Die **Tunica mucosa** besitzt ein tierartig unterschiedlich dickes mehrschichtiges Plattenepithel (FEDER, 1972b). Die unterste Schicht, Stratum germinativum, des mehrschichtigen Epithels, bildet hochprismatische Zellen mit kreisrundem Kern. Mit steigender Höhe flachen die Zellen zum Stratum intermedium ab und bilden in den peripheren Schichten des Epithels, dem Stratum superficiale sive functionale, in länglicher, elliptischer Form das unverhornte Plattenepithel. Diese oberflächlichen Plattenepithelzellen schilfern in verschieden großen Zellverbänden, mit Schleim vermischt, ab (NIETHAMMER, 1933). Die **Lamina propria mucosae** ist eine dicke Schicht aus kollagenen Fasern und enthält viele Blut- und Lymphgefäße und Nerven (HODGES, 1974). Sie bildet bei den meisten Vogelarten die Längsfalten der Schleimhaut aus (SCHREINER, 1900) und formt fingerförmige Fortsätze, die sich in die unterste Epithelschicht eindrücken (NIETHAMMER, 1933). In der Lamina propria mucosae liegen die mukösen **Drüsen** des Oesophagus (DONAT, 1993), die einen ähnlichen aber einfacheren Aufbau haben als die Speicheldrüsen der Schnabel- und Rachenhöhle (HODGES, 1974). FEDER (1972a) schreibt, dass der Aufbau der die Drüsen auskleidenden Epithelzellen den Becherzellen des Darmes gleicht und der Bau der Drüsen bei verschiedenen Vogelarten von tubulös oder alveolär bis zu tubuloalveolär variiert. SCHREINER (1900) beschreibt, dass die Drüsen sich bei den einzelnen Vogelarten hinsichtlich ihrer Anzahl, Größe, Form und Lage in der Tunica mucosa unterscheiden.

Die Anzahl der Drüsen nimmt in der ventralen Wand der Speiseröhre zum Kropf hin zuerst kontinuierlich ab, bis das Verhältnis der oesophagealen Drüsen zur denen in der dorsalen Wand des Kropfes etwa 1:10 beträgt. Dann steigt die Zahl wieder an, bis in der Pars thoracica die Dorsal- und Ventralwand der Speiseröhre wieder gleich viele Drüsen enthält (NIETHAMMER, 1933). Unter der Lamina propria mucosae liegt die **Lamina muscularis**

mucosae aus einer Schicht longitudinal angeordneter Muskelzellen (DONAT, 1993), die ebenso dick ist, wie das Stratum longitudinale der Tunica muscularis (HODGES, 1974). Bei vielen Arten ist sie unter den Falten deutlich verdickt. Beim Huhn ist die Lamina muscularis mucosae mit in die Schleimhautlängsfalten einbezogen, die Lamina propria mucosae ist verhältnismäßig dünn ausgebildet (SCHREINER, 1900). Es schließt sich die **Tela submucosa** an, eine dünne Schicht intermuskulären Bindegewebes, deren Fasern meist einen radiären Verlauf haben (SCHREINER, 1900). Die **Tunica muscularis** besteht aus einem inneren Stratum circulare und einem äußeren Stratum longitudinale. Die innere Ringmuskelschicht ist deutlich dicker als die äußere longitudinale. Zwischen den beiden Muskelschichten liegt eine dünne Bindegewebsschicht mit einem eingebetteten Nervenplexus (HODGES, 1974). Bei einigen Vogelarten fehlt das Stratum longitudinale der Tunica muscularis der Speiseröhre. Die Lamina circularis der Tunica muscularis und auch die Lamina muscularis mucosae sind dafür entsprechend stärker ausgebildet (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Früher wurde die Lamina muscularis mucosae als Teil der Tunica muscularis angesehen, sodass GADOW (1879b) beschreibt, dass beim Vogel die Ringmuskelschicht, im Gegensatz zum Säuger, die äußere und die Längsmuskelschicht die innere Muskellage bildet. Umhüllt wird die Speiseröhre von der **Tunica adventitia**, einer Bindegewebsschicht, die reich an größeren Gefäßen und Nerven ist (SCHREINER, 1900; HODGES, 1974).

Bei den **Puten** ist die muköse Oberfläche des Oesophagus durch längliche Rillen und zahlreiche Drüsen, deren Lage durch Schleimhauerhebungen markiert ist, charakterisiert. Das mehrschichtige, unvollständig verhornte Plattenepithel sowie der Papillarkörper der Tunica mucosae flacht mit zunehmender Nähe des Mageneinganges ab (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Das Epithel erreicht eine Dicke von 400 µm. Es treten von den in Gruppen liegenden, mukösen Drüsen in der Pars thoracica eine größere Anzahl auf, als in der Pars cervicalis (MUELLING u. BUDA, 2002).

Der Aufbau des **Kropfes**, Ingluvies, ist weitgehend identisch mit dem der Speiseröhre. Einziger signifikanter Unterschied ist, dass größtenteils keine mukösen **Drüsen** ausgebildet sind: nur am Übergang vom Oesophagus in den Kropf befinden sich Drüsen in der **Lamina propria mucosae** (HODGES 1974). Die Wand des Kropfes ist dorsal deutlich stärker gefaltet als ventral. Die **Lamina muscularis mucosae** ist ebenfalls gefaltet, diese Falten stehen aber nicht mit den Schleimhautfalten der Speiseröhre in Zusammenhang (NIETHAMMER, 1933). Die **Tunica submucosa** ist sehr schwach entwickelt (KING u. McLELLAND, 1979). Die Schicht der Ringmuskulatur ist in der Kropfwand kräftig ausgebildet (BARTELS, 1895).

Das mehrschichtige, unvollständig verhornte **Platteneithel** des Kropfes der **Pute** erscheint etwas dicker als das des Oesophagus (MUELLING u. BUDA, 2002). Am Übergang zum Oesophaguslumen, nicht aber im Fundus, befinden sich **Drüsen** in der **Lamina propria mucosae**. Die **Lamina muscularis mucosae** besteht aus longitudinal angeordneten, glatten Muskelzellen (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

2.2.4 Magen

Drüsenmagen

Am Übergang von der Speiseröhre in den Drüsenmagen, Pars glandularis ventriculi, befindet sich eine kurze Zone, die beide Charakteristika vereint: die des Oesophagus und die des Magens. Wenn der Oesophagus seinen Außendurchmesser beim Übergang in den Drüsenmagen verjüngt, zeigen sich in der Wand die ersten Ausläufer der Lappchen der Magendrüsen. Dort ziehen Faserstränge longitudinal gerichteter Muskulatur nach innen über die orale Seite der Drüsenlappchen, scheinbar um die Hauptmasse der **Lamina muscularis mucosae** mit den vereinzelt vorkommenden Muskelbündeln des innen liegenden Teils der Muscularis mucosae zu verbinden. Die mukösen Oesophagusdrüsen ziehen noch ein kleines Stück in der **Lamina propria mucosae** zwischen die Drüsenlappchen der Magendrüsen, bevor sie in die kryptenähnlichen Falten des Drüsenmagens übergehen, die mit hochprismatischem, schleimsezernierendem Epithel überzogen sind. Am Übergang sind die mukösen Drüsen einfache, tubuläre Drüsen, die durch den Großteil der Lamina propria mucosae ziehen, anstelle der üblicheren, flaschenähnlichen, zusammengesetzten tubulären Drüsen, die in der Mitte der Lamina propria liegen. Diese Zone ist sehr klein. An der Stelle, an der die mukösen Drüsen nicht mehr auftreten, geht das **Epithel** abrupt von unverhornt mehrschichtig in hochprismatisch über. Es gibt keinen fließenden Übergang. Die Mucosa der Verbindung von Speiseröhre zu Drüsenmagen ist häufig mit lymphatischen Zellen infiltriert, sie kommen sowohl diffus als auch nodulär angehäuft vor (HODGES, 1974).

Das Lumen des **Drüsenmagens** ist eng (HODGES, 1974; DONAT, 1993). Die dicke, schwammige Wand besteht hauptsächlich aus Massen von zusammengesetzten, tubulären Drüsen (HODGES, 1974). Die Schleimhaut ist in längs verlaufende Falten gelegt (DONAT, 1993), die in unterschiedlicher Größe und Höhe ausgeprägt sind (HODGES, 1974). Der grundsätzliche Aufbau der Gewebsschichten ist im Wesentlichen durch die starke Ausprägung der Drüsenlager verändert. Das Gerüst der Schleimhautfalten bildet die unter dem **Epithel** liegende **Lamina propria mucosae**. In ihr sind viele lymphoide Zellen eingelagert, teils diffus, teils als Noduli, die letzteren treten hauptsächlich an den Papillen auf (HODGES, 1974). Die **Tela submucosa** ist sehr dünn, das beschreibt auch OPPEL (1895). Die **Lamina muscularis mucosae** besteht nur aus diffus verteilten Muskelzellen (HODGES,

1974). Die anschließende **Tunica muscularis** teilt sich in eine relativ dicke innere Ringmuskelschicht und eine sehr viel schwächere, oft nur rudimentäre, äußere Längsmuskelschicht (OPPEL, 1895).

In der Drüsenmagenwand gibt es zwei unterschiedlich gestaltete Art von **Drüsen**. Die Glandulae proventriculares superficiales, oberflächliche Vormagendrüsen und die Glandulae proventriculares profundae, tiefe Vormagendrüsen (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). In der Tunica mucosa sind zum Lumen hin gelegen einfache tubuläre, mit hochprismatischem Epithel ausgekleidete Drüsen, deren Zellhöhe zum Drüsenendstück hin an Höhe abnimmt. Die meisten dieser Epithelzellen enthalten Muzingranula. Zur Öffnung und zum Ende der Drüse hin nimmt die Zahl dieser mit Granula bestückten Zellen ab (AITKEN, 1958).

CLAHOUN (1954) und auch HODGES (1974) stellen in Frage, ob die oberflächlichen Vormagendrüsen als Drüsen im engeren Sinne gesehen werden können.

HODGES (1974) schreibt: „Am Grund der Sulci der Schleimhaut befinden sich viele tubulären Drüsen, die sich in der Lamina propria ausbreiten.“ Möglicherweise sind diese „Drüsen“ eine Folge des Zusammenziehens des Gewebes, da ein Drüsenmagen, der beim Fixieren gedehnt wurde, nur wenige oder keine solche „Drüsen“ zeigt. CALHOUN (1954) beschreibt, dass es sich bei den oberflächlichen Drüsen nicht um tubuläre Drüsen handelt. Er zeigt durch Längsschnitte auf Höhe des Epithels, dass es Furchen in der Schleimhaut sind, die konzentrisch um die Öffnungen der tiefen Oesophagusdrüsen liegen.

Über die Oberfläche des Drüsenmagens verteilt liegen erhabene Papillen auf deren Spitze der Ausführungsgang der tiefen Drüsenlager liegt. Die Schleimhautfalten sind um die Papillen konzentrisch angeordnet, scheinen aber sonst, zwischen den Papillen, keinem Muster zu folgen. Das hochprismatische Epithel des Drüsenmagens nimmt in den Falten an Höhe ab. Am Grunde der Sulci ist es fast isoprismatisch. Die Epithelzellen besitzen basale Nuclei und die meisten von ihnen enthalten supranukleäre Muzingranula. Diese Granula sind weniger oder fehlen in den Zellen, die entweder ganz an der Oberfläche oder aber ganz in der Tiefe der Falten sind (HODGES, 1974).

Es gibt verschiedene Ansichten, in welcher Schicht die tiefen Drüsen liegen: BRADLEY und GRAHAME (1960) sind der Ansicht, dass die Tunica muscularis des Drüsenmagens bei den Vögeln unüblicherweise dreilagig ist: zwei dünne, longitudinale Schichten, die die dicke Ringmuskelschicht umschließen. Die dünnen longitudinalen Muskelbündel, die zwischen den großen Drüsenlagern liegen, stellen eine dünne, diffuse Lamina muscularis mucosae dar.

Somit würden die Drüsen in der Tela submucosa liegen. Diese Lokalisation nehmen auch DONAT (1993), MENZIES u. FISK (1963) und TONER (1963) an. CALHOUN (1954) stellt eine sowohl um die Propriadrüsen verlaufende als auch an das Stratum circulare der Tunica muscularis anliegende, dort längsverlaufende Lamina muscularis mucosae dar. Auch FARNER (1960) beschreibt, dass bei vielen Vogelarten die Drüsen während der Entwicklung in die Lamina muscularis mucosae eindringen und sie so in eine innere und eine äußere Schicht trennen. Das stimmt mit CALHOUNs (1954) Beobachtung überein. FEDER (1972a) beschreibt dies ebenfalls und bezeichnet daher die Drüsen als „tiefe Propriadrüsen“. Dies bestätigt OPPEL, der schon 1895 zwar einzelne Fasern der Lamina muscularis mucosae oberhalb und zwischen den Drüsen fand, die dickere Hauptschicht dieser Schleimhauteigenmuskulatur aber unter den Drüsen beschrieb. VOLLMERHAUS u. SINOWATZ (2004) beschreiben, dass die oberflächlichen, Gll. proventriculares superficiales, sowie die tiefen Vormagendrüsen, Gll. proventriculares profundae, in der Lamina propria mucosae liegen.

Die Drüsenläppchen mit jeweils zentralem Sammelraum, entsprechen den Gll. gastricae der Säugetiere (DONAT, 1993). Es kommt nur eine Sorte Zellen vor. Dieser Zelltyp erzeugt sowohl Pepsinogen als auch Salzsäure. Im englischen Sprachraum werden die Zellen deshalb auch als „oxyntopeptic cells“ bezeichnet (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Es handelt sich um zymogene Drüsenzellen (CHODNIK, 1947). Sie erzeugen den Magensaft, der bei gefülltem Magen bis zum Kropf aufsteigen kann. Unterschiedliche Drüsenzelltypen wie bei den Säugetieren kommen in den Drüsenläppchen nicht vor (DONAT, 1993).

Zur **Pute** schreiben MALEWITZ u. CALHOUN (1958): Die **Tunica mucosa** besteht aus dichtem, fibrösem Bindegewebe, einigen Blutgefäßen und vielen elastischen Fasern. Sie verbreitert sich mit der Faltenbildung, die in diesem Organ auftritt. Die Falten und Vertiefungen sind mit einem einschichtigen, hochprismatischen **Epithel** überzogen, die Zellen enthalten Mucin. Die **Lamina propria mucosae** besteht aus dichtem Bindegewebe, vielen Blutgefäßen und vielen elastischen Fasern.

Die tiefen Vormagendrüsen sind uni- oder multilobulär (MUELLING u. BUDA, 2002), liegen in Lagern und sind durch Bindegewebe der Lamina propria sowie Muskelfasern der **Lamina muscularis mucosae** voneinander getrennt. Die Ausführungsgänge sind von großen, schleimproduzierenden, isoprismatischen Zellen mit zentral liegendem Zellkern ausgekleidet. Die Öffnung der Gänge liegt zentral in einer Senke der Schleimhaut. Die dicke Lamina muscularis mucosae besteht aus longitudinal angeordneten glatten Muskelzellen und liegt gespalten über und unter den Drüsenlagern. Es tritt kein lymphoides Gewebe auf (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

Intermediärzone

Die Intermediärzone, Isthmus gastris, ist sehr kurz, sie verbindet den Drüsen- mit dem Muskelmagen (HODGES, 1974). Sie ist sehr dehnbar und ändert ihren Durchmesser je nach Füllung des Magens stark (KING u. McLELLAND, 1979). Dort, wo sich der Drüsenmagen verjüngt, enden die Drüsen des Drüsenmagens abrupt (HODGES, 1974). Die keratinoide Schicht, die sich im anschließenden Muskelmagen befindet, fehlt (ZISWEILER u. FARNER, 1972) bzw. ist nicht in der Form, wie sie später im Muskelmagen folgt, organisiert (HODGES, 1974). Die dem Lumen näher liegenden Fasern der **Lamina muscularis mucosae** reichen über das hintere Ende des letzten Drüsenlappens des Drüsenmagens, um dort auf die Hauptmasse der Lamina muscularis mucosae zu treffen. Direkt dahinter werden die Schleimhautfalten und -rinnen flacher und gehen langsam in die drüsenhaltige **Tunica mucosa** des Muskelmagens über. In dieser Region gibt es eine Mischung aus mukoider Sekretion und Sekretion der Drüsen des Muskelmagens. Eine fast nicht vorhandene **Tela submucosa** getrennt, trennt eine längsverlaufende **Lamina muscularis mucosae**, die etwa halb so dick wie die Ringmuskelschicht ist, von der Tunica mucosa. Die **Tunica muscularis** besteht aus einer sehr dünnen äußeren Längsmuskelschicht und einer dicken, mittleren Ringmuskelschicht. Am Übergang des Isthmus in den Muskelmagen wird die äußere Längsmuskelschicht dünner und verschwindet schließlich (HODGES, 1974).

Bei den **Puten** verschwinden an der Grenze zwischen Drüsen- und Muskelmagen die Falten der **Tunica mucosa** und die Drüsen der Pars glandularis schlagartig. Eine verhornte Schicht liegt über den Sulci. Die **Lamina propria** des Drüsenmagens vereinigt sich mit der **Tela submucosa** und wird im Muskelmagen zu dessen Tela submucosa. Die verhornte Schleimhaut des Muskelmagens beginnt. Der Teil der **Lamina muscularis mucosa**, der sich über den Drüsenlagern befunden hat, kann im Muskelmagen nicht weiter verfolgt werden. Das Stratum circulare der **Tunica muscularis** des Drüsenmagens vereinigt sich mit dem lumenfern liegenden Teil der Lamina muscularis mucosae. Sie vereinigen sich schließlich mit den Musculi intermedii. Die äußere longitudinale Schicht der Tunica muscularis des Drüsenmagens scheint sich mit den Musculi laterales des Muskelmagens zu verbinden. In der Lamina propria befinden sich Lymphknoten (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

Muskelmagen

Der Muskelmagen, Pars muscularis ventriculi, ist ein großes Organ mit sehr stark entwickelter Muskelschicht (HODGES, 1974). Die **Lamina epithelialis mucosae** besteht aus einer einzelligen Schicht, die sich in die Krypten und angeschlossenen Drüsenschläuche fortsetzt (EGLITIS u. KNOUFF, 1962). Die meisten Zellen dieser einschichtigen Drüsenzelllage sind Hauptzellen. Sie sind je nach Region von variabler Gestalt, die strukturellen Eigenschaften ändern sich hingegen nicht. Im unteren Teil der Drüsenschläuche sind die Hauptzellen kubisch und enthalten einen rundlichen Kern. Im Halsbereich des Drüsenschlauches sind sie schmaler und länger mit ovalen Kernen. Die Hauptzellen haben ein sehr dichtes Zytoplasma, welches mit rauem endoplasmatischen Retikulum gefüllt ist. Ihre Zelloberfläche ist mit Mikrovilli besetzt. Die Zellen sind durch apikale Schlussleisten und Desmosomen verbunden. Es gibt keine interzellulären Räume. Es kommt ein hochprismatisches Epithel vor und selten argyrophile Zellen, die kleine, dichte, zytoplasmatische Granula enthalten. In sehr geringer Zahl treten auch Basalzellen auf: nicht mehr als zwei oder drei in jeder Drüse. Im Gegensatz zu den argyrophilen Zellen haben sie an der freien Oberfläche lange Mikrovilli ausgebildet (TONER, 1964). Die Zellen des hochprismatischen Epithels, das die freie Schleimhautoberfläche und den oberen Teil der Ausführungsgänge bedeckt, enthalten Granula (AITKEN, 1958). Diese Sekretgranula verschmelzen in den Drüsengängen zu Sekretzapfen und bilden auf der Innenoberfläche des Magens eine zusammenhängende Schicht, die „keratinoide Schicht“ (BAUER, 1901). Diese Cuticula gastrica ist das Sekret der Epithelzellen und der Muskelmagen-drüsen, die die Muskelmagenwand vor Säureeinwirkung schützt (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Bei körnerfressenden Vögeln ist diese Schicht sehr stark ausgeprägt (CURSCHMANN, 1866).

Unter der **Lamina propria mucosae**, einer lockeren Schicht von Bindegewebe, die sich nur undeutlich darstellen lässt, da sie hauptsächlich von den Drüsenschläuchen durchzogen wird (HODGES, 1974), liegt die **Tela submucosa**, eine Schicht kollagenen Bindegewebes mit einigen elastischen Fasern (CERNY, 1993). In der Muskelmagenwand des Huhnes fehlt eine Lamina muscularis mucosae (CALHOUN, 1954). Die **Tunica muscularis** besteht aus nur einer Muskelschicht, ausgehend von zwei Sehnenspiegeln auf beiden Seiten des Organs. Direkt im Zentrum unter den dicken Sehnenspiegeln ist die Muskelschicht am dünnsten und umgekehrt dazu ist die Muskelschicht am Rand der Aponeurose am dicksten und der Sehnenspiegel am dünnsten. Im Zentrum der Aponeurose befinden sich keine Muskelfasern (HODGES, 1974). Die Sehnenschicht besteht aus Bindegewebe mit dichtgepackten, parallel ausgerichteten Kollagenfaserbündeln mit eingelagerten verlängerten, abgeflachten Fibroblasten. Die Muskelfasern entspringen jederseits direkt aus den Sehnenspiegeln. Um die Verbindung zwischen den beiden Schichten zu verstärken, finden sich dort Areale

weißen Faserknorpels (CALHOUN, 1954). Zwischen den Muskelzellbündeln liegen zahlreiche dicke Bindegewebsstränge. Diese verbinden sich im Inneren mit der Tela submucosa und außen mit der Sehnenschicht (HODGES, 1974). Außen um das Stratum circulare liegt das meist nur dünn ausgebildete Stratum longitudinale (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004), welches beim erwachsenen Vogel nicht zwangsläufig vorkommen muss (HODGES, 1974). Auf der Ringmuskelschicht liegt der Auerbachsche Plexus, von welchem Fasern in die Muskulatur des Muskelmagens abzweigen (BENNETT u. COBB, 1969). Das Peritoneum überzieht dem Muskelmagen von außen (HODGES, 1974).

Der Muskelmagen der **Puten** ist mit einem einfachen, hochprismatischen **Epithel** ausgekleidet (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958; MUELLING u. BUDA, 2002). Eine hornartige Schicht mit Säulen und Rillen liegt darüber (CALHOUN, 1956). Tubuläre Drüsen sezernieren ein Protein-Kohlenhydrat-Gemisch, welches an der Magenoberfläche zu einer widerstandsfähigen Membran, der Kutikula, aushärtet. (MUELLING u. BUDA, 2002). Die **Lamina propria mucosae** besteht aus kollagenem Bindegewebe und elastischen Fasern. Dort eingebettet liegen mit isoprismatischem Epithel ausgekleidete Drüsen, die mit einer keratohyalinen Substanz, die sich mit einer Hämatoxylin/Eosin-Färbung hell rot anfärbt, gefüllt sind. Die dicke **Tunica submucosa** besteht aus dichtem, fibrösem Bindegewebe mit nur wenigen elastischen Fasern. Die mächtige **Tunica muscularis** ist aus dicken, parallel angeordneten Bündeln glatter Muskulatur aufgebaut. Gruppen von dichtem, fibrösem Bindegewebe, welches horizontal zu den Muskelfasern verlaufend angeordnet ist, trennen die Muskelpakete (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Knorpelgewebe befindet sich an der Verbindungsstelle von glatter Muskulatur zur fibrösen Aponeurose (CALHOUN, 1954). Bei 8 Wochen alten Tieren befindet sich an dieser Stelle Knorpelgewebe in Entwicklung. Den Muskelmagen umgibt eine dünne Schicht fibrösem Gewebes mit Blutgefäßen und Nerven. Das gesamte Organ wird von außen vom Peritoneum eingehüllt. Blutgefäße und Nerven finden sich zwischen Tunica submucosa und der Lamina propria mucosae, in der Submucosa selbst und zwischen der Tunica submucosa und der Tunica muscularis. Die charakteristische verhornte Schicht läuft am Übergang vom Muskelmagen ins Duodenum aus. Die charakteristischen Drüsen gehen über in tubuläre Drüsen. Die **Lamina muscularis mucosae**, die im Muskelmagen fehlt, entsteht zwischen der Lamina propria mucosae und der Tela submucosa. Die **Tela submucosa** sowie die Schichten der **Tunica muscularis** sind undeutlich zu erkennen, werden aber im weiteren Verlauf des Duodenums deutlicher. Lymphknoten sind vorhanden (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

2.2.5 Darm allgemein

Der Darm der Vögel besitzt auf ganzer Länge einen im Wesentlichen gleichen histologischen Aufbau (HODGES, 1974).

Die **Lamina epithelialis mucosae**, welche die Zotten und Krypten auskleidet, besteht aus einem einreihigen, hochprismatischen Epithel, welches aus drei Zelltypen aufgebaut ist: den Hauptzellen, also den überwiegend vorkommenden Zellen, den schleimproduzierenden Becherzellen und den enterochromaffinen Zellen (HODGES, 1974). Alle diese Zellen entstehen durch Mitose am Grund der Krypten. Mitotische Aktivität ist daher hauptsächlich im Krypten-, weniger oder gar nicht am Zottenepithel zu finden. Die jungen Zellen schieben sich von unten her nach und ersetzen die alten, die ins Darmlumen abgeschilfert werden (BIZZOZERO, 1888; IMONDI u. BIRD, 1966, HODGES, 1974). Der Übergang von den Kryptenhauptzellen zu den Oberflächenhauptzellen erfolgt allmählich (CLARA, 1925). Die Höhe des hochprismatischen Epithels nimmt zu den Krypten hin ab, ist aber mit Ausnahme der Caeca, in den einzelnen Darmabschnitten gleich bleibend. In den Blinddärmen weisen die Epithelzellen eine geringere Höhe auf (MICHEL u. GUTTE, 1971).

Die Form der Epithelzellen kann je nach Kontraktionszustand der glatten Muskelzellen und je nach Lage auf der Zotte variieren. An der Spitze der Zotte finden sich sehr langgestreckte, schmale Zellen, sie sind an ihrer Basis noch schmaler als an ihrem distalen Ende. An den Seitenflächen der Zotten sind die Epithelzellen prismatisch, häufig auch kommaförmig zur Zottenspitze hin gekrümmt. Der Kern der Hauptzellen ist oval bis längsoval. Er liegt zumeist im oberen Teil des unteren Drittels oder noch näher der Zellmitte, Abweichungen nach oben und unten kommen vor. Im Innern ist der Kern gekörnt und zeigt unregelmäßige Schollen. Ein oder mehrere Nucleoli können auftreten. Das Zytoplasma der Hauptzellen hat eine parallelfaserige Struktur (CLARA, 1926a). Die Hauptzellen besitzen einen deutlichen Mikrovilli-Saum (HODGES, 1974). Dieser setzt sich in schwächerer Ausbildung auf das Kryptenepithel fort und ist meist im Bereich der ganzen Krypte anzutreffen (CLARA, 1925). Die Hauptzellen der Krypten sind kegelförmig (CLARA, 1926a) und von geringerer Höhe als die der Zotten (HODGES, 1974). Die Kerne liegen basal und sind rundlich (CLARA, 1926a).

Zwischen den Hauptzellen liegen **enterochromaffine Zellen** (CLARA, 1926b, HODGES, 1974). Die vielen, stark eosinophilen Granula der Zellen, die selektiv mit Silber angefärbt werden können (HODGES, 1974), sind fein und gleich groß (CLARA, 1926b). Sie sind basal und um den Kern herum im Cytoplasma angeordnet (HODGES, 1974). Die Zellen kommen im gesamten Epithel vor, häufen sich aber in den Krypten. Ihre Gestalt ist flaschen- oder keilförmig. Der große Kern ist rund und liegt in der unteren Hälfte. Er ist chromatinärmer als der Kern der Hauptzellen und hat keine Nucleolen (CLARA, 1926b). Diese Zellen gehören

zum enteroendokrinen System. Nicht alle diese Zellen erreichen die Epitheloberfläche und haben somit unterschiedliche Funktionen: die Zellen, die das Lumen nicht erreichen, sind endokrin wirksam. Die Zellen, die die Epitheloberfläche erreichen, gehören zum sogenannten offenen Typ und könnten exokrin wirken oder eine rezeptorische Funktion haben (BUCHER u. WARTENBERG, 1989).

Eine dritte Art von Zellen wird diskutiert: die **PANETHschen Zellen**: dies sind hochprismatische Zellen, die hauptsächlich in den Krypten vorkommen und eine Vielzahl von Granula im apikalen Bereich der Zelle aufweisen (HODGES, 1974). Es sind umgebildete Becherzellen (KULL, 1911), die ihr Sekret in das Lumen des Darmes abgeben (PANETH, 1888). Unklar ist jedoch, ob sie wirklich beim Geflügel vorkommen: CLARA (1926c) beschreibt sie bei Drosseln und Enten, konnte sie aber nicht bei anderen Geflügelarten nachweisen. BRADLEY u. GRAHAME (1960) beschrieben die Zellen beim Huhn. ROSENBERG (1941) konnte sie nicht bei Puten, AITKEN (1958) und HODGES (1974) nicht beim Huhn nachweisen. CHODNICK (1947) fand sie, gibt aber keine weiteren Details darüber an.

Im Epithel einschließlich der Krypten befinden sich eingestreut **Becherzellen** (CLARA, 1925). Es sind einzellige muköse Drüsen, die im distalen Abschnitt durch die Einlagerung von Schleimgranula eine Anschwellung zeigen. Der distale Zellabschnitt bildet den Sekretbecher, der einem sekretarmen oder -freien Becherstiel aufsitzt (CLARA, 1926d). Das Sekret füllt den oberen Teil der Becherzelle aus und verdrängt die Nachbarzellen (PANETH, 1888). Entleeren sich die Granula, verbleibt eine dunkle, schmale Zelle, die Becherzelle scheint zu regenerieren (CHODNICK, 1947). Der Kern befindet sich basal. Je kürzer und gerader die Krypten sind, desto mehr Becherzellen liegen in ihnen (CLARA, 1926d). Die Zahl der Becherzellen nimmt zur Tiefe der Krypte hin ab (MICHEL u. GUTTE, 1971). Die Becherzellen sind die am weitesten differenzierten schleimsezernierenden Drüsenzellen des Körpers (LIST, 1889). Die von ihnen produzierten Glycoproteine werden als Sekretgranula freigesetzt und bilden einen Schutz- und Gleitfilm über der Darmoberfläche (SMOLLICH u. MICHEL, 1992).

In die Darmwandschichten eingestreut finden sich freie Lymphozyten, Plasmazellen und auch eosinophilen Granulozyten. Ihre Zahl nimmt zum Ende des Darmes hin ab. Am häufigsten treten sie dort auf, wo die Nahrung länger verweilt: am Anfang des Darmes und in den Caeca (MICHEL u. GUTTE, 1971).

Die **Lamina propria mucosae** besteht aus lockerem Bindegewebe, welches neben Blut- und Lymphgefäßen auch Nerven, Muskelzellen und außerdem diffuses, teilweise noduläres Lymphgewebe enthält (HODGES, 1974). MICHEL u. GUTTE (1971) beschreiben die Lamina propria mucosae als lymphoretikuläres Bindegewebe mit diffusen Lymphozyten, die sich stellenweise zu Lymphknötchen zusammenlagern. Die Lamina propria mucosae ist bei Faltenbildung nur schwach ausgeprägt, glatte Muskelzellen können auch ganz fehlen (CLARA, 1925). Bei vielen Vogelarten ist die Lamina propria mucosae mit kollagenen Fasern zu einem derben Stratum compactum verdichtet (CLARA, 1926e). MICHEL u. GUTTE (1971) beschreiben eine deutlich ausgeprägte **Lamina muscularis mucosae**. Die Fasern bilden weitgehend eine abgegrenzte Schicht längsverlaufender Muskelschichten. HODGES (1974) beschreibt die Lamina muscularis mucosae als schwach ausgebildet. Sie entsendet Muskelfasern in Falten und Zotten (CLARA, 1925). Die **Tela submucosa** ist so schwach ausgebildet, dass sie in den meisten Abschnitten des Darmes nicht existent ist (HODGES, 1974). Nur bei stärkeren Faltungen des Darmrohres ist eine Tela submucosa ausgebildet (CLARA, 1925). Hier liegen dann auch die meisten elastischen Fasern des Darmes (CLARA, 1926e). Die **Tunica muscularis** schließt sich an. Das Stratum circulare ist die stets am stärksten ausgebildete Muskelschicht. Sie bildet einen geschlossenen Ring, der nur von Blut- und Lymphgefäßen durchbrochen wird. Das wesentlich dünnere Stratum longitudinale ist unterschiedlich stark ausgebildet. Zwischen den drei Muskelschichten des Darmes liegen Ganglienzellen als Teile des Plexus submucosus bzw. myentericus (CLARA, 1925; HODGES, 1974).

Im Inneren des Darmes gibt es verschiedene Oberflächenerhebungen: **Falten** und **Zotten**, sowie Übergangsformen. Es überwiegen die Längsfalten, die z. T. mit Querfalten ein Netz bilden (CLARA, 1925). Die Schleimhaut des Darmes bildet eine Vielzahl von Zotten aus, die je nach Abschnitt in Anzahl, Gestalt und Größe variieren (HODGES, 1974). Die Hauptachsen der Zotten orientieren sich in zwei Richtungen, sie kreuzen sich annähernd rechtwinklig, so entsteht ein Zickzackmuster (CLARA, 1925; HODGES, 1974). Teilweise sind Zotten zu Zickzackbändern verschmolzen (CLARA, 1927b). Die Zotten haben Finger- oder Blattform (HODGES, 1974), durch die Einlagerung von Lymphknötchen können sie auch mit verbreiteter Basis oder in keulen- oder pilzförmiger Gestalt auftreten. Teilweise vereinigen sich einzelne Knötchen zu Peyer'schen Platten (CLARA, 1926e).

Die Zotten sind beim Geflügel wie beim Säugetier aus einer bindegewebigen Lamina propria mucosae aufgebaut, die Blut- und Lymphgefäße, glatte Muskelzellen (HUMPHREY u. TURK, 1974), Nerven und diffuses sowie nodulär angeordnetes Lymphgewebe enthält (HODGES, 1974). Zwischen den Zotten münden einfache, tubuläre Drüsen, die Lieberkühnschen Krypten, ein (HUMPHREY u. TURK, 1974). Sie sind leicht gewunden und füllen den meisten

Raum der Lamina propria zwischen der Zottenbasis und der Lamina muscularis mucosae (HODGES, 1974) aus. Die Ausbildung der Krypten variiert stark und charakterisiert die einzelnen Vogelfamilien. Im Enddarm nimmt die Ausbildung der Krypten zur Kloake hin ab (CLARA, 1925). Sie sind dann nun mehr kurze, eher kugelförmige Schläuche. Die Ausbildung der Lamina propria ist nur sehr schwach (CLARA, 1927a). An der Grenze zum Epithel bildet das Bindegewebe der Falten und Zotten eine verdichtete Basalmembran. Die Lieberkühnschen Krypten sind ebenfalls mit einer Membran umgeben, die sich aus der Basalmembran der Falten fortsetzt (CLARA, 1925).

Neben der Verdauung von Nährstoffen hat der Darm auch die Funktion der Erregerabwehr. Das GALT (gut-associated lymphoid tissue) ist ein großer Teil des MALT (mucosa-associated lymphoid tissue), welches die erste Barriere für Antigene darstellt. Es ist vergleichbar mit dem peripheren, bzw. sekundären Lymphsystem der Säugetiere, das durch Lymphknoten in den einzelnen Geweben gebildet wird. Das GALT besteht aus intraepithelialen Lymphozyten und verstreut liegenden Immunzellen in der Lamina propria, den Peyer'schen Platten, dem Meckelschen Divertikulum, Tonsillen des Caecums und der Bursa Fabricii (BAR-SHIRA et al., 2003). Die Epithelzusammensetzung der zum GALT gehörenden lymphatischen Einrichtungen unterscheidet sich von der anderer Darmbereiche: Neben dem oben beschriebenen Epithel ist hier ein flaches Lymphepithel (BEFUS et al., 1980; BURNS, 1982) oder auch FAE (follikelassoziertes Epithel) (JEURISSEN et al., 1999), ausgebildet. Das reichliche Vorkommen intraepithelialer Lymphozyten, einer deutlich geringeren Zahl an Becherzellen, einer diskontinuierlichen Basalmembran und den sogenannten M-Zellen (membranous oder microfold cells) (BEFUS et al., 1980; BURNS, 1982) kennzeichnen dieses Gewebe. Bei älteren Tieren werden im Allgemeinen mehr Lymphozyten angetroffen als bei jüngeren (CALHOUN, 1954). Im distalen Anteil des Ileum befinden sich reichlich Lymphozyteneinlagerungen, Lymphonoduli aggregati, die den Peyer'schen Platten der Säugetiere entsprechen (BEFUS et al., 1980). Bei frisch geschlüpften Hühnerküken sind makroskopisch noch keine dieser Platten erkennbar. Bei 10 Tage alten Küken können bereits bei 50 % der Tiere ein oder zwei Peyer'sche Platten gefunden werden. Mit 16 Wochen sind dann fünf bis acht scharf vom umgebenden Gewebe abgegrenzte Peyer'sche Platten nachweisbar. Später verringert sich ihre Zahl aufgrund altersabhängiger Involution wieder (BEFUS et al., 1980). Weiterhin befinden sich Ileoözakalplatten, Tonsillae caecales, an der Ileoözakalverbindung. Sie bestehen hauptsächlich aus Lymphozyten in Form von Keimzentren oder diffusem lymphoidem Gewebe, aber auch aus Lymphoblasten, Plasmazellen und deren Vorläufern. Außerdem kommen Mastzellen, Retikulumzellen und Makrophagen in diesen Lymphfollikeln vor (ROSE, 1981; BURNS, 1982; HODGES, 1974).

2.2.6 Dünndarm

Im **Duodenum** sind die **Darmzotten** hoch, schmal und spatel- bis fingerförmig. Die Fundusteile der Lieberkühnschen **Krypten** sind im Duodenum stark gewunden und treten teilweise auch gegabelt auf. Die **Lamina propria mucosae** ist mit 15 - 30 µm relativ dünn. Hier finden sich im Verhältnis zu den folgenden Darmabschnitten relativ wenige Becherzellen (MICHEL u. GUTTE, 1971). Die Dicke der **Tunica mucosa** insgesamt nimmt über die Länge des Dünndarmes nach aboral hin ab (HODGES, 1974), während gleichzeitig die **Lamina propria mucosae** an Dicke zunimmt (MICHEL u. GUTTE, 1971). Im **Jejunum** ähneln die **Darmzotten** anfangs denen des Duodenum, werden zum Ende hin aber niedriger und breiter. Die Schlingelung und die Anzahl der Lieberkühnschen **Krypten** sind anfangs wie im Duodenum und nehmen zum Ende des Jejunum und weiter zum Ende des Ileum hin ab (MICHEL u. GUTTE, 1971; HODGES 1974). Das **Epithel** besteht hauptsächlich aus einem einfachen, hochprismatischen, resorptiven Epithel. Die Zellen sind etwa 50 µm hoch und 8-10 µm breit und besitzen einen deutlichen Bürstensaum aus Microvilli (HODGES, 1974). Es findet sich eine große Anzahl von Becherzellen (MICHEL u. GUTTE, 1971), die nach aboral hin an Zahl abnehmen, ebenso verhalten sich die enterochromaffinen Zellen (HODGES, 1974).

Dünndarm der Pute

Bei **Duodenum**, **Jejunum** und **Ileum** konnten zwischen den einzelnen Abschnitten keine grundsätzlichen histologischen Unterschiede festgestellt werden (GRAHAME u. BRADLEY, 1950; CALHOUN, 1954; DEMKE, 1954). Fibröses Bindegewebe zieht sich durch alle Schichten des Darmrohres. Transversale Stränge ziehen durch das Stratum circulare der **Tunica muscularis**. Es kommen keine eosinophilen Granulozyten vor (DEMKE, 1954), ROSENBERG (1941) konnte keine PANETHschen Zellen nachweisen.

Die **Lamina epithelialis mucosae** des Dünndarmes besteht hauptsächlich aus einem einfachen, hochprismatischen, resorptiven Epithel. Die Zellen sind etwa 50 µm hoch und 8-10 µm breit und besitzen einen deutlichen Bürstensaum aus Microvilli. Viele Becherzellen (DEMKE, 1954; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958), enteroendokrine Zellen (MUELLING u. BUDA, 2002) sowie argentaffine Zellen (DEMKE, 1954) sind eingelagert. Im Jejunoleum sind weniger Becherzellen als im Duodenum (DEMKE, 1954). Die **Lamina propria mucosae** ist sehr dünn, dehnt sich in die Zotten aus und ummantelt die Lieberkühnschen Krypten. Es kann kein Stratum compactum und -granulosum differenziert werden. Sie beinhaltet diffuses lymphoides Gewebe, einige wenige Lymphknoten (DEMKE, 1954), Fibroblasten, gelegentlich argentaffine Zellen, Bindegewebe, und glatte Muskelzellen sowie elastische Fasern (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Die **Lamina muscularis mucosae** ist deutlich

ausgeprägt und besteht aus einer Schicht longitudinaler Muskelfasern. Diese ziehen bis in die Lamina propria mucosae (DEMKE, 1954; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Die **Tela submucosa** ist sehr wenig ausgebildet (DEMKE, 1954). Es gibt in diesen Abschnitten keine Brunnerdrüsen (MALEWITZ, 1954; ROSENBERG, 1941; DEMKE, 1954). Hier kommen einige wenige Blutgefäße vor, sie entsenden Kapillaren in die Zotten (DEMKE, 1954). Die sehr gut ausgebildete **Tunica muscularis** besteht aus einer dicken, inneren zirkulären und einer dünnen, äußeren longitudinalen Schicht. Sie sind mitunter an ihren Grenzen durch Verbindungsfasern verbunden. Sie ist im Jejunum und Ileum etwas dünner als im Duodenum (DEMKE, 1954). Die longitudinale Schicht der Tunica muscularis externa erscheint in der Nähe des iliocaecalen Übergangs dicker (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

Auf der gesamten Länge des Dünndarms sind **Zotten** ausgebildet. Diese können sich auch mehrfach verzweigen (MALEWITZ, 1954). Die Länge der Zotten und ihre Verzweigung nehmen in den hinteren zwei Dritteln des Dünndarmes ab (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Im Duodenum befinden sich die längsten Zotten des Darmes der Pute, sie sind häufig verzweigt. Im Jejunum und Ileum verzweigen sich die Zotten nicht und werden nach aboral immer kürzer (DEMKE, 1954). Zwischen den Zotten befinden sich verzweigte, gut ausgebildete Lieberkühnsche **Krypten** (DEMKE, 1954; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

Es kommt diffuses lymphoides Gewebe und einige wenige Lymphknoten vor. Im Jejunoleum findet sich weniger und diffus verteiltes lymphatisches Gewebe als im Duodenum. Der Plexus submucosus, Meissner-Plexus, sowie der Plexus myentericus, Auerbach-Plexus, sind vorhanden. Fasern des Plexus submucosus ziehen bis in die Lamina propria der Zotten (DEMKE, 1954).

Meckelsches Divertikel

Das Meckelsche Divertikel, Diverticulum vitelli, von Gänsen hat ein enges Lumen, die **Lamina epithelialis mucosae** besteht aus einem einschichtigen Säulenepithel. Die sehr dünne **Lamina muscularis mucosae** besteht nur aus einer Ringmuskelschicht. Die Schleimhaut weist keine **Zotten** und nur wenige **Krypten** auf. Unter dem Epithel liegt eine große Zahl von Lymphfollikeln. Das Meckelsche Divertikel spielt vermutlich eine Rolle als lymphoides Organ (BESOLUK et al., 2001).

2.2.7 Dickdarm

Blinddärme

Die Blinddärme, Caeca, tragen eine mit Zotten besetzte Schleimhaut, in die die „Caecum-Mandel“ eingelagert ist (DONAT, 1987). Bei dieser Caecum-Mandel handelt es sich beim Huhn um zwei große Ansammlungen von lymphoidem Gewebe, die an der Verbindung von Caecum und Rectum liegen. Sie stellen das größte lymphoide Organ in Verbindung mit dem Verdauungstrakt des Vogels dar (GÓMEZ DEL MORAL et al., 1998). Diese Follikel in den Blinddärmen werden auch schon von EBERTH (1861) beschrieben. Das **Epithel** enthält hier die geringste Anzahl von Becherzellen. Sie können im Mittel- und Endabschnitt des Blinddarmes sogar ganz fehlen. Die **Lamina propria mucosae** wird zur Spitze des Caecum hin immer dünner und ist durch die zahlreichen Anhäufungen von lymphoretikulärem Gewebe aufgelockert (MICHEL u. GUTTE, 1971). Teile der Blinddärme sind frei von Zotten (KRÜGER, 1926).

HODGES (1974) teilt die Blinddärme in 3 Abschnitte ein: proximales Caecum mit sehr vielen Becherzellen, die die Zahl der Hauptzellen aber nicht übersteigen, ausgeprägten Zotten aber kurzen Lieberkühnschen Krypten und vielen Lymphzellen, die teils diffus, teils als Knötchen am Fuß aber auch in den Zottenkörpern liegen. Im mittleren Caecum nimmt die Wandstärke deutlich ab. Die Schleimhaut weist ausgeprägte longitudinale Falten und sehr kurze, stumpfe Zotten auf. Lymphzellen kommen hier reichlich, aber nur selten zu Knötchen aggregiert, vor. Es schließt sich das distale Caecum an, welches den größten Durchmesser aufweist. Die Wanddicke bleibt zum vorangegangenen Teil unverändert. Die Schleimhautfalten sind nicht mehr so stark ausgeprägt und die Zotten noch kürzer und plumper. Kleine Lymphknötchen liegen entweder in der Lamina propria mucosae oder verdrängen die Lamina muscularis mucosae. Die Zahl der Becherzellen nimmt zur Spitze des Caecums immer mehr ab. LOOPER u. LOOPER (1929) beschrieben, dass in den letzten zwei Dritteln der Blinddärme die massive Ausprägung des Lymphgewebes Ursache für die Degeneration und den Verlust des Epithels und der Krypten sei und dass mit fortschreitendem Alter das Lymphgewebe sowie die Schleimhaut der Tiere degeneriert und durch sklerosiertes Gewebe ersetzt wird.

Blinddärme der Pute

Der Grundaufbau des Dickdarms ist vergleichbar mit dem des Dünndarms (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). In der **Lamina epithelialis** des Caecums sind die meisten Becherzellen des Darmes zu finden. Die **Lamina propria mucosae** ist sehr stark ausgebildet, beinhaltet viele argentaffine Zellen und diffuses sowie in Knötchen liegendes Lymphgewebe. Die argentaffinen Zellen kommen auch im Epithel vor (DEMKE, 1954). Die **Lamina muscularis mucosae** besteht aus einer Schicht longitudinaler glatter Muskelzellen (DEMKE, 1954; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Die **Tunica muscularis** ist gut ausgebildet, aber dünner

als im Duodenum. Reichlich Bindegewebe ist ausgebildet, welches in Strängen durch die Tunica muscularis zieht (DEMKE, 1954). DEMKE (1954) beschreibt außerdem, dass im Caecum keine **Zotten** ausgebildet sind und in der Lamina propria mucosae viele **Lieberkühnsche Krypten** liegen. MALEWITZ (1954) beschreibt, dass sowohl Zotten als auch Lieberkühnsche Krypten ausgebildet sind: im proximalen Teil des Caecums sind die Zotten ähnlich denen im Jejunoleum, werden im mittleren Teil kürzer und zeigen sich blattartig verzweigt an der Spitze der Caeca.

Enddarm

Im Enddarm, Rectum, werden die Hauptzellen der **Lamina epithelialis mucosae** zahlenmäßig fast von den Becherzellen überdeckt (HODGES, 1974). Basal gekörnte Zellen sind im Epithel der Rectumschleimhaut häufiger als im Mitteldarm (CLARA, 1926b). Die **Lamina propria** ist mit sehr vielen Lymphozyten und kleinen Lymphknötchen durchsetzt, die an der **Lamina muscularis mucosae** liegen. CALHOUN (1954) konnte das ebenfalls bei Vögeln allen Alters nachweisen, sie fehlten nur bei den ganz jungen Hühnern.

Der Zustand der Tunica mucosa hängt vom Füllungsgrad des Rectums ab. Die großen Falten und langen, flachen, blattartigen **Zotten** füllen das Lumen im ungefüllten Zustand fast aus. Die Lieberkühnschen **Krypten** sind kurz und flachen sich im gefüllten Zustand weiter ab (HODGES, 1974). Häufig ist das Stratum longitudinale der **Tunica muscularis** zum Enddarm hin nicht vollkommen geschlossen, sondern besteht nur aus einzelnen Bändern oder Streifen (CLARA, 1925).

Enddarm der Puten

Die **Lamina epithelialis** des Rectum besteht aus einem einfachen, hochprismatischen Epithel mit einem deutlichen Bürstensaum, vielen Becherzellen, argentaffinen bzw. enteroendokrinen Zellen (DEMKE, 1954; MUELLING u. BUDA, 2002). Die **Lamina propria mucosae** erscheint dünn und enthält viele argentaffine Zellen. Die **Lamina muscularis mucosae** ist gut, die **Tela submucosa** fast gar nicht ausgebildet. Die **Tunica muscularis** ist wiederum gut ausgebildet und in zwei deutliche Schichten unterteilt. Sie ist nicht so dick wie in den vorhergegangenen Abschnitten (DEMKE, 1954). Die **Zotten** sind relativ kurz und breit (DEMKE, 1954; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Es treten weniger **Lieberkühnsche Krypten** als im Dünndarm auf (DEMKE, 1954). Reichlich Lymphgewebe liegt teils diffus, teils in Knoten vor (DEMKE, 1954; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Es kommen weniger Blutgefäße als in den vorangegangenen Abschnitten vor (DEMKE, 1954).

2.2.8 Kloake

Der Kotraum, Coprodaeum, ist mit Schleimhaut ausgekleidet, die der des Rectum entspricht. Im folgenden Harnraum, Urodaeum, verschwinden die Schleimhautzotten allmählich und auch die Schleimhautkrypten kommen nur noch an wenigen Stellen vor. Das Urodaeum beginnt und endet mit je einer Ringfalte. Im dritten Abschnitt, dem Endraum, Proctodaeum, wird die Rektalschleimhaut durch kutane Schleimhaut abgelöst (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). In der Lamina propria mucosae der gesamten Kloake liegen große Mengen von lymphatischem Gewebe (HODGES, 1974).

Kloake der Pute

Die **Tunica mucosa** liegt in longitudinalen Falten. Die **Lamina epithelialis** besteht aus einem einfachen mehrreihigen, hochprismatischen Epithel und bedeckt die Kämme der Falten. Zwischen den Falten liegt ein einfaches einreihiges Epithel vor. Die **Lamina muscularis mucosae** fehlt. Die **Tela submucosa** ist dünn, aber deutlich ausgeprägt. Sie besteht aus festem, fibrösem Bindegewebe und zahlreichen elastischen Fasern und dehnt sich in Form von Trabeculae in die Mucosafalten aus. Dieses Gerüst bildet das Zentrum der Falten und zweigt sich dann auf, um die Lymphfollikel zu umschließen. Die Trabekel sind außerdem reich an Blutgefäßen. Die **Tunica muscularis externa** besteht aus einer äußeren zirkulären und einer inneren longitudinalen Schicht glatter Muskulatur. Eine dünne **Serosa** überzieht die gesamte Kloake. In der Schleimhaut befinden sich viele Lymphfollikel. Diese Follikel sind aus einer Rinden- und einer Markzone aufgebaut und gleichen Follikeln in Lymphknoten. Die Markzone hat durch die Faltenbildung der Schleimhaut Kontakt mit dem Epithel. Die Rinde ist durch eine Reihe dicht liegender Zellen vom Mark getrennt. Das Mark ist in viele Läppchen untergliedert. Es erscheint frei von Lymphozyten. Viele Kapillaren durchziehen das Mark, jedoch nicht den Cortex (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

3 Die Bedeutung des Gastrointestinaltraktes für die Putenzucht

Das Zusammenspiel von Verdauungsfunktion, Entwicklung des Darmes, Ernährung und genetischer Selektion zur Steigerung der Wachstumsrate ist entscheidend für die Aufzucht und letztlich den wirtschaftlichen Ertrag. Deshalb wurde die Entwicklung des aviären Verdauungstraktes von verschiedenen Forschern von unterschiedlichen Standpunkten aus untersucht.

3.1 Physiologie des Darmes

Bei Säugetieren und Vögeln gilt: um die Oberfläche zu vergrößern und somit die Verdauung effizienter zu gestalten, ist die gesamte Schleimhaut des Mitteldarms mit Dünndarmzotten ausgekleidet, die fingerförmige Ausstülpungen der Mucosa darstellen. Diese wiederum sind mit resorptionsaktiven Mikrovilli behaftet, die die Oberfläche nochmals vergrößern (LIEBICH, 1993). Die Mikrovilli dienen der enteralen Verdauung und der Stoffaufnahme (SMOLLICH u. MICHEL, 1992). Die Lieberkühnschen Krypten sind Einstülpungen der Schleimhaut, schlauchförmige, gerade, unverzweigte Drüsen. Die Zellen bilden die Enzyme Amylase, Sucrase und Protease (LIEBICH, 1993; ESMAIL, 2000). Der Vogeldarm ist insgesamt kürzer, die Passage der Ingesta ist jedoch schneller als beim Säugetier. Der Darm muss daher sehr leistungsfähig sein (GÜRTLER, 1989). Die mittlere Retentionszeit im Magen-Darm-Kanal beträgt beim Hausgeflügel zwischen 5 und 12 Stunden, bei legenden Hennen beträgt sie unter Umständen nur 4 Stunden. Bei körnerfressenden Vögeln ist die Passagezeit länger als nach der Fütterung von rohfaserreichem Futter. Die Verdauungsvorgänge im Dünndarm entsprechen denen der Säugetiere. Die paarigen Caeca sind bei Rohfaser fressenden Vögeln besonders stark ausgebildet. Dort befinden sich viele Microorganismen. Ähnlich, wie in der Vormägen der Wiederkäuer und im Dickdarm der Säugetiere können Vögel mit großen Caeca Zellwandbestandteile microbiell abbauen (MØLLER, 2000). Die Entleerung der Caeca ist deutlich seltener als die des restlichen Magen-Darm-Kanals. So entleeren die Vögel die Caeca nur einmal, während es beim Darm in der gleichen Zeit zu sieben bis elf Defäkationen kommt (GÜRTLER, 1989).

Der Darm ist mit einer sich kontinuierlich erneuernden Population von Epithelzellen ausgekleidet. Die Krypten enthalten proliferierende Stammzellen, aus welchen die Enterozyten in Richtung der Zottenspitze wandernd heranreifen. Zur Differenzierung gehört die Bildung und Formation der Mikrovilli, die Sezernierung von Enzymen sowie die Ausbildung von Transportsystemen zur Absorption der Nährstoffe an der Zelloberfläche (SHARMA u. SCHUMACHER, 2001). Im Gegensatz zu den Säugetieren ist bei den Hühnern

(UNI et al., 1998b) und schlüpfenden Puten (APPLEGATE et al., 1999) die Proliferation von Enterozyten nicht auf die Krypten beschränkt sondern tritt auch entlang der Zotten auf.

3.2 Darmentwicklung und Körpermasse

Die Gewichtszunahme und Entwicklung von Geflügel hängt von der Verdauung und Absorption der Nährstoffe ab. Der Verdauungstrakt und die Leber werden als die Lieferorgane angesehen, die die Nährstoffe bereitstellen, die ein wachsender Vogel benötigt (FOYE u. BLACK, 2005).

Es wird angenommen, dass neugeborene Tiere mit einer hohen Wachstumsrate Lieferorgane benötigen, die initial schneller wachsen als die Körpermasse zunimmt, um genügend Nährstoffe für die verbrauchenden Organe wie Muskeln oder Federn zu liefern (LILJA, 1981; KORNAZEWSKI et al., 1989). Verschiedene Studien an nestflüchtenden Vögeln haben gezeigt, dass Gewichtszunahme und Entwicklung direkt mit der funktionellen und morphologischen Entwicklung des Gastrointestinaltraktes zusammenhängen (SELL et al., 1991; JACKSON u. DIAMOND, 1995; YAMAUCHI et al., 1996; UNI, 1999). Wachstum und funktionelle Entwicklung des Magen-Darm-Traktes scheinen sich mit der Selektion domestizierten Geflügels auf schnelles Körperwachstum und rasche Gewichtszunahme verändert zu haben. Hühner sowie Truthühner schwerer gezüchteter Linien haben in der Relation längere Därme als die leichteren Linien (FAN et al., 1997; UNI et al., 1995).

UNI et al. (1999) untersuchten die Entwicklung und die Funktion des Dünndarmes von B.U.T. Big 6 Schlüpflingen bis zum 12. Lebenstag. Masse und Länge nahmen bei Duodenum, Jejunum und Ileum in unterschiedlichem Maße zu. Die Masse nahm schneller zu als die Länge. Die Masse des Darmes vergrößerte sich auch schneller als die der anderen Organe. Histologische Untersuchungen zeigten, dass die Höhe und Fläche der Zotten im Duodenum und Jejunum deutlich schneller anwachsen als im Ileum. Die Größe der Enterozyten nimmt in der Zeit nach dem Schlupf nur schwach zu. Die Zottenhöhe und -fläche ist kleiner als die bei Hühnern gemessene (UNI et al., 1995), was die anfänglich langsamere Wachstumszunahme bei Truthühnern erklären könnte.

Einen ähnlichen Unterschied konnte man beim Vergleich von Haushühnern mit ihrem wilden Vorfahren, dem Gabelschwanzhuhn, aufzeigen. Bei allen untersuchten nestflüchtenden Vögeln unterliegt der Darm in den ersten Wochen nach Schlupf einem sehr schnellen Wachstum. Bei den schweren, domestizierten Linien geht diese Entwicklung am schnellsten vonstatten. Bei den Haushühnern zum Beispiel ist der Wachstumsschub deutlicher als bei den Gabelschwanzhühnern (JACKSON u. DIAMOND, 1996).

Obwohl der Darm von Puten und Hühnern ab dem Schlupf bereit ist, die Verdauung und Absorption der Nährstoffe zu übernehmen, sind die verdauenden Fähigkeiten der schnell wachsenden Linien suboptimal. Vergleicht man langsam- mit schnell wachsenden Hühnern, findet man zwar ein höheres Körpergewicht, aber weniger freigesetztes Pancreasenzym. Das könnte darauf hindeuten, dass die Funktionalität der Verdauung die Gewichtszunahme in der ersten Periode nach dem Schlupf limitiert (NIR et al., 1993). Diese Ergebnisse unterstützen den Ansatz, dass Gewebe- und Organreifung des domestizierten Geflügels einen geeigneten Mittelweg fanden, um während der frühen Entwicklung kurz nach dem Schlupf mehr Energie für das Körperwachstum und den Muskelansatz aufbringen zu können (JACKSON u. DIAMOND, 1996).

Ein funktionell unausgereifter Darm mit daraus folgender Malabsorption der Nährstoffe könnte zu der frühen Geflügelsterblichkeit (3-6 % jährlich) beitragen, die ein großes Problem in der Geflügelindustrie darstellt (PHELPS et al., 1987). Die frühe Geflügelsterblichkeit ist bei den langsam wachsenden Wildputen, die unter Beobachtung aufgezogen wurden, so gut wie nicht existent (FOYE u. BLACK, 2005).

3.3 Einfluss der Ernährung auf die Darmentwicklung:

Darmlänge und –masse, Zotten- und Kryptenwachstum, Proliferation der Enterocyten

FOYE und BLACK (2006) beobachteten im Rahmen einer Vergleichsstudie von Haus- und Wildputen die Kurzzeiteffekte von Fütterung auf die Alanin-Transportrate, die Leucin-Amino-peptidaseaktivität (LAP) und das Jejunoleum-Wachstum. Die Eintagesküken beider Rassen wurden über 72 Stunden nach Schlupf mit proteinreichen bzw. proteinarmen Diäten gefüttert. Der Kohlenhydratanteil wurde so gewählt, dass isokalorische Diäten resultierten. Vor der Fütterung bestand in beiden Rassen in der relativen Jejunummasse und der Alanintransportrate kein signifikanter Unterschied, während die LAP-Aktivität bei den Wildputen um 270 % höher als bei den Hausputen lag. Die einen Tag alten Hausputen wiesen vor der Fütterung eine signifikant höhere Körpermasse ($64,1 \text{ g} \pm 1,02$, $n=90$) als die eben so alten Wildputen ($48,3 \text{ g} \pm 1,27$, $n=77$) auf. Eine kleinere Gruppe wurde einen Tag nach Schlupf euthanasiert und untersucht. Die Körpermasse war bei den Hausputen 33 % höher als bei den Wildputen. Die Jejunummasse und –länge waren bei den Hausputen signifikant größer als bei den Wildputen, der Umfang des Darmrohres hingegen war bei beiden Spezies gleich. Nach 72 Stunden hatte sich die relative Jejunummasse bei beiden Rassen verdoppelt. Die relative jejunale Masse zum Körpergewicht der Tiere war jedoch gleich. Dies steht im Gegensatz zu den Ergebnissen von JACKSON u. DIAMOND (1966), die nachwiesen, dass die domestizierten Hühner eine fast doppelt so hohe relative Darmmasse aufweisen als ihre wilden Vorfahren, die Gabelschwanzhühner. Die Ergebnisse

von FOYE u. BLACK (2006) ergaben, dass sich Hausputenschlüpflinge durch Anpassung der Proteinverdauungs und –absorptionsvorgänge an Protein/Kohlenhydrat-Schwankungen in der Ernährung anpassen können.

FASINA et al. (2006) überprüften anhand von Sojabohnen-Lektin, ein üblicher Bestandteil von Puten-Starter-Futter, ob dieser Nährstoff Einfluss auf die Entwicklung und Morphologie des Darmes und seines Lymphgewebes bei Truthühnern hat. Lektine sind kohlenhydratbindende Glycoproteine, die, wenn sie aufgenommen werden, fähig sind, sich an spezifische Glycosyl-Rezeptoren des Bürstensaumes zu binden. Dabei könnten sie durch Beeinflussung der Proliferation und Differenzierung der Epithelzellen eine Verkürzung der Darmzotten, die Verdauungs- und Absorptionsfähigkeit der Enterocyten, das Schrumpfen des Darmgewichts und der Darmlänge induzieren sowie den Immunstatus des Darmes modulieren (PUSZTAI, 1994; LIENER, 1994a,b). Nachgewiesen wurden solche Einflüsse z.B. auf den Darm von Ratten (PUSZTAI u. BARDOCZ, 1996). In drei Versuchsgruppen mit verschiedenen Diäten ohne Lektin, mit wenig und letztlich mit viel Lektinanteil in der Ration, wurde überprüft, ob diese Beobachtung auch auf den Darm von Truthühnern, in diesem Falle weibliche Hybriden, zutrifft. In der ersten Woche wurden keine morphologischen Unterschiede festgestellt. Im Alter von 14 Tagen zeigten die Tiere der Gruppe des hohen Lektinanteils niedrigere Kryptentiefen und ein höheres Zotten-Kripten-Verhältnis im Vergleich zu den Tieren ohne Lektinanteil. Der Dünndarm war bei den Tieren mit hohem Lektinanteil in der ersten Woche kürzer als bei der Vergleichsgruppe ohne Lektin, war dann aber mit einem Alter von 14 Tagen bei beiden Gruppen gleich lang. Ungeachtet dessen ergab sich, dass die Puten, die mit Sojalektinen gefüttert wurden, unabhängig von der Konzentration, durchgehend niedrigere Werte aller gemessenen Parameter aufwiesen. Elektronenmikroskopisch waren an den Därmen zwischen den Gruppen keine Veränderungen nachzuweisen. Eine Ausnahme bilden die Caeca: die Zotten der mit hohem Lektinanteil gefütterten Tiere waren bei Abschluss des Experimentes länger als die Zotten der Tiere ohne Lektine. Es konnte also eine fütterungsbedingte Beeinflussung der Morphologie des Darmes bei Puten nachgewiesen werden (FASINA et al., 2006).

Das Fassungsvermögen des Magen-Darm-Traktes der Hühner ist begrenzt. Durch Zugabe von Rohfaser zur Futtermischung wird die Nährstoffkonzentration niedriger (KIRCHGESSNER, 1997). Außerdem wirkt sich die Rohfaserzugabe durch den einhüllenden Effekt und die Beschleunigung der Darmpassage negativ auf die scheinbare Verdaulichkeit organischer Substanzen aus (DROCHNER u. COENEN, 1986; MEYER et al., 1996). Durch Erhöhung der Rohfaser in der Ration steigt auch die mikrobielle Fermentation (JØRGENSEN et al., 1996).

Einige Ergebnisse deuten darauf hin, dass die Entwicklung des Gastrointestinaltraktes mit höherer Geschwindigkeit als die Zunahme der Körpermasse während der ersten Zeit nach Schlupf vonstatten geht. Dies ist ein wichtiger Aspekt der Entwicklung in diesem Aufzichtsabschnitt. Unter den üblichen Zuchtbedingungen werden Puten erst 36-48 Stunden nach Schlupf gefüttert. Gründe dafür sind die unterschiedliche Schlupfzeit, das Verladen und Transportieren zu den Aufzuchtbetrieben (POTTURI et al., 2005). MORAN (1978) berichtet, dass die Entziehung von Futter und Wasser für die ersten 24 Stunden nach Schlupf zu reduziertem Körpergewicht über die folgenden 14 Tagen führt. Verlängert man den Zeitraum ohne Futter und Wasser auf 48 Stunden, verlieren die Tiere 10,7 % ihres ursprünglichen Schlupfgewichtes (PINCHASOW u. NOY, 1993). NOY und SKLAN (1999) berichten, dass eine Folge der verspäteten Verbringung von Puten und Hühnern ist, dass die Organe des Gastrointestinaltraktes (Kropf, Dünn- und Dickdarm) nach 48 Stunden langsamer wuchsen als bei Tieren, denen direkt nach Schlupf Wasser und Futter zur Verfügung standen. UNI et al. (1998a) schlussfolgerten, dass eine Vorenthaltung von Futter für 36 h nach Schlupf eine verzögerte Entwicklung aller Teile des Dünndarms nach sich zieht. In diesen Studien wurden die hungernden Gruppen mit den gefütterten verglichen. Wichtig ist jedoch auch die Zeit nach Zugang zu Futter. Letztere spiegelt den Beginn der Aufzuchtphase wieder. Auffallend war, dass die Puten, die eine 48 stündige Hungerphase bis zum Zugang von Wasser und Futter hatten, am 5. Tage nach Fütterung nur noch 4 g leichter, und nach 13 Tagen keinen Masseunterschied mehr zu den anderen Tieren aufwiesen (TURNER et al., 1999). Das konnten auch POTTURI et al. (2005) nachweisen: die anfangs hungernden zeigten, wie auch die gefütterten Tiere, nach 5-7 Tagen keine signifikant unterschiedlichen Körpermassen.

NOY et al. (2001) berichten, dass die Futteraufnahme eine der Hauptfaktoren ist, die die Proliferation von Enterocyten nach dem Schlupf beeinflusst. Vergleicht man hungernde mit gefütterten Tieren, zeigen die gefütterten eine Proliferation von über 60 %. Das bedeutet, dass Hungern das Wachstum von Zotten und Krypten im Darm hemmt. Frühere Studien haben gezeigt, dass die schnelle Fluktuation von Epithelzellen im Dünndarm eine höhere Mitoserate in den ersten Wochen nach Schlupf benötigt. Dies ist eine Voraussetzung für das schnelle Wachstum und die schnelle Entwicklung. Die Integrität des Darmepithels hängt nicht ausschließlich vom Nachschub sondern auch vom Verlust der Zellen durch Herauspressen an der Zottenspitze (MADARA, 1990) oder durch Apoptose ab (HALL et al., 1994). POTTURI et al. (2005) vergleichen gefütterte mit 48 Stunden hungernden Puten. Am Tag 5 des Experiments hatten die konstant gefütterten signifikant längere Zotten und tiefere Krypten als die hungernden. Die Zahl der proliferierenden Zellen in den Krypten waren bei beiden Gruppen von Tag 0-5 gleich. Allerdings zeigten die gefütterten Tiere im Vergleich zu den hungernden eine signifikante Zunahme der proliferierenden Zellen entlang der Zotten

am 1., 2. und 5. Tag nach Fütterung. Die Zahl der proliferierenden Zellen pro Zotte nahm auch signifikant mit steigendem Alter während der ersten Woche zu.

LENHARDT u. MOZEŠ (2003) wiesen einen Zusammenhang von Dünndarmzottenatrophie, –kryptenatrophie und dem Kümern von Hühnern nach. 48 Tieren wurden am 16. und 35 Tag nach Schlupf je nach Gewicht (normale Entwicklung, Kümmerer) in je 2 Gruppen zu 12 Tieren geteilt, beprobt und vermessen.

Bei beiden Vergleichsgruppen war die Zottenhöhe und Kryptentiefe zu beiden Zeitpunkten im Duodenum höher als im Jejunum, die Parameter stiegen mit dem Alter auch bei beiden Gruppen an. Vergleicht man jedoch normal wachsende Tiere mit den Kümmerern, fallen bei den Kümmerern deutlich kürzere Zotten und eine deutlich verminderte Kryptentiefe in Duodenum und Jejunum auf.

III MATERIAL UND METHODEN

1 Versuchsaufbau

Um einen Vergleich zwei verschiedener in verschiedenen Altersklassen zu erstellen wurden 25 Mastputen der Linie B.U.T. Big 6 (Hausputen) sowie 48 kanadische Wildputen (Wild Canadian Turkeys, WCT, Wildputen) als nicht geschlechtlich vorsortierte Eintagsküken im Institut für Geflügelkrankheiten der Freien Universität Berlin eingestallt. Die Gruppe der Hausputen wurde an 5 Terminen mit je 4 Tieren im Alter von 4, 8, 12, 16 und 20 Lebenswochen anatomisch beurteilt, fotografiert, beprobt, und die Organlängen vermessen. Die Gruppe der Wildputen wurde ebenfalls im vierwöchigen Intervall, beginnend mit der 4. Lebenswoche, mit je 8 Tieren pro Termin anatomisch beurteilt, fotografiert und beprobt. Von je 5 Tieren wurden die Organlängen vermessen.

Da sich bei parallelen Untersuchungen herausstellte, dass sich die Wachstumsfugen der 20 Wochen alten Wildputen noch nicht geschlossen hatten und sie somit noch nicht als ausgewachsen klassifiziert werden konnten (HAASE, 2007), wurde die Messreihe der Wildputen um einen Termin erweitert. Der Zusatztermin beinhaltete 8 Tiere im Alter von 24 Wochen, deren Wachstumsfugen vollständig geschlossen waren. Zunächst wurden alle Tiere, außer den letzten 5 Hausputen (20 Wochen alt), die der Probenentnahme dienten, zwischen Juli und November 2005 im Institut für Geflügelkrankheiten der Freien Universität Berlin nach Betäubung geschlachtet. Zur Vervollständigung der Hausputengruppen auf je 5 Tiere pro Termin, sowie der adulten Vergleichsgruppe wurden im September 2005 nochmals direkt von einem kommerziellen Putenmastbetrieb Puten zugekauft, 5 Tiere im Alter von 20 Wochen als adulte Gruppe und je ein Tier im Alter von 4, 8, 12 und 16 Wochen, die ebenfalls im Institut für Geflügelkrankheiten der Freien Universität Berlin nach Betäubung geschlachtet wurden. Zusätzlich wurden jeweils eine Haus- und eine Wildpute im Institut für Veterinär-Anatomie der Freien Universität Berlin euthanasiert (Narcoren [Pentobarbital-Natrium] i.v., Fa. Merial, Halbermoos, Deutschland) um im direkten Vergleich beide Spezies anatomisch zu beschreiben und zu dokumentieren. Anatomische, histologische und morphometrische Daten der Tiere unterschiedlicher Altersstadien der Haus- und Wildform wurden gesammelt.

2 Herkunft, Fütterung und Haltung der Tiere

2.1 Wildputen

Bei kanadischen Wildputen handelt es sich um eine ursprüngliche, nicht auf Leistung selektierte Putenlinie mit dunkler Befiederung. Sie stammen aus dem „Tier- und Freizeitpark

Ostrittum“, Ostrittum, Deutschland. Dort wurden sie durch Inzucht vermehrt (ca. 15 Generationen), um das direkte Genmaterial der Wildtiere zu erhalten. Die Tiere wurden als nicht geschlechtlich vorsortierte Eintagsküken an das Institut für Geflügelkrankheiten der Veterinärmedizinischen Fakultät der Freien Universität Berlin verbracht.



Abb. 1 Außengehege, Wildputen, 12 Wochen alt

Die Schnäbel wurden nicht gekürzt. Die Tiere wurden zunächst 8 Wochen im klimatisierten Stall gehalten, die Stallgröße betrug 12 m². Als Einstreu wurden Holzspäne der Firma „Allspan“, Karlsruhe, Deutschland, verwendet. Die Temperatur betrug zwischen 30°C und 32°C. Eine zusätzlich angebrachte Rotlichtlampe erwärmte die von ihr bestrahlte Fläche auf ca. 35°C. Die Lichtdauer wurde auf 10 Stunden pro Tag festgelegt. Von der 8. bis zur 22. Lebenswoche konnten die Tiere tagsüber zwischen Stall und einem 47 m² großem Außengehege wählen. In der Außenvoliere (Abb.1) konnten die Puten zwischen einer Beton-einer Sandfläche sowie einem Holzhaus wählen. Im Stall war über die gesamte Länge in 70 cm Höhe eine Sitzstange aus Holz eingebaut. Der Stall wurde täglich mit Stroh eingestreut. Auf der Betonfläche waren mehrere Holzstangen in einer Höhe von 80cm angebracht, auf denen die Tiere aufhocken konnten. Es fand keine Trennung männlicher und weiblicher Tiere statt. Abends wurden die Tiere für die Nacht wieder in den oben beschriebenen Stall verbracht. Aufgrund gesetzlicher Bestimmungen (Seuchenschutz Vogelgrippe) mussten die Tiere von der 22. – 24. Lebenswoche im geschlossenen Stall gehalten werden.

Die Fütterung erfolgte ad libitum und bestand aus dem Dreiphasen-Pelettfutter der Firma „Ströh Hobbersdorf“, Pansdorf, Deutschland: Tük Tük „Putenstarter Type 015“, darauf folgend „Puten Mittel Typ 016“ und schließlich „Puten End Typ 017“. Die genaue Zusammensetzung und Fütterungsintervalle der Ration sind den Tabellen 8-10 (S. 169-171) zu entnehmen. Im Außengehege hatten die Tiere außerdem Gras und dort lebende Insekten ad libitum zur Verfügung. Ebenso wurde Wasser in Plasson-Rundtränken im Stall sowie im Gehege ad libitum angeboten. In der 6. und 14. LW wurden alle Tiere über das Trinkwasser mit der doppelten Dosis gegen Newcastle-Disease (ND) (Avi Pro ND LASOTA, Ogris Pharma, Wels, Deutschland) geimpft.

2.2 Hausputen

Die Hausputen, namentlich Masthybriden der Linie B.U.T. Big 6, stammten vom „Gut Jäglitz GmbH & Co Agrar KG“, Roddahn, Deutschland. Dort ausgebrütet wurden sie im Alter von zwei Wochen am Institut für Geflügelkrankheiten in reiner Stallhaltung eingestallt.

Wie die Wildputen wurden sie gemischtgeschlechtlich auf Holzspänen der Firma „Allspan“, Karlsruhe, Deutschland, gehalten. Die Stalltemperatur lag in den ersten sechs Lebenswochen bei 24°C, darauf folgend wurde die Temperatur langsam auf bis 20°C abgesenkt. Den Tieren standen außerdem Liegeflächen zur Verfügung, die durch Rotlichtstrahler auf 34°C aufgeheizt wurden. In den ersten 5 Lebenswochen betrug die Besatzdichte 10 Tiere / m². Bis zur 16. Lebenswoche wurde sie auf 2-3 Tiere / m² reduziert. Die Beleuchtungsstärke war zunächst auf 100 Lux eingestellt, wurde dann nach 14 Tagen auf 60 Lux herunter geregelt. Die Beleuchtungszeit wurde nach den ersten 10 Lebenstagen von 24 auf 15 Stunden verkürzt. Die relative Luftfeuchte lag bei 60 %. Die Fütterung erfolgte wie bei den Wildtieren ebenfalls mit dem Dreiphasen Pellettfutter (Tük Tük „Putenstarter Type 015“, folgend „Puten Mittel Typ 016“ und „Puten End Typ 017“; Tabellen 8-10 (S. 169-171)). Wasser wurde in Plasson-Rundtränken ad libitum angeboten. Die Tiere wurden zweimal (6. und 14. LW) innerhalb des Haltungszeitraumes über das Trinkwasser mit der doppelten Dosis gegen Newcastle-Disease geimpft (Avi Pro ND LASOTA, Ogris Pharma, Wels, Deutschland).

3 Probengewinnung

Die Probenentnahme fand gemeinsam mit Mitarbeitern des Instituts für Geflügelkrankheiten der Freien Universität Berlin im Institut für Tierpathologie statt. Da keine geschlechtliche Vorsortierung der Eintagsküken stattfand, war eine frühzeitige Unterscheidung zwischen männlichen und weiblichen Tieren nicht möglich. Die Tiere wurden nach dem Zufallsprinzip (Tab.4, S. 46) aus der Gruppe heraus gefangen und lebend auf einer mechanischen

Personenwaage der Firma Sartorius, Göttingen, Deutschland, mit einer Messgenauigkeit von 0,1 kg gewogen.

Tabelle 4: Geschlechterverteilung der Tiere

Alter in Wochen	WP		HP	
	♂	♀	♂	♀
4	7	1	4	1
8	6	2	2	3
12	5	3	2	3
16	7	1	5	0
20	2	6	5	0
14	2	6	-	-

Die Tiere wurden folgend nach tierschutzrechtlichen Aspekten durch Genickschlag betäubt und durch Entbluten getötet. Zu Beginn der Präparation wurde der Tierkörper durch einen Hautschnitt in der Medianen ventral vom Ende des Halses bis zur Kloake eröffnet. Durch stumpfes Abpräparieren der Haut wurden Halsansatz, Brustkorb und Bauch freigelegt. Die Brustmuskulatur wurde entfernt. Anhand der Menge des Unterhautfettgewebes, des Bauchhöhlenfettgewebes und des Herzkranzfurchenfettgewebes sowie der Ausprägung der Brustmuskulatur wurde der Ernährungszustand beurteilt. Danach wurden die Rippen durchtrennt und das Brustbein exartikuliert. Die Bauchmuskulatur wurde durch einen Medianschnitt eröffnet. Der Verdauungstrakt wurde durch das Eröffnen des Eingeweidebauchfellsacks zunächst freigelegt und nach Entfernung eventuell vorhandenen subserösen Fettgewebes in situ beschrieben und in ventraler Ansicht dargestellt. Nun wurde die Leber mit der Gallenblase sowie die Milz entnommen und der jetzt völlig freigelegte Verdauungstrakt noch einmal in situ beschrieben und dargestellt. Daraufhin erfolgte die komplette Entnahme und eine Darstellung des gesamten Verdauungstraktes mit möglichst intaktem Gekröse. Das Geschlecht wurde anhand der inneren Geschlechtsorgane bestimmt. Die Gekröse des Darmes wurden gelöst und die Länge und Breite der verschiedenen Abschnitte des Verdauungstraktes gemessen. Die definierten Grenzen der einzelnen Abschnitte sind im Literaturteil (Kap. 2.1.4) beschrieben und in Tabelle 5 (S. 47) zusammengestellt.

Tabelle 5: Entnahmestellen der Proben (siehe Abb. 2)

1. Zunge	gesamtes Organ, tief im Oropharynx abgesetzt
2. Oesophagus	1 cm oral des Proventriculus
3. Kropf	ventral gelegene Schleimhaut
4. Drüsenmagen	aus dem Fundus mit Pars intermedia im Verbund
5. Muskelmagen	1x1 cm großes Stück aus einem der Mm. crassi, am Pylorusübergang
6. Duodenum	distales Ende des Duodenum ascendens
7. Jejunum	1 cm oral des Meckelschen Divertikels
8. Ileum	auf mittlerer Höhe zwischen den 2 Caeca
9. li. Caecum	die gesamte Apex, sowie 2 cm hinter dem iliocaecalen Übergang
10. Colorectum	in der Mitte des Colorectum
11. Kloake	gesamtes Organ

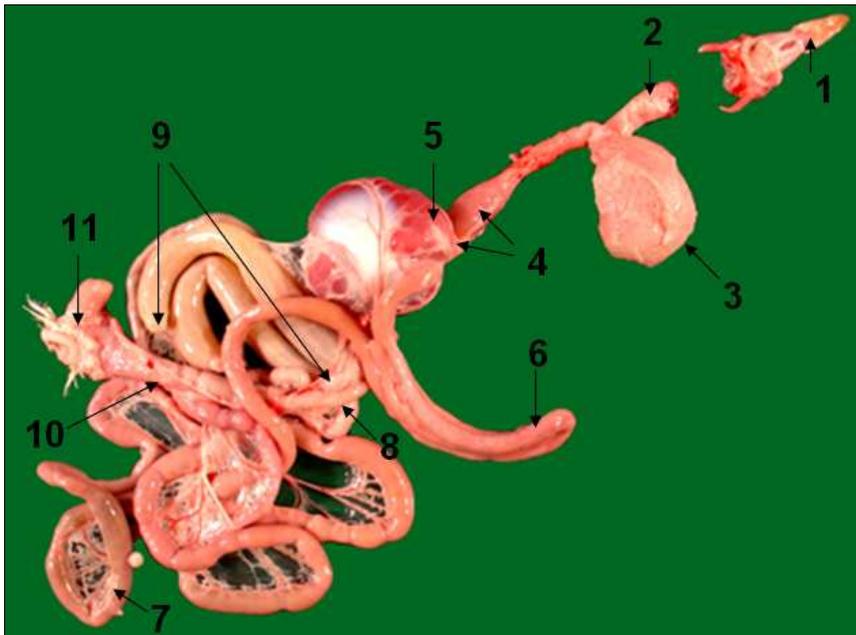


Abb. 2 Entnahmestellen der Proben, Wildpute, 8 Wochen (siehe Tab. 5)

Unmittelbar nach der Euthanasie wurde der Verdauungstrakt entnommen und aus diesem unverzüglich die Proben (Tab.5, 6; Abb.2) für die histologischen Untersuchungen gewonnen. Die Gewebestücke wurden mit isotonischer Kochsalzlösung gewaschen, sofort in das Fixans (4%ig, neutral gepufferte Formaldehydlösung) verbracht und verblieben dort bei Raumtemperatur für mindestens 24 Stunden.

Um auswertbare Proben zu gewinnen, war ein schnelles und genaues Arbeiten unerlässlich. Das Vermessen, Fotografieren und Fixieren der Proben wurde bei jedem Termin stets von derselben Person durchgeführt, um eine größtmögliche Genauigkeit zu gewährleisten. Durch eine Teambildung wurden diese Voraussetzungen erfüllt.

Bei der Präparation wurde auf pathologische Veränderungen geachtet, die auf Erkrankungen des Verdauungsapparates hinweisen. Solche Organe wären nicht in die Untersuchung einbezogen worden.

Tabelle 6: Übersicht aller gesammelten Proben

Proben	Histologie	Länge/Breite
Zunge	x	x
Oesophagus	x	
Kropf	x	
Drüsenmagen	x	x
Pars intermedia	x	x
Muskelmagen	x	x
Duodenum	x	x
Jejunum	x	x
Ileum	x	x
Caecum	x	x
Colorectum	x	x
Kloake	x	x

3.1 Längenermittlung der Darmabschnitte

Bei fünf Tieren je Alters- und Putengruppe erfolgte vor der Entnahme der histologischen Proben eine Vermessung des Gastrointestinaltraktes wie in Abb. 3 – 6 (S. 48) dargestellt.

Die Zunge wurde tief im Oropharynx abgesetzt und die Breite an der breitesten Stelle des Organs ermittelt, die Länge von Zungenspitze zum aboralen Rand des Zungenrückens.

Der Darm wurde zur Längenmessung ohne Zug gerade ausgelegt und am mesenterialen Rand gemessen. Der Durchmesser des Drüsenmagens wurde an der breitesten Stelle

gemessen, der des Isthmus an der schmalsten Stelle zwischen Drüsen- und Muskelmagen. Am Muskelmagen selbst wurde neben der Länge und der Breite die Dicke der Muskelpakete gemessen.

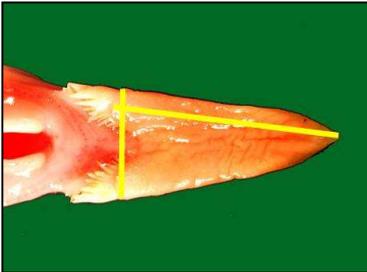


Abb. 3 Längen- / Breitenmessung Zunge

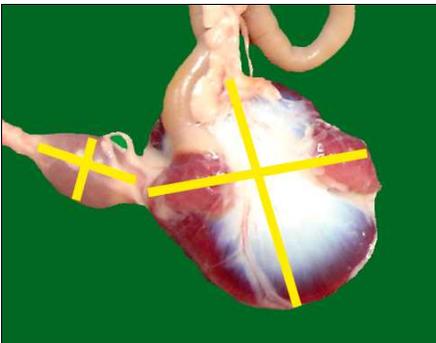


Abb. 4 Längen- / Breitenmessung Magenabschnitte

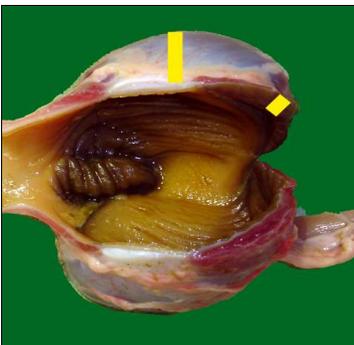


Abb. 5 Breitenmessung M.crassus / M.tenuis

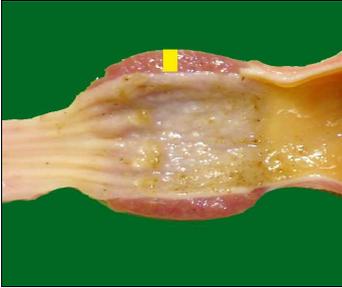


Abb. 6 Breitenmessung Muskel Drüsenmagen

Die verschiedenen Darmabschnitte wurden in der Länge vermessen. Die Abschnitte wurden wie folgt, anlehnend an die Säugetieranatomie (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004), definiert: Der Dünndarm ist unterteilt in Duodenum, Jejunum und Ileum. Beim Vogel ist eine Grenze zwischen Duodenum und Jejunum anhand der arteriellen Versorgung ziehen: das Duodenum gehört zum Versorgungsgebiet der A. coeliaca. Auf Höhe der Flexura duodenojejunalis liegt die Gefäßscheide zum Versorgungsgebiet der A. mesenterica cranialis, die das sich anschließende Jejunum vaskularisiert. Die Grenze zwischen Jejunum und Ileum ist durch die Lage des Meckelschen Divertikels gekennzeichnet; sie ist künstlich und dient dem Zweck der Beschreibung (daher wurde in den morphometrischen Auswertung Jejunum und Ileum als „Jejunoleum“ zusammengezogen). An den Insertionsstellen der Caeca beginnt der Dickdarm. Die Caeca wurden vom Ursprung aus dem Jenuoileum-Colorectum-Übergang bis zur Spitze gemessen. Das Colorectum reicht bis zur Kloake.

3.2 Darstellung der makroskopischen Anatomie

Die Darstellung der anatomischen Gegebenheiten erfolgte neben der schriftlichen Beschreibung durch Fotografien und Zeichnungen. Für die fotografische Dokumentation wurde eine auf einem Stativ montierte Digitalkamera der Firma Nikon (Düsseldorf, Deutschland) mit Mikro Nikon 60 mm AF 1:2,8 D Objektiv mit 16er, 22er und 32er Blenden und einer Belichtungszeit von 1/60 Sekunde verwendet. Als Blitz diente der in der Kamera integrierte Ringblitz.

Die Lupenbilder wurden mit einer Digitalkamera der Firma Laica (Solms, Deutschland) mit einer Wild M3Z Bildlupe angefertigt. Alle anderen, im späteren Verlauf angefertigten lichtmikroskopischen Bilder, wurden mit einem Diaplan Mikroskop der Firma Zeiss (Oberkochen, Deutschland), erstellt. Die Bildlupe sowie das Mikroskop wurden mit einer Digitalkamera, DXM 1200, Nikon (Düsseldorf, Deutschland) kombiniert, die den über das Mikroskop ausgewählten Bildausschnitt in Echtzeit auf einen Monitor überträgt. Dieser kann dann mit Hilfe des ACT-1 Computerprogramms von Nikon (Düsseldorf, Deutschland), Version 2.63 verarbeitet werden.

4 Bearbeitung der Proben

Die Prozessierung der Proben erfolgte nach BÖCK (1989).

4.1 Paraffineinbettung der Proben

Die verwendeten Substanzen sind in Tabelle 7 (S. 53) aufgeführt. Mit einem Skalpell wurden die fixierten Proben zugeschnitten und mindestens zwei Stunden lang unter fließendem Leitungswasser gespült. Die Entwässerung durch eine aufsteigende Alkoholreihe und anschließende Imprägnierung mit Xylol und Paraffin erfolgte vollautomatisch in einem speziellen Gewebeeinbettungsgerät (Histokinette) nach folgendem Protokoll:

- 60 min in 50%igen Isopropylalkohol
- 60 min in 70%igen Isopropylalkohol
- 60 min in 80%igen Isopropylalkohol
- 60 min in 90%igen Isopropylalkohol
- 60 min in 96%igen Isopropylalkohol
- 60 min in 1:1 Isopropylalkohol : Xylol
- 60 min in 100% Xylol
- 60 min in 1:1 Xylol : Paraffin

Daraufhin wurden die Proben in zwei aufeinander folgende 100%ige Paraffinbäder verbracht. Darin verblieben sie im Brutschrank bei 58°C für je 24 Stunden. Folgend wurden die Proben von Hand mit flüssigem Paraffin in Metallförmchen zu Blöckchen ausgegossen, härteten bei Raumtemperatur aus und wurden dann aus den Förmchen gelöst.

4.2 Herstellung von Paraffinschnitten

Nach dem Aushärten des Paraffins wurden von den Probenblöcken mit einem Rotationsmikrotom (Leica, Jung Biocut, Wetzlar, Deutschland) mit eingespanntem C- bzw. D-Messer Schnitte in einer Dicke von 5-6 µm abgenommen und im Streckbad bei einer Wassertemperatur von 30 - 35°C geglättet. Die Objektträger, auf die die Schnitte nun gezogen wurden, wurden vorab manuell mit 3-Aminopropyltriethoxy-Silane beschichtet und getrocknet, um die Haftung zu erhöhen. Auf einer Heizplatte dehnten sich die Schnitte bei 30 bis 35°C glatt aus. Anschließend wurden sie über Nacht bei 38°C im Brutschrank getrocknet.

4.3 Entparaffinierung, Rehydrierung und histologische Übersichtsfärbung

Für die morphologischen und morphometrischen Untersuchungen wurden die Schnitte mit Hämatoxylin und Eosin unter Verwendung von saurem Hämalaun gefärbt. Da es sich bei

dieser Färbung um eine wässrige Lösung handelt, musste das fetthaltige Paraffin in den Schnitten durch das Lösungsmittel Xylol ersetzt werden. Anschließend wurde das Lösungsmittel mit Hilfe einer absteigenden Alkoholreihe mittels Wasser verdrängt.

Entparaffinierung und Rehydrierung:

Xylol	3x	5 Minuten
100%iger Alkohol		3 Minuten
96%iger Alkohol		3 Minuten
90%iger Alkohol		3 Minuten
80%iger Alkohol		3 Minuten
70%iger Alkohol		3 Minuten
Leitungswasser	2x	1 Minuten

Hämalaunfärbung:

Hämalaunlösung		5-10Minuten
----------------	--	-------------

Waschen:

Leitungswasser		10 Minuten
----------------	--	------------

Eosin-Färbung:

Eosinlösung

Waschen:

Destilliertes Wasser		30 Sekunden
----------------------	--	-------------

Dehydrieren:

70 %iger Alkohol		1 Minute
80 %iger Alkohol		1 Minute
90 %iger Alkohol		1 Minute
96 %iger Alkohol		1 Minute
100%iger Alkohol		1 Minute
Xylol		3-5 Minuten

Direkt im Anschluss an die Färbung wurden die Schnitte mit Canadabalsam, Firma Fluca, Buchs-Schweiz, eingedeckt und nach einer Trockenzeit von 24 Stunden lichtmikroskopisch mit einem Mikroskop der Firma Zeiss (Axioskop), Oberkochen, Deutschland, ausgewertet.

4.4 Epon-Einbettung der Proben

Die Proben wurden nach 12 Stunden im Fixans getrimmt und fixierten weitere 12 Stunden im Kühlschranks. Danach wurden sie in Cacodylatpuffer für mindestens eine Stunde gespült, die Pufferlösung wurde dabei mehrmals gewechselt.

III MATERIAL UND METHODEN

Herstellung des Cacodylatpuffers:

Cacodylatpuffer 0,2 mol. Lösung 1:1 mit Aqua dest.

bzw.

Cacodylsäure Natriumsalz Trihydrat: 21,4 g auf 500 ml Aqua dest.

Die Proben wurden eine Nacht in der Pufferlösung im Kühlschrank gelagert und am nächsten Morgen osmiert. Die Osmierung bis hin zur Einbettung fand wie im nachstehenden Protokoll ausgeführt statt:

Osmieren:

Osmium 2%ig 1:1 mit Cacodylatpuffer verdünnen, ergibt:

Osmium 1%ig für mind. 2 Stunden im Kühlschrank

Spülen:

Puffer 30 Sekunden

Puffer 3-4x 30 Minuten

über Nacht im Puffer

Dehydrieren:

70 %iger Alkohol 60 Minuten

80 %iger Alkohol 60 Minuten

90 %iger Alkohol 60 Minuten

100 %iger Alkohol 30 Minuten

Propylenoxid (Epoxypropan) 30 Minuten

Propylenoxid/Kunststoff 1:1 über Nacht, bei Raumtemperatur

Kunststoff/Epon:

Die Herstellung des Kunststoffes erfolgte vor jedem Gebrauch frisch.

Kunststoffansatz	50 ml	100 ml
Glycidether	23,1 mg	46,2 mg
DDSA	14,25 mg	28,5 mg
MNA	12,55 mg	25,1 mg
BDMA	0,75 mg	1,5 mg

Epon

über Nacht, bei Raumtemperatur

Einbetten:

Epon

2 Tage im Brutschrank, bei 60°C

4.5 Anfertigung von Semidünnschnitten

Semidünnschnitte:

Nach dem Aushärten wurden die Eponblöckchen unter der Lupe mit einer Rasierklinge getrimmt. Danach folgte die Herstellung von 1 µm dicken Semidünnschnitten mit einem Ultramikrotom Modell Ultracut S (Firma Reichert-Jung, Wien, Österreich). Nach dem Auffangen im Wasserbad wurden diese mittels eines Wassertropfens auf die Objektträger übertragen. Die Färbung erfolgte mit Richardsonscher Färbelösung. Die Präparate wurden nach dem Trocknen mit Eukitt eingedeckt. Nach weiteren 24 Stunden Trocknung waren die Schnitte zur histologischen Auswertung bereit.

4.6 Verwendete Substanzen

Tabelle 7: Verwendete Substanzen

Fixierlösung	Hersteller
Formaldehyd 4-10%-ig	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Osmiumtetroxid 1%-ig	Firma Merck, Darmstadt, Deutschland

Färbelösungen	Hersteller
Eosin	Firma Merck, Darmstadt, Deutschland
Hämalaun/Hämatoxylin	Firma Fluka, Buchs, Schweiz
Richardsonsche Färbelösung	Firma Merck, Darmstadt, Deutschland

Chemikalien und weitere Materialien	Hersteller
Äthanol	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Aceton	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
3-Aminopropyltriethoxysilane	Firma Sigma, Taufkirchen, Deutschland
BDMA (Benzoldimethylamine)	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Cacodylsäure Natriumsalz Trihydrat	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
DDSA (Dodecyl-Succinic-Anhydride)	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Ethanol	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Glycidether (Epon)	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Eukitt	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Glyzerin (Eiweißglyzerin)	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Kanadabalsam	Firma Fluka, Buchs, Schweiz
MNA (Methyl-Nadic-Anhydride)	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Natriumchlorid	Firma Merck, Darmstadt, Deutschland

Paraffin	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Wasserstoffperoxid	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland
Xylol	Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland

5 Auswertung der Proben

5.1 Mikroskopische Beurteilung

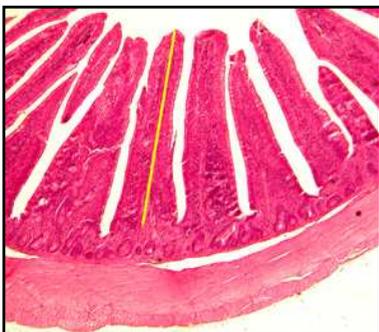
Alle angefertigten Schnitte wurden unter dem Lichtmikroskop bezüglich der mikroskopischen Anatomie der verschiedenen Putenarten und des Altersverlaufes gemustert. Die Probe aus dem Jejunum, 1 cm oral des Meckelschen Divertikels, wurde als „Jejunoleum“ ausgewertet. Bei Oesophagus, Kropf, Drüsenmagen, Pars intermedia, Muskelmagen und Kloake kam jeweils nur ein adultes Tier beider Arten zur Auswertung, ein Vergleich über die Altersstadien fand nicht statt.

5.2 Morphometrische Auswertung

An einem Lichtmikroskop, das über eine Kamera mit einem Computer verbunden ist, wurden die Längenmessungen durchgeführt. Die Kamera überträgt in Echtzeit den Ausschnitt des unter dem Mikroskop liegenden Schnitts auf einen Monitor. Mittels der Maus wurde ein Cursor bewegt, mit dem man die zu messenden Strecken abfuhr. Mit Hilfe des Analyseprogramms „Lucia 32-G Corona 4.11“ (Nikon, Düsseldorf, Deutschland) wurden die Daten gespeichert und in Microsoft Excel übertragen.

5.2.1 Bestimmung der Zottenlänge

Die Zottenlänge (Abb.7) wurde an H/E-gefärbten Paraffinschnitten mit Hilfe eines Lichtmikroskops und des o. a. Analyseprogramms gemessen. Zur Auswertung wurden nur vollständig entwickelte, gerade und „fingerförmige“ Zotten herangezogen. Sie wurden von ihrer Basis am Krypteneingang bis zur Spitze gemessen. Pro Tier und Darmabschnitt wurde je ein Schnitt ausgewertet, wobei pro Schnitt zwanzig Zotten gemessen wurden.



**Abb. 7 Bestimmung der Zottenlänge
Apex caeci, WP, 8W, H/E, LM x 40**

5.2.2 Bestimmung der Kryptentiefe

Auch die Kryptentiefe (Abb.8) wurde, wie die Zottenlänge, an H/E-gefärbten Paraffinschnitten untersucht. Zur Messung wurden nur Krypten herangezogen, die unverzweigt waren, d.h. die von der Lamina muscularis mucosae bis zur Zottenbasis reichten. Die Kryptentiefe ergab sich aus der Länge zwischen Zottenbasis / Schleimhautoberfläche und Kryptensohle. Zur Auswertung kamen 20 Krypten pro Darmabschnitt und Tier.

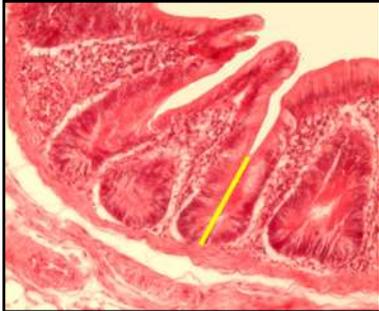


Abb. 8 Bestimmung der Kryptentiefe
Corpus caeci, WP, 8W, H/E, LM x 40

5.2.3 Bestimmung der Epithelhöhe

Die Epithelhöhe (Abb.9) wurde an H/E-gefärbten Paraffinschnitten mit Hilfe eines Lichtmikroskops und mit Hilfe des o. a. Analyseprogramms gemessen. Zur Auswertung wurde nur ein vollständiger Epithelsaum auf verschiedenen der vorher vermessenen Zotten herangezogen. Die Zellen wurden von ihrer Basis an der Zottenwand bis zur Spitze ihres Microvilli-Saumes gemessen. Zur Auswertung kamen je Darmabschnitt und Tier 20 Zellen.

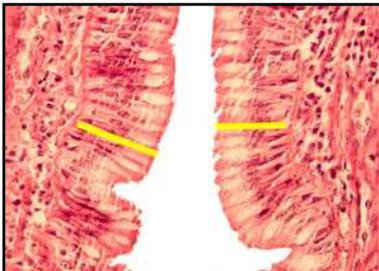


Abb. 9 Bestimmung der Epithelhöhe
Colorectum, WP, 20W, H/E, LM x 125

5.2.4 Bestimmung des Vergrößerungsfaktors der Schleimhautoberfläche durch Zotten bzw. Kryptenbildung

Da in manchen Schnitten nicht immer ausreichend längs getroffene Zotten bzw. unverzweigte Krypten gefunden wurden, wurde der von WIESE (2002) beschriebene Vergrößerungsfaktor zur weiteren Charakterisierung und Absicherung der Befunde herangezogen. Der Vergrößerungsfaktor (Abb.10) wurde sowohl für die Zotten als auch für die Kryptenoberfläche bestimmt. Der „Faktor für die Darmoberfläche durch Zottenbildung“ ergibt sich aus dem Quotienten der Strecke, die über die Zotten eines Bildausschnittes verläuft und der Länge der Lamina muscularis mucosae des jeweils untersuchten Bildausschnittes. Der „Faktor für die Darmoberfläche durch Kryptenbildung“ ist der Quotient aus der Summe der Kryptenumfänge und der Länge der Lamina muscularis mucosae des betroffenen Bildausschnittes. Beide Messungen wurden bei einer dem Darmabschnitt angepassten Vergrößerung durchgeführt. Pro Tier und Darmabschnitt wurde ein Blickfeld, das 10 messbare Zotten in Folge umfasst, vermessen. Im Bildausschnitt wurde erst die Länge der Lamina muscularis mucosae, dann die Zottenoberfläche entlang des Bürstensaums und schließlich der Umfang der Krypten entlang der Basallamina gemessen. Die Werte wurden in eine Excel-Tabelle übertragen, dort wurden die Vergrößerungsfaktoren berechnet.



Abb. 10 Bestimmung des Vergrößerungsfaktors für Zotten- bzw. Kryptenoberfläche Colorectum, WP, 20W, H/E, LM x 6,25 (Ausschnitt)

5.2.5 Zotten-Krypten-Verhältnis

Der Parameter „Verhältnis Zotte / Krypte“ bildet sich aus dem Quotienten der Zottenlänge und der Kryptentiefe. Er gibt an, um wie viel sich die Darmoberfläche durch die Zotten im Verhältnis zu den Krypten vergrößert. Der Faktor ist umso höher, je länger die Zotten bzw. je kürzer die Krypten sind.

5.3 Beurteilung von Becherzellen und Lymphgewebe

Zur Beurteilung des Zellenaufkommens wurden die Schnitte durchgemustert und in drei Kategorien eingeteilt.

A hohe Dichte von Becherzellen bzw. Lymphgewebe

B mittlere Dichte von Becherzellen bzw. Lymphgewebe

C wenig Becherzellen bzw. Lymphgewebe

Die Ergebnisse sind beschreibend dargestellt.

5.4 Statistische Auswertung

Die Bestimmung aller Parameter wurde für jede Pute sowie jeden Darmabschnitt, soweit morphologisch möglich, durchgeführt. Pro Tier wurden für jeden Parameter 20 Werte erhoben. Aus diesen Einzelwerten wurde für jedes Tier ein arithmetisches Mittel sowie die Standardabweichung pro Parameter gebildet. Die Mittelwerte der 2 Spezies wurden pro Altersabschnitt ins Verhältnis gesetzt und verglichen. Es wurden unabhängige (Hausputen / Wildputen) und abhängige Parameter (z.B. Darmlänge einer Spezies im Altersverlauf) graphisch ausgewertet und außerdem über die Pearson-Korrelation berechnet. Der Vergleich der Magenlänge der Spezies wurde mittels U-Test ermittelt. Die Analysen und Diagramme wurden mit Hilfe des Computerprogramms SPSS 12.0 und EXCEL für Windows durchgeführt und erstellt.

IV ERGEBNISSE

Die vollständige Auflistung der Körpermassen sind den Tabellen 11 und 12 (S. 172) zu entnehmen.

1 Körpermasse

Die Hausputen dieser Untersuchung weisen in allen Altersstadien eine konstant höhere Körpermasse als die Wildputen auf (Abb.11). Das durchschnittliche Endgewicht liegt bei den Hausputen mit 20 Wochen bei 18500 g, bei den Wildputen mit 24 Wochen bei 4745 g. Im Altersgang sind zunächst die Hausputen in den ersten 8 Wochen ca. 2,3 mal schwerer als die Wildputen, dann mit 12 bzw. 16 Wochen im Schnitt 3,3 mal schwerer und mit 20 Wochen am Mastputen-Endgewicht sogar 4,6 mal schwerer als ihre Wildform. Beim letzten gemessenen Zeitpunkt der mit 24 Wochen ausgewachsenen Wildputen kann ein Faktor von 3,99 zu den ausgewachsenen Hausputen berechnet werden (Tab.13, S. 174).

Bei beiden Spezies der hier vermessenen Gruppen ist die Körpermasse der weiblichen Tiere geringer als die der männlichen. Bis auf eine Ausnahme ist jeweils ein weibliches Tier der Hausputengruppe des Versuches schwerer als seine männlichen, gleichaltrigen Vergleichstiere. Die Streuung der Körpermasse der Wildputen innerhalb der Altersgruppe ist breiter als die der Hausputen.

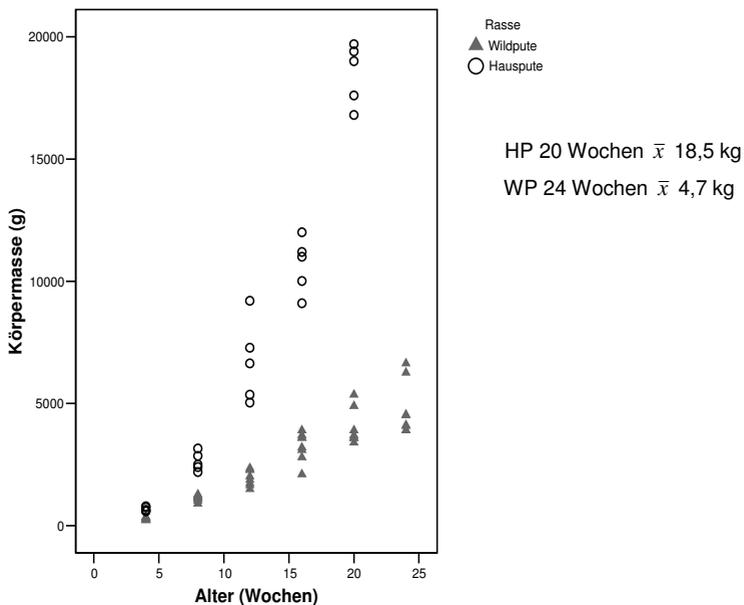


Abb. 11 Körpermasse, Alter

2 Situs Bauchhöhle

Bei der Eröffnung der Leibeshöhle zeigen beide Spezies über alle Altersstadien eine vergleichbare Lage der Organe. Die Leber füllt mit ihren zwei Hauptlappen den kranialen Teil der Leibeshöhle vollständig aus. Es schmiegt sich im linken mittleren Teil des Bauchraums der Muskelmagen an den kaudalen Rand der Leber und bildet dort die Impressio ventricularis.

Im Situs blickt man von ventral auf das Muskelpaket des M. crassus cranioventralis des Ventriculus. Die beiden Schenkel des Duodenum, Duodenum ascendens und Duodenum descendens betten den Duodenalschenkel des Pancreas ein und liegen hauptsächlich auf der rechten Seite der Leibeshöhle. Im lateralen Anschluss ist oft das rechte Caecum zu sehen (Abb.12, 13).

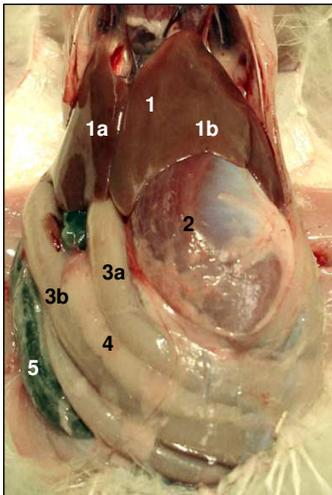


Abb. 12 Situs Bauchhöhle, HP, 8W

- 1 *Hepar*
- 1a *Lobus dexter*
- 1b *Lobus sinister*
- 2 *Ventriculus, Pars muscularis*

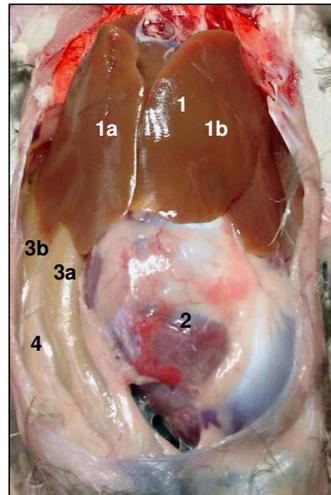


Abb. 13 Situs Bauchhöhle, WP, 8W

- 3a *Duodenum ascendens*
- 3b *Duodenum descendens*
- 4 *Pancreas*
- 5 *Caecum*

Es fällt auf, dass die Wildputen im Laufe ihres Wachstums mehr subseröses Fettgewebe einlagern. Diese Fettdepots finden sich um die Blutgefäße am Magen und im Gekröse des Jejunioileums. Besonders deutlich ist das bei den adulten Tieren zu sehen (Abb. 14-16, S. 60).

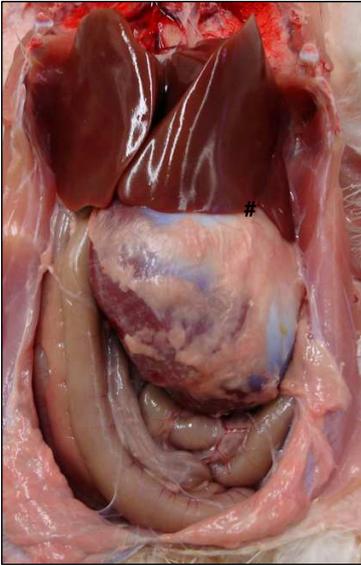


Abb. 14 Situs Bauchhöhle, HP, 20W

subseröses Fettgewebe

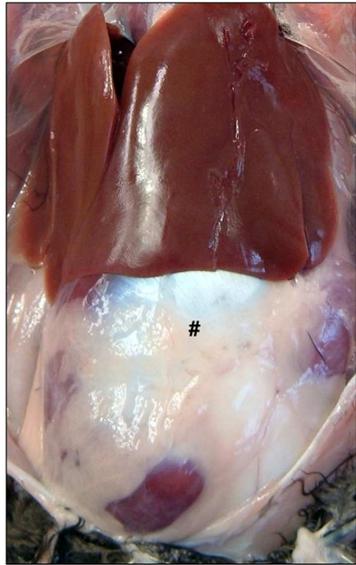


Abb. 15 Situs Bauchhöhle, WP, 20 W

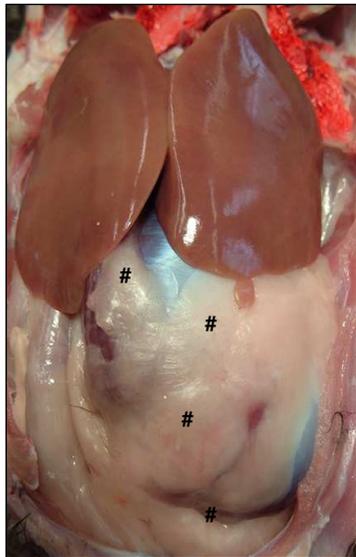


Abb. 16 Situs Bauchhöhle, WP, 24W

3 Schnabel, Schnabelhöhle

3.1 Anatomie

Der Oropharynx, gemeinsame Mund- und Schlundkopfhöhle, wird begrenzt durch das Rostrum, Schnabel, welcher aus dem Rostrum maxillare, Oberschnabel und dem Rostrum mandibulare, Unterschnabel, gebildet wird. Die Wildputen besitzen in allen Altersstadien einen schlankeren, mehr in die Länge gestreckten Schnabel als die Hausputen (Abb. 17-19).



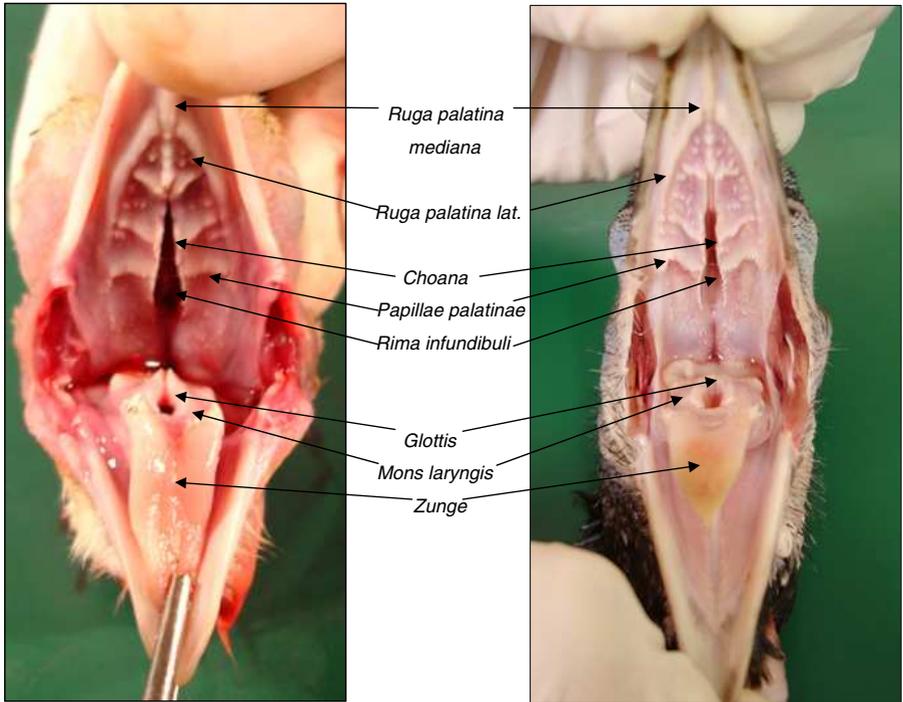
Abb. 17 Oberschnabel Innenseite
HP, 20W, Lupe x 20



Abb. 18 Oberschnabel Innenseite
WP, 20W, Lupe x 20



Abb. 19 Rachendach, Größenvergleich, li. HP, re. WP, 20W



**Abb. 20 Schnabelhöhle, HP, 8W
Schnabelwinkel eingeschnitten**

**Abb. 21 Schnabelhöhle, WP, 8W
Schnabelwinkel eingeschnitten**

Das Palatum, Gaumen, begrenzt das Dach der Schnabel- und Schlundkopfhöhle. Ein Gaumensegel fehlt. Am Gaumen verlaufen die Rugae palatinae, Gaumenstaffeln, und Sulci palatini, Gaumenrinnen. Die paarigen Rugae palatini laterales verlaufen parallel zum Hornschnabel, die unpaare kurze Ruga palatina mediana weist einen rostrokaudalen Verlauf auf. In der Medianen des mittleren Drittels des Schnabelhöhlendaches befindet sich die Choana, Choanenspalte, die Schnabel- und die beiden Nasenhöhlen miteinander verbindet. Sie ist in der Pars rostralis zunächst eng und wird in Verlauf der Pars caudalis weiter. Deutlicher abgesetzt ist dies bei den Wildputen (Abb. 20, 21). Die Grenze zwischen Pars rostralis und Pars caudalis wird durch die kaudale Reihe der Papillae palatinae, Gaumenpapillen, gekennzeichnet. Die rostrale und die kaudale Reihe haben bei beiden Spezies einen nach rostral konvexen Verlauf. Bei den Hausputen sind es kaudal je 18 - 24 Papillen, bei den Wildputen 18 - 20. Bei beiden Spezies nehmen die Papillen zur Medianen hin an Größe ab. Die Gaumenpapillen sind bei den Wildputen insgesamt kleiner als bei den Hausputen. Kaudal wird die Choanenspalte durch eine Reihe von 5 - 6 zapfenförmigen

Papillen (Hauspute) und 7 - 9 spitzen, nach rostral größer werdenden Papillen (Wildpute), die ins Lumen ragen, eingefasst. Weitere Papillae pharyngeales finden sich bei beiden Spezies unregelmäßig verteilt zwischen den Gaumenstaffeln. Unter der Schleimhaut des Gaumens liegen Drüsen. Die Mündungen der Ausführungsgänge zeichnen sich als punktförmige Erhebungen ab. Die Glandula maxillaris liegt apikal und median der Rugae palatinae laterales. In der Verlängerung der Rugae palatinae laterales liegende Glandulae palatinae laterales schließen sich an, sowie die apikal der Rachenpapillenreihe ausgebildeten Gll. palatinae mediales (Abb. 22, 23). Auf Höhe der Rima infundibuli finden sich die beiderseits angelegten Gll. sphenopterygoideae.

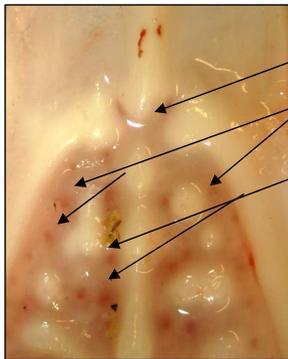


Abb. 22 Oropharynx
HP, 20W, x 20

Mündung Gl. maxillaris
Mündung Gll. palatinae laterales
Mündung Gll. palatinae mediales

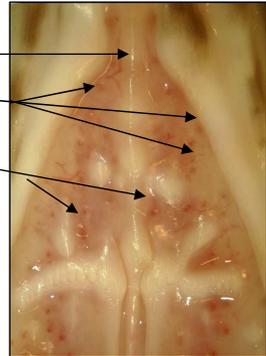


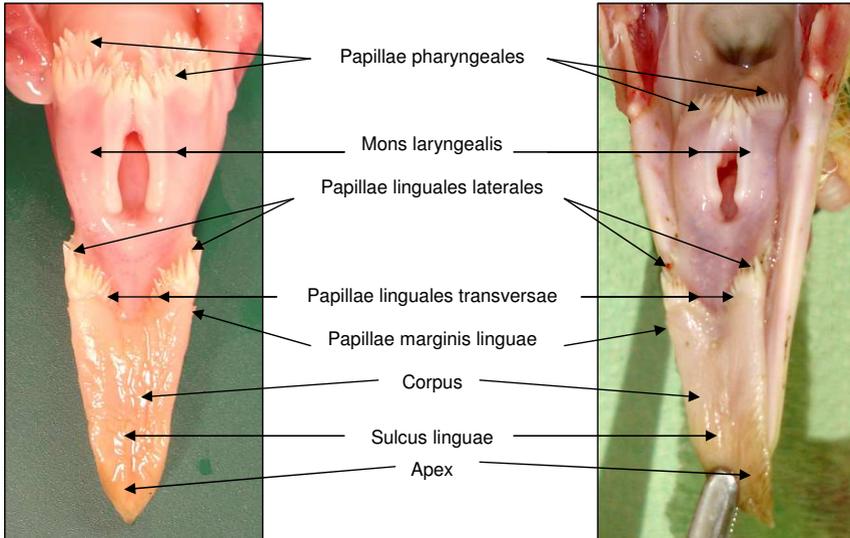
Abb. 23 Oropharynx
WP, 20W, x 20

Kaudal der Choane, zum Pharynx gehörend, schließt sich in der Medianen die Rima infundibuli, Infundibularspalte, an. Sie stellt die Verbindung von Pharynx zum Mittelohr dar.

4 Zunge

4.1 Anatomie

Die pfeilspitzenförmige Lingua, Zunge, passt sich in die Form des Unterschnabels ein.



**Abb. 24 Zunge, Kehlgang
HP, 8W**

**Abb. 25 Zunge, Kehlgang
WP, 8W**

Eingeteilt wird die Zunge in die keratinisierte Apex linguae, Zungenspitze, das Corpus linguae, Zungenkörper, sowie die Radix linguae, den Zungengrund. Durch Apex und Corpus linguae verläuft median der Sulcus lingualis. Die Zungenränder sind am Übergang vom Corpus zur Radix linguae bei beiden Spezies jeweils von zwei bis fünf hintereinander liegenden, verhornten Papillae marginis linguae begrenzt. Zwischen Corpus und Radix linguae befinden sich auf dem Dorsum linguae, Zungenrücken, die Papillae linguales transversae. Sie liegen in einer wellenförmigen Anordnung. Die bei den Hausputen 32 – 36 Papillen und bei den Wildputen 30 – 40 Papillen nehmen nach lateral an Größe zu (Abb.24, 25). Bei den jungen Hausputen sind sie spitz zulaufend, werden mit zunehmendem Alter aber immer runder (Abb.26 A-D, S. 65). Die seitliche Begrenzung der Zunge bilden hinter den Papillae linguales transversae auf jeder Seite je vier bis sechs Papillae radialis linguae laterales, welche hintereinander an der Zungenseite liegen. Auch diese Papillen sind deutlicher, spitzer und länger bei den Wildputen aller Altersstadien im Vergleich zu den Hausputen.

Dahinter schließt sich der Mons laryngealis mit der Glottis an. Kaudal der Glottis befinden sich zwei quer verlaufende Reihen Papillae pharyngeales, Rachenpapillen. Bei beiden Spezies sind zwischen 20 und 30 Papillen in jeder Reihe zu finden.



A Hauspute, 4 Wochen



B Hauspute, 20 Wochen



C Wildpute, 8 Wochen



D Wildpute, 24 Wochen

Abb. 26 A-D Zunge, Papillae linguales transversae, Papillae laterales

Auf dem Ventrum linguae, Zungenunterseite, befindet sich das Frenulum linguae, welches sich vom Schnabelboden an die Zunge erstreckt, jedoch nicht ganz bis zur Apex mit ihr verbunden ist. Der rostrale Rand der Mons laryngealis bildet die Grenze zwischen Schnabelhöhlen- und Schlundkopfhöhlenboden. Bei den Puten ist die Mons laryngealis nicht eindeutig von der Radix linguae abgrenzbar, somit ist diese Grenze nicht eindeutig zu ziehen.

4.2 Morphometrie

Die erste Messung mit 4 Wochen fehlt bei den Wildputen. Die Zungen der Hausputen lagen mit 8 Wochen im Schnitt bei 28,2 mm Länge und 11,8 mm Breite, die der Wildputen mit 8 Wochen im Schnitt bei 25 mm Länge und 10,2 mm Breite. Im ausgewachsenen Zustand mit 20 Wochen hatten die Hausputen im Schnitt 39,8 mm lange und 19 mm breite Zungen, die Wildputen mit 24 Wochen im Schnitt 43,4 mm Länge und 17,8 mm Breite (Tab.14, S. 174). Die Wildputen weisen in der Zungenlänge in den beiden letzten Altersgruppen eine breitere

Streuung der Werte auf, die Hausputen in der Breite, v.a. bei den 16 Wochen alten Tieren. (Abb.27, 28). Die Länge der Zunge zeigt bei den Wildputen eine mittlere ($r = 0,697$, $p = 0,000$), bei den Hausputen eine signifikante Korrelation ($r = 0,869$, $p = 0,000$) zur Körpermasse. Die Breite der Zunge korreliert bei beiden Spezies signifikant zur Körpermasse.

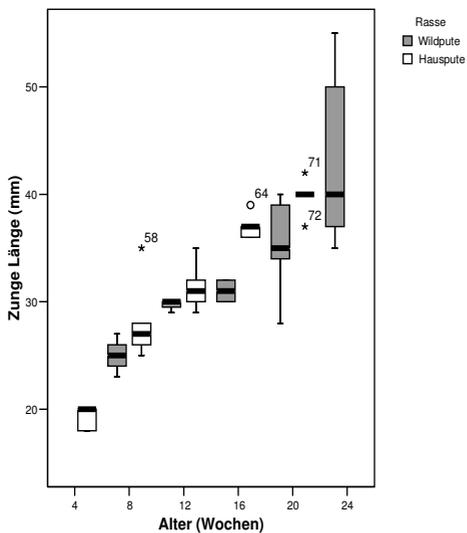


Abb. 27 Zungenlänge, Alter

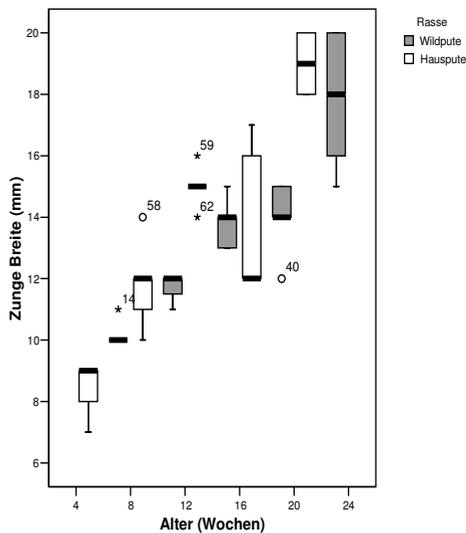


Abb. 28 Zungenbreite, Alter

5 Speiseröhre, Kropf

5.1 Anatomie

Der Oesophagus, die Speiseröhre, ist ein dünnwandiger, dehnbarer Schlauch, der die Schlundkopfhöhle mit dem Proventriculus, Drüsenmagen, verbindet. Der Oesophagus liegt zunächst der Trachea, Luftröhre, dorsal auf und verlagert sich dann im weiteren Verlauf, am Übergang vom ersten auf das mittlere Halsdrittel auf die rechte Halsseite. Dort befindet er sich direkt subkutan. Gegliedert wird der Oesophagus in eine lange Pars cervicalis, Halsabschnitt, und eine kurze Pars thoracica, Rumpfabschnitt. Auf Höhe der Brustapertur erweitert sich der häutige Schlauch zum Ingluvies, Kropf. Im leeren Zustand befindet sich dieser rechts der Medianen, kann sich aber bei gefülltem Zustand auch auf die linke Seite erstrecken (Abb.29). An der Dorsalwand des Kropfes befindet sich kranial die Mündungsstelle der Pars cervicalis des Oesophagus und kaudal davon die Ursprungsöffnung der Pars thoracica oesophagei. Der Rumpfabschnitt der Speiseröhre verläuft ventral der Wirbelsäule weiter nach kaudal, nun wieder dorsal der Trachea, zieht über die Herzbasis hinweg und wendet sich dann von der Medianen nach links auf die Dorsalseite des Lobus hepatis sinister. Dort geht sie in den spindelförmigen Proventriculus, Drüsenmagen, über. Bei beiden Spezies konnte dieser Verlauf in allen Altersstadien nachvollzogen werden.

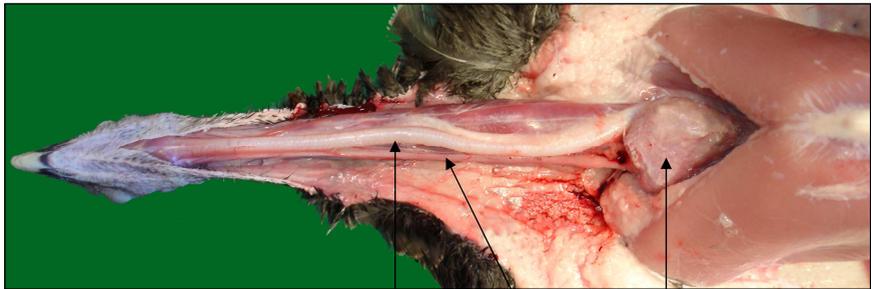


Abb. 29 Situs Hals, Wildpute, 20 Wochen

Trachea, Pars cervicalis

Oesophagus

Kropf

5.2 Histologie

Im Oesophagus bildet die Schleimhaut bei beiden Spezies Falten aus. Die Oberfläche bildet ein kräftig ausgeprägtes, mehrschichtiges verhorntes Plattenepithel auf einem ausgeprägten Papillarkörper. Große, tubuloalveoläre, muköse Drüsen, ausgekleidet mit hochprismatischem Epithel, welches in Höhe der Ausführungsgänge zu einem isoprismatischen abflacht, finden sich in der Lamina propria mucosae. Die Lamina muscularis mucosae ist als eine deutlich ausgeprägte, longitudinal verlaufende Schicht, die sich in die Falten mit vorstülpt, zu erkennen. Bei der Wildpute ist eher ein diffus verteiltes Muster an Lymphozyten zu erkennen, während bei der Hauspute noduläre Lymphareale gebildet werden. Die Tunica muscularis besteht aus dem inneren Stratum longitudinale und dem äußeren Stratum circulare. Eine Adventitia umhüllt den Oesophagus schließlich (Abb.30, 31).

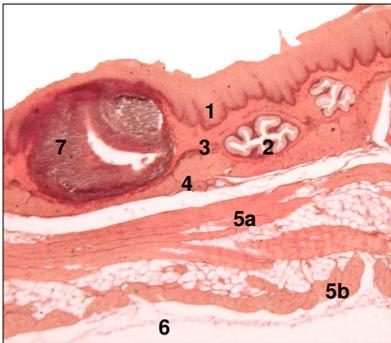


Abb. 30 Oesophagus, HP, 4W
H/E, LM x 25

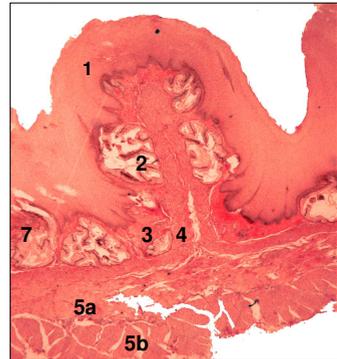


Abb. 31 Oesophagus, WP, 4W
H/E, LM x 25

Abb. 30, 31:

- 1 *Lamina epithelialis mucosae, verhorntes, mehrschichtiges Plattenepithel*
- 2 *muköse Drüsen*
- 3 *Lamina propria mucosae*
- 4 *Lamina muscularis mucosae*
- 5a *Tunica muscularis, Stratum longitudinale*
- 5b *Tunica muscularis, Stratum circulare*
- 6 *Adventitia*
- 7 *Lymphgewebe*

Der Kropf ist wie der Oesophagus mit einem verhornten mehrschichtigen Plattenepithel ausgekleidet. Im Fundus finden sich keine Drüsen in der Lamina propria mucosae, dafür eingelagerte Lymphareale und reichlich Blutgefäße (Abb. 32, 33). Die Lamina muscularis mucosae besteht aus einer dünnen, longitudinalen glatten Muskelschicht. Die Tunica muscularis besteht, wie beim Oesophagus, aus dem inneren Stratum longitudinale und dem äußeren Stratum circulare. Eine Adventitia schließt sich an.

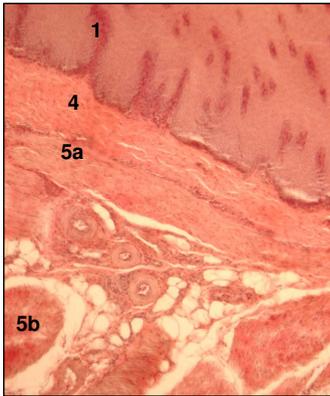


Abb. 32 Kropf, HP, 20 Wochen
H/E, LM x 100

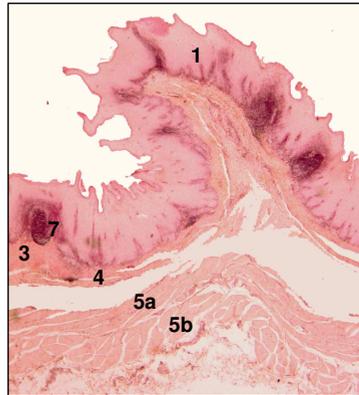


Abb. 33 Kropf, WP, 24 Wochen
H/E, LM x 40

Abb. 32, 33:

- 1 *Lamina epithelialis mucosae, verhorntes, mehrschichtiges Plattenepithel*
- 2 *muköse Drüsen*
- 3 *Lamina propria mucosae*
- 4 *Lamina muscularis mucosae*
- 5a *Tunica muscularis, Stratum longitudinale*
- 5b *Tunica muscularis, Stratum circulare*
- 6 *Adventitia*
- 7 *Lymphgewebe*

6 Magen

Bei Haus- und Wildpute ist der Magen in zwei Kompartimente unterteilt, den Proventriculus bzw. die Pars glandularis, Drüsenmagen und den Ventriculus bzw. die Pars muscularis, Muskelmagen. Getrennt werden sie durch den Isthmus gastris, eine Einschnürung (Abb. 34 - 36).

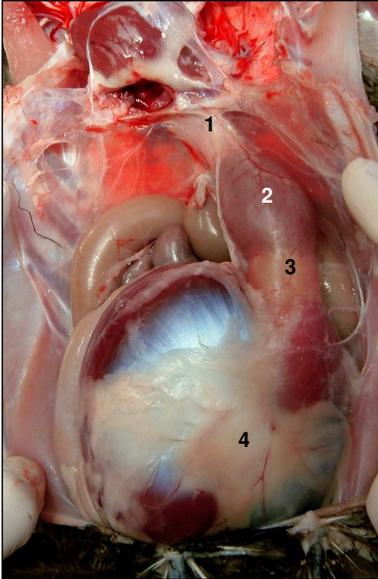


Abb. 34 Magen in situ nach Entfernung der Leber, WP, 20 Wochen

Abb. 34, 35:

1 Oesophagus

2 Proventriculus, Pars glandularis

3 Isthmus gastris

4 Ventriculus, Pars muscularis

5 Duodenum



Abb. 35 Magen, eröffnet, WP, 20 Wochen

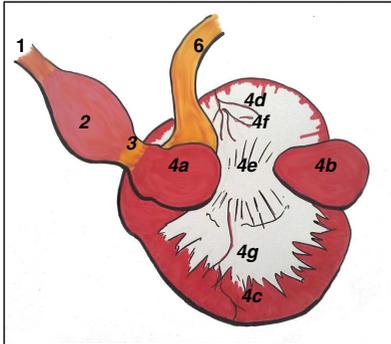


Abb. 36 Magen der Pute, stilisiert

- | | |
|------|---|
| 1 | <i>Oesophagus</i> |
| 2 | <i>Proventriculus, Pars glandularis</i> |
| 3 | <i>Isthmus gastris</i> |
| 4 | <i>Ventriculus, Pars muscularis</i> |
| 4a | <i>M. tenuis craniodorsalis, Saccus cranialis</i> |
| 4b | <i>M. tenuis caudoventralis, Saccus caudalis</i> |
| 4c | <i>M. crassus cranioventralis</i> |
| 4d | <i>M. crassus caudodorsalis</i> |
| 4e | <i>Centrum tendineum</i> |
| 4f/g | <i>Facies tendinae</i> |
| 5 | <i>Pylorus</i> |
| 6 | <i>Duodenum</i> |

6.1 Drüsenmagen

6.1.1 Anatomie

Die spindelförmige Pars glandularis geht ohne äußerlich erkennbare Grenze aus dem Oesophagus hervor. Sie liegt links in der Leibeshöhle direkt an der Facies parietalis der Leber, in eine Nische des Eingeweidebauchfellsacks gebettet. Es folgt der Isthmus gastris, eine Einschnürung, die den Drüsenmagen von der sich anschließenden Pars muscularis, Muskelmagen, trennt (Abb. 34-36).

Auf der Grenze von Oesophagus zur Pars glandularis enden die Längsfalten der Oesophagusschleimhaut. Bei beiden Putenspezies liegen sechs Gruppen von Reihen längs angeordneter Öffnungen an dieser Grenze. Jede Gruppe besteht aus zwei parallelen Reihen, die drei bis fünf kraterähnliche Öffnungen besitzen. Eine zirkuläre, helle Linie zeigt das Ende der Oesophagus- und den Beginn der Drüsenmagenschleimhaut an. Dort befinden sich Papillen mit zentralen, eingezogenen Öffnungen, umgeben von konzentrisch darum herum angelegten Plicae (Abb. 37, 38, S. 72). Bei beiden Spezies konnte dies in allen Altersstadien nachvollzogen werden.

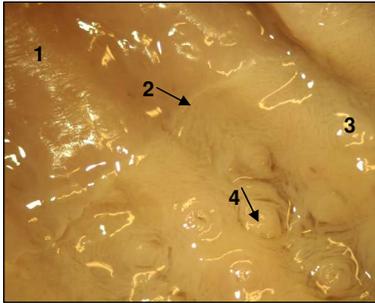


Abb. 37 Drüsenmagenschleimhaut
HP, 20W, Lupe x 20

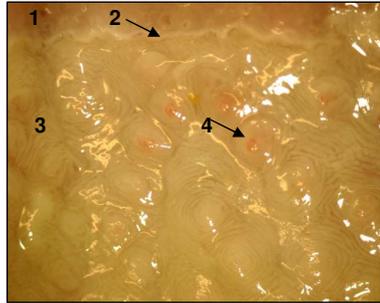


Abb. 38 Drüsenmagenschleimhaut
WP, 20W, Lupe x 20

Abb. 37, 38

- 1 Oesophagusschleimhaut
- 2 Grenze
- 3 Drüsenmagenschleimhaut
- 4 Papilla proventricularis

6.1.2 Histologie

Die Plicae und Sulci sind von einem einreihigen hochprismatischen Epithel mit Microvilli überzogen. Die Lamina propria mucosae aus dichtem Bindegewebe bildet das Grundgerüst für die Schleimhautfalten. Sie ist reich an Blutgefäßen. Es treten Gll. proventriculares supff., oberflächliche Vormagendrüsen und Gll. proventriculares proff., tiefe Vormagendrüsen auf. Die Gll. proventriculares supff. sind einfache, tubulöse mucöse Drüsen, die dicht unter der Schleimhautoberfläche liegen. Die Ausführungsgänge münden in den Schleimhautfalten. Die mehrlappigen tubulösen Drüsenlager der Gll. proventriculares proff. finden sich tiefer in der Propria. Unter und über ihnen verläuft die sich aufspaltende Lamina muscularis mucosae. Sie entsendet Muskelfasern und umhüllt so mit dem Bindegewebe der Propria zusammen die einzelnen Drüsenlager (Abb. 39, S. 73). Die Innenstruktur der Drüsen wird von isoprismatischen Zellen mit zentral liegendem Kern gebildet. Die Ausführungsgänge münden auf den Papillae proventriculares (Abb. 37, 38). Diffuses sowie noduläres Lymphgewebe ist in der Lamina propria mucosae eingestreut (Abb. 39-41, S. 73). Es nimmt zum Körper des Drüsenmagens hin ab, ist am Übergang vom Oesophagus sowie am Isthmus gastris bei beiden Spezies reich vertreten. Im lockeren Bindegewebe der Tela submucosa liegen neben zahlreichen Blutgefäßen die Nervenfasern des Plexus nervorum submucosus, Meissner Plexus. Die Lamina muscularis externa schließt sich mit starker zirkulärer und schwächerer longitudinaler Lage daran an. Zwischen den Muskelschichten befinden sich die Fasern des Plexus nervorum myentericus, Auerbach Plexus (Abb. 42, S. 73). Umhüllt ist der Drüsenmagen von einer einschichtigen Tunica serosa.

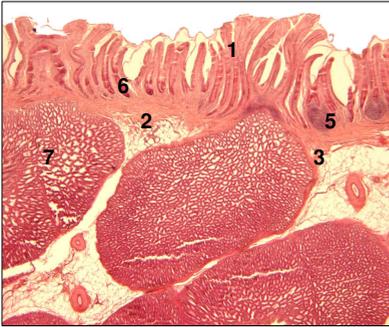


Abb. 39 Proventriculus, HP, 20W
H/E, LM x 25

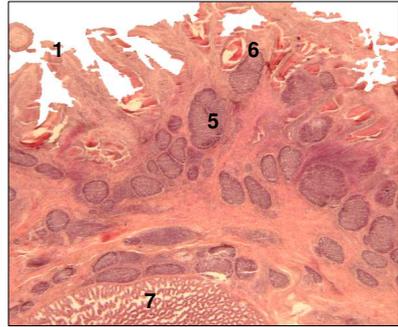


Abb. 40 Proventriculus, WP, 24W
H/E, LM x 25

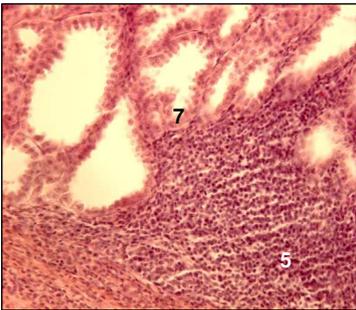


Abb. 41 Gll. proventriculares prof.,
WP, 24W, H/E, LM x 100



Abb. 42 Proventriculus
WP, 24W, H/E, LM x 25
*Plexus nervorum myentericus,
Fasern*

Abb. 39-42

- 1 *Lamina epithelialis mucosae*
- 2 *Lamina propria mucosae*
- 3 *Lamina muscularis mucosae*
- 4a *Tunica muscularis, Stratum circulare*
- 5 *Lymphgewebe*

- 6 *Gll. proventriculares supf.*
- 7 *Gll. proventriculares prof.*

6.2 Isthmus gastris

6.2.1 Anatomie

Von außen sieht man eine Einschnürung zwischen den Mägen, den Isthmus gastris (Abb. 34-36, S. 70, 71).

6.2.2 Histologie

Die Schleimhautfalten enden am Übergang von Drüsen- zu Muskelmagen abrupt. Eine dicke derbe, weiß-gelbliche Schicht befindet sich über dem Epithel des sich anschließenden Muskelmagens, die auf dem Übergang zwischen Drüsen- und Muskelmagen nicht in dieser Form organisiert ist. An der Zona intermedia befinden sich viele in die Lamina propria mucosae eingelagerte Lymphareale. Sie sind z.T. diffus verstreut aber auch nodulär geballt. Die Lamina propria und die Tela submucosa des Drüsenmagens vereinigen sich und gehen in die Tela submucosa des Muskelmagens über. Es finden sich auch abrupt keine Gll. proventriculares proff. mehr. Die obere Schicht der Lamina muscularis mucosae kann nicht mehr nachvollzogen werden und verliert sich, die untere geht zusammen mit der zirkulären Schicht der Tunica muscularis externa in die Muskelschichten des Muskelmagens über. Die äußere longitudinale Schicht der Tunica muscularis scheint in die Pakete der Musculi laterales überzugehen (Abb. 43, 44). Es konnte keine Unterschied zwischen den beiden Spezies beobachtet werden.

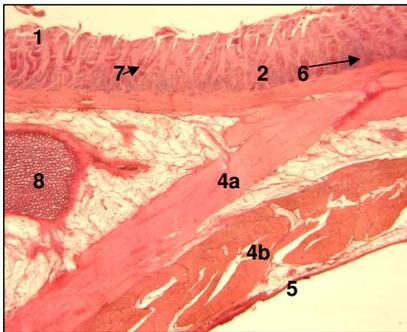


Abb. 43 Zona intermedia, HP, 20W
H/E, LM x 25

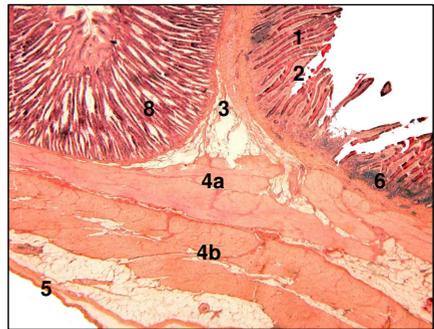


Abb. 44 Zona intermedia, WP, 24W
H/E, LM x 25

Abb. 43, 44:

- 1 Lamina epithelialis mucosae
- 2 Lamina propria mucosae
- 3 Lamina muscularis mucosae
- 4a Tunica muscularis, Stratum longitudinale
- 4b Tunica muscularis, Stratum circulare

- 5 Adventitia
- 6 Lymphgewebe
- 7 Gll. proventriculares spff.
- 8 Gll. proventriculares proff.

6.3 Muskelmagen

6.3.1 Anatomie

Der Ventriculus, Pars muscularis, Muskelmagen, schließt sich kaudal des Drüsenmagens an. Er liegt links im Eingeweidebauchfellsack, zwischen den Lagen des posthepatischen Septums und füllt fast den gesamten linken unteren Quadranten der Leibeshöhle aus. Mit seinem kranialen und ventralen Anteil liegt er der Facies visceralis des linken und rechten Leberlappens auf und verursacht dort deutliche Impressionen. Kaudal der Leber liegt er der ventralen Bauchwand direkt an. Der linsenförmige Muskelmagen wird eingeteilt in einen Corpus gastris, Magenkörper, zwei Facies tendinae, sehnig überzogene Seitenflächen sowie einen Saccus cranialis und einen Saccus caudalis, kranialer und kaudaler Blindsack, welche durch die schwachen Nebennuskeln gebildet werden: der Saccus cranialis durch den M. tenuis craniodorsalis, der Saccus caudalis durch den M. tenuis caudoventralis. Die Grundlage der starken ventralen und dorsalen Hauptmuskulatur des Muskelmagens bildet der M. crassus caudodorsalis bzw. der M. crassus cranioventralis. Ursprung dieser beiden Muskelpakete ist beiderseits das Centrum tendineum. Von kranial mündet in den Saccus cranialis der Oesophagus ein. Dicht rechts davon, an der Grenze des Saccus cranialis zum eigentlichen Lumen des Magens, liegt der Pylorus mit dem Ostium ventriculopyloricum. Der Saccus caudalis endet blind. Der zwischen den Blindsäcken gelegene Körper des Muskelmagens besitzt eine in Längsrillen und –furchen gelegte Schleimhaut. Im kranialen und kaudalen Blindsackbereich ändern die Furchen ihre Richtung, sie verlaufen dann nicht mehr längs sondern quer. Das Magenlumen ist auf seiner Oberfläche von der Cuticula gastrica, einer derben, grünlich-gelben Schicht ausgekleidet (Abb.34-36, S. 70, 71). Unterschiede zwischen den beiden Spezies konnten nicht gefunden werden.

6.3.2 Histologie

Bei beiden Spezies ist das einschichtige, hochprismatische Epithel des Muskelmagens mit der keratinähnlichen Cuticula gastris, einer hornartigen Schicht aus säulen- und streifenartig erstarrtem Sekret bedeckt (Abb. 45-48, S. 76). Die Lamina propria mucosae ist aus dichtem Bindegewebe aufgebaut und enthält mit isoprismatischem Epithel ausgekleidete Drüsen. Diese sind mit eosinophilem, durchscheinenden Sekret gefüllt. Die Lamina muscularis mucosae fehlt. Die aus dichtem Bindegewebe aufgebaute Tela submucosa ist dick, es befinden sich zahlreiche Blutgefäße und Nervenfasern sowohl zwischen Submucosa und Lamina propria mucosae als auch zwischen Submucosa und der Tunica muscularis eingebettet. Die mächtige Lamina muscularis externa ist aus dicken, parallel angeordneten glatten Muskelzellbündeln aufgebaut. Der Muskelmagen wird von einer dünnen

Bindegewebsschicht umhüllt. Dort befinden sich Blutgefäße und Nervenfasern. Es schließt sich das Peritoneum an.



Abb. 45 Muskelmagen, HP, 20W
H/E, LM x 40

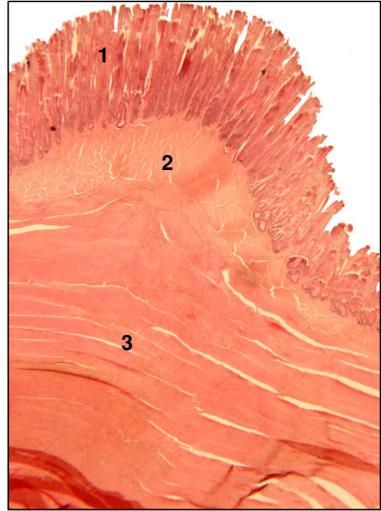


Abb. 46 Muskelmagen, WP, 24W
H/E, LM x 40

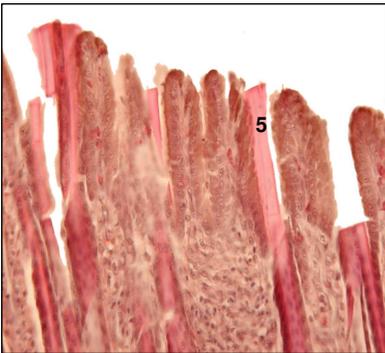


Abb. 47 Muskelmagen, HP, 20W
H/E, LM x 100

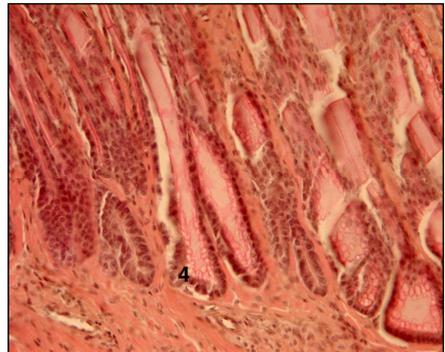


Abb. 48 Muskelmagen, WP, 24W
H/E, LM x 100

Abb. 45-48:

- 1 *Lamina epithelialis mucosae*
- 2 *Tela submucosa*
- 3 *Lamina muscularis ext.*

- 4 *Gill. ventriculares*
- 5 *Columnae verticales*

6.4 Morphometrie

Der Magen (Drüsenmagen, Pars Intermedia und Muskelmagen) der B.U.T. Big 6 Puten ist signifikant länger als der der Wildputen (Mann-Whitney-Test).

6.4.1 Drüsenmagen

Die erste Messung mit 4 Wochen fehlt bei den Wildputen. Die Magenlänge und –breite nimmt bei beiden Spezies bis zur 16. Lebenswoche konstant zu und erreicht ihren Höchstwert bei Hausputen mit 47,4 mm Länge und 24,6 mm Breite und bei Wildputen mit 35,4 mm Länge und 26,6 mm Breite. Danach nehmen die Maße wieder ab: die Hausputen um 4,4 mm in der Länge und um 3,4 mm in der Breite, die Wildputen mit 20 Wochen um 3,2 mm in der Länge und mit 24 Wochen nochmals um 0,6 mm. Die Breite des Drüsenmagens nimmt bei den Wildputen mit 20 Wochen ebenfalls wieder ab, zunächst um 4 mm, nehmen dann allerdings mit 24 Wochen wieder um 2,4 mm zu (Abb. 49, 50, Tab.15, S. 175).

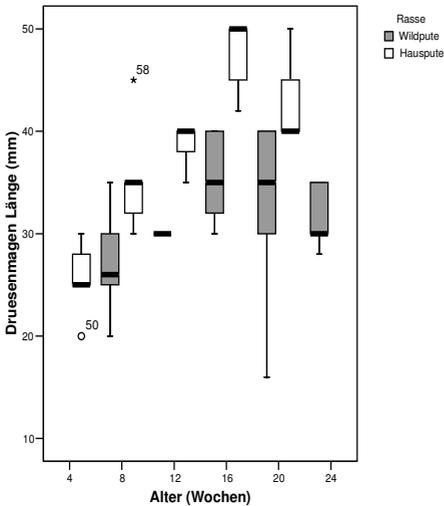


Abb. 49 Drüsenmagenlänge, Alter

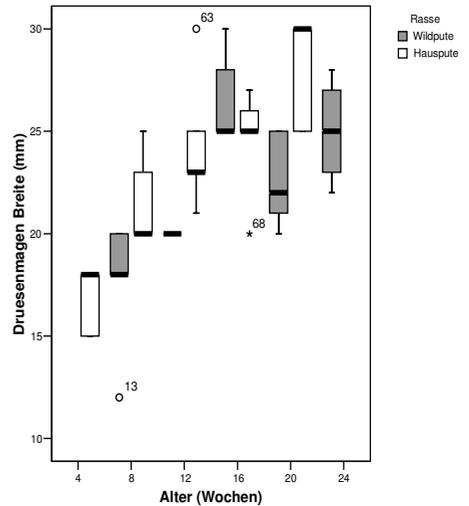


Abb. 50 Drüsenmagenbreite, Alter

6.4.2 Isthmus gastris

Die Hausputen erreichen insgesamt höhere Werte. Mit 20 Wochen misst die Länge 21 mm, die Breite 20 mm, bei den Wildputen hingegen nur 12,4 mm Länge bzw. 13,4 mm Breite. Das Verhältnis von Länge und Breite der Pars intermedia verhält sich bei den untersuchten Spezies unterschiedlich: bei den Wildputen ist diese Struktur durch alle gemessenen Altersstadien breiter als lang. Bei den Hausputen wechselt mit steigendem Alter das Längen-Breiten-Verhältnis: bis zum Alter von 12 Wochen ist die Pars intermedia der Hausputen breiter als lang, ab der 16. Woche ist sie länger als breit (Abb. 51, 52; Tab.16, S. 175).

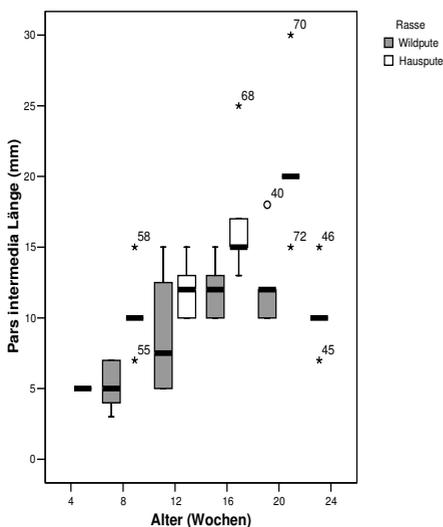


Abb. 51 Pars intermedia Länge, Alter

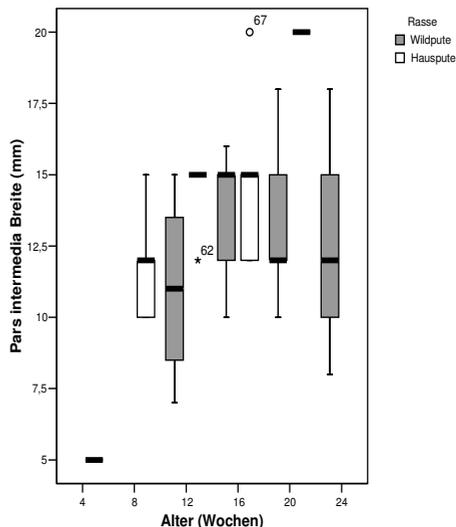


Abb. 52 Pars intermedia Breite, Alter

6.4.3 Muskelmagen

Ähnlich wie bei der Pars glandularis verhält es sich mit der Länge des Muskelmagens. Bei beiden Tierarten steigt sie zunächst an um dann im Alter von 20 Wochen wieder abzufallen. Ebenso sinkt die Breite bei den Hausputen. Bei den Wildputen steigt sie, nach Absinken in der 20. Woche, beim 24. Wochen-Termin wieder an (Abb. 53, 54, Tab. 17, S. 176).

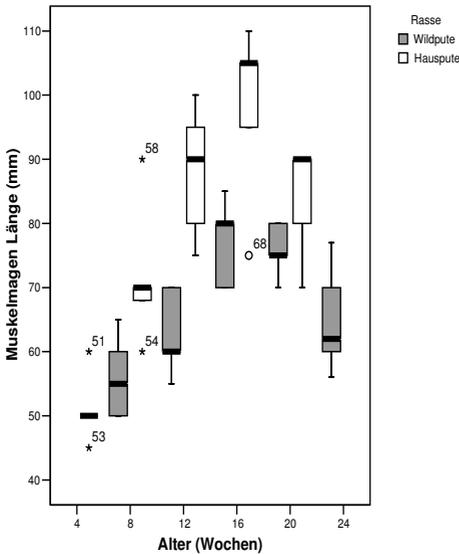


Abb. 53 Muskelmagen Länge, Alter

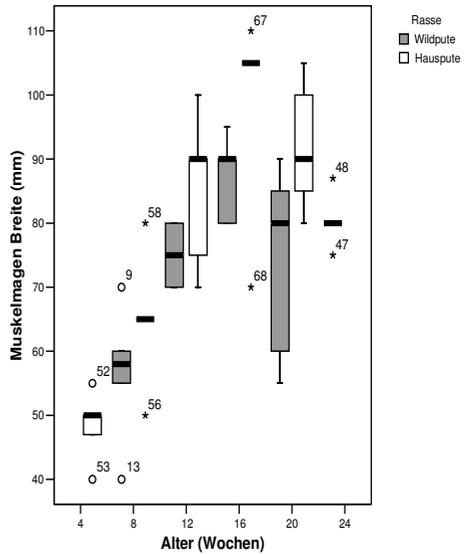


Abb. 54 Muskelmagen Breite, Alter

6.4.4 Musculus crassus, Musculus tenuis

Wie auch bei der Gesamtgröße der vermessenen Muskelmägen verhalten sich auch die Mittelwerte der Dicke dieses Muskels: sie wächst bei den Hausputen bis zur 16 Lebenswoche, bei den Wildputen bis zur 20. Woche an, um dann wieder abzufallen. Die Streuung der Werte ist bei der Vermessung des M. crassus des Muskelmagens bei beiden Spezies deutlich kleiner als beim M. tenuis (Abb. 55, 56; Tab.18, S. 176).

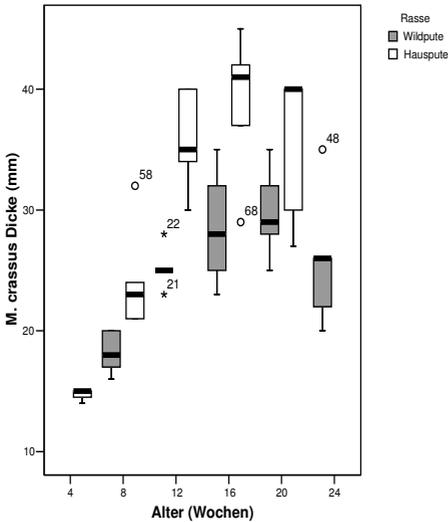


Abb. 55 Dicke M. crassus, Alter

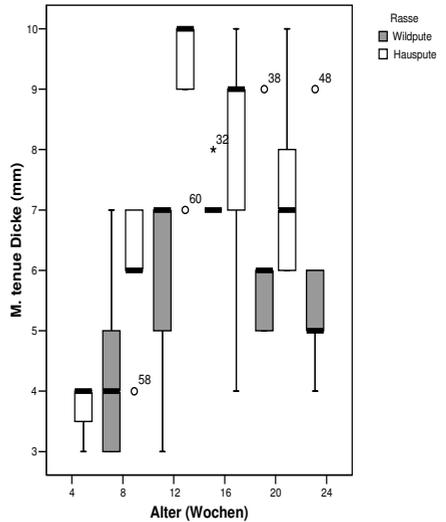


Abb. 56 Dicke M. tenuis, Alter

7 Darm Gesamtlänge

Die Hausputendärme nehmen schneller an Länge zu und sind insgesamt in allen Altersstufen länger als die der Wildputen (Abb. 57). Der Faktor, um welchen die Hausputendärme länger als die Wildputendärme sind wurde errechnet. Zunächst ist der Hausputendarm um den Faktor 1,27 länger, dann stagniert er: mit 12 und 16 Wochen ist der Faktor bei 1,4 gleich bleibend, danach steigt er auf 1,73 an. Vergleicht man die 24-Wochen-Gruppe mit den 20-Wochen alten, adulten Hausputen ergibt sich wiederum der Faktor um 1,4, um den der Hausputendarm länger als der Wildputendarm ist (Tab. 19, S. 177).

Die Gesamtlänge des Darmes korreliert mit der Körpermasse, bei den B.U.T. Big 6 eng ($r = 0,850$, $p < 0,001$), bei den Wildputen mittel ($r = 0,582$, $p < 0,01$)

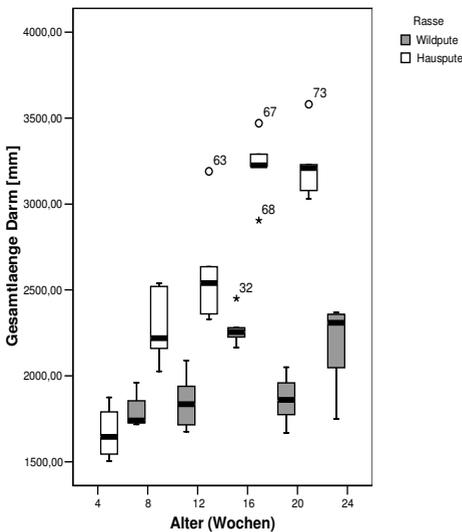


Abb. 57 Darm Gesamtlänge, Alter

8 Dünndarm

8.1 Anatomie

Das **Duodenum**, Zwölffingerdarm (siehe Entnahmestellen, Abb.2, S. 46), entspringt am Ostium pyloricum auf der rechten Seite des Muskelmagens im Bereich des Saccus cranialis. Es verläuft in einer U-förmigen Schleife. Zunächst zieht die Pars descendens duodeni, absteigender Schenkel, nach kaudoventral und legt sich der rechten Magenseite ventral und dem Lobus hepatis sinister dorsal an und bewirkt dort die Impressio duodenalis medialis. Dann bildet sie einen von links ventral über die Medianebene nach rechts dorsal gelegenen Bogen, um dort als Ansa duodeni umzuschlagen und folgend als Pars ascendens duodeni, aufsteigender Schenkel, von links ventral nach rechts dorsal parallel zur Pars descendens über die Medianebene zurückzulaufen. Am rechten Leberlappen verursacht die Pars ascendens schließlich die Impressio duodenalis lateralis. Zwischen diesen parallel verlaufenden Darmschlingen eingebettet liegt, durch die Ligg. pancreaticoduodenales verbunden, das Pankreas, Bauchspeicheldrüse. Seine beiden Ausführungsgänge münden zusammen mit den extrahepatischen Gallengängen auf Höhe des Pylorus in der Pars ascendens duodeni auf der Papilla duodeni (Abb. 58, 59). Die Pars ascendens duodeni zieht nach der Mündung der Gänge weiter nach kraniodorsal an den kranialen Rand des rechten Leberlappens, um dann in der Flexura duodenijejunalis ins sich anschließende Jejunioileum überzugehen.

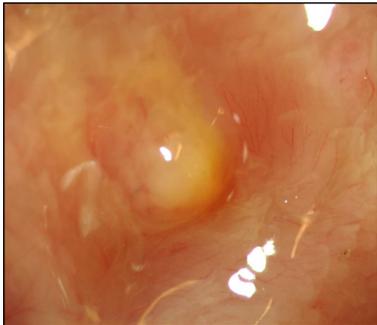


Abb. 58 Papilla duodeni, HP, 20W
Lupe x 20

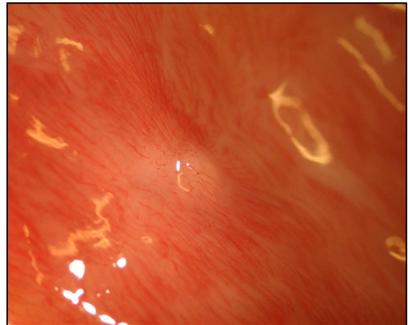


Abb. 59 Papilla duodeni, WP, 20W
Lupe x 20

Das sich dem Duodenum anschließende, aus Jejunum, Leerdarm, und Ileum, Hüft darm, zusammensetzende **Jejunioileum** zieht von rechts über die Medianebene auf die linke Körperseite. Es bildet fünf bis sechs Ansaе jejunales, dorsoventral angeordnete, sich überlappende Schleifen. Die ventralsten Schleifen reichen bis auf Höhe des Muskelmagens.

Am distalen Jejunum findet sich auf ca. der dritten Schleife in unregelmäßiger Höhe das Diverticulum vitellinum, Meckel-Divertikel, ein Rest des embryonalen Dottersackstiels. Alle hier untersuchten Haus- und Wildputen wiesen das Meckel-Divertikel in unterschiedlichen Ausprägungen auf (Abb. 60 A-D). Anfangs- und Endabschnitt des Ileum bzw. Jejunum beschreiben die Ansa supraduodenalis. Das Ileum ist von den Caeca begleitet und durch die Ligg. iliocaecalia beiderseits mit ihnen verbunden. Es zieht zunächst nach rechts um sich dann nach kranial zwischen Duodenum und Jejunalschlingen zu schmiegen. Auf Höhe der Mündungsstellen der Gallen- und Pancreasausführungsgänge ins Duodenum wendet sich das Ileum nach links und verläuft dorsal des Isthmus gastris auf die linke Körperseite. Dort befindet sich das Ostium iliocaecale, an welchem kaudodorsal das rechte Caecum und kranioventral das linke Caecum entspringt.



Hauspute, 8 Wochen



Wildpute, 8 Wochen



Hauspute, 20 Wochen



Wildpute, 20 Wochen

Abb. 60 A-D Diverticulum vitellinum

8.2 Histologie

Die Därme der untersuchten Puten folgen dem Grundaufbau des Dünndarms mit den Schichten:

Tunica mucosa

Lamina epithelialis

Lamina propria mucosae

Lamina muscularis mucosae

Tela submucosa

Tunica muscularis

Stratum circulare

Stratum longitudinale

Tunica serosa / Adventitia

Im Duodenum bildet die Tunica mucosa viele fingerförmige, teilweise verzweigt und auch blattförmige Zotten aus (Abb. 62, S. 85). Die dünne Lamina muscularis mucosae liegt als Muskelschicht mit longitudinal und zirkulär gerichteten Fasern vor, einige Muskelfasern ziehen lumenwärts bis in die bindegewebige Basis der ausgebildeten Villi. Die bindegewebige Lamina propria mucosae ist von einem einschichtigen, hochprismatischen Epithel bedeckt (Abb. 65 A,B; S. 86). Schleimsezernierende Becherzellen sind unregelmäßig ins Epithel eingestreut, sie finden sich vermehrt in den Krypten. Am Fuße der Zotten liegen gut ausgebildete Lieberkühnsche Krypten (Abb. 61, 63, S. 85). Diese kurzen, tubulären Drüsen liegen zwischen den Zottenbasen und der Lamina muscularis mucosae. Sie werden von Becherzellen und unreifen Epithelzellen gebildet. Die sich teilenden Zellen liegen in der Proliferationszone in den unteren zwei Dritteln der Krypten, vereinzelt auch an höheren Abschnitten der Zotten (Abb. 68A, S. 87). Teilweise sind noduläre aber auch diffus verteilte Lymphareale zu sehen (Abb. 66, 67, S. 87). Die unter der Schleimhaut liegende Lamina submucosa ist nur sehr schwach ausgebildet. Die Lamina muscularis externa besteht aus einer gut ausgeprägten, dicken longitudinalen Schicht und einer schwächeren zirkulären Schicht. In der Tela submucosa und zwischen den beiden Laminae der Tunica muscularis befindet sich Bindegewebe, in das große Blutgefäße und die gut ausgebildeten Nervenplexus (submucosus und myentericus) eingelagert sind. Außen herum schließt sich das Peritoneum an (Abb. 64, S. 86).

Bei beiden Spezies nimmt mit steigendem Alter der Durchmesser des Darmrohres zu, die Zotten werden länger. Bei den Wildputen dominieren v.a. bei den 4 und 8 Wochen alten Tieren in der Übersicht die Krypten. Die Zahl der Becherzellen im Duodenum ist bei den 4 Wochen alten Hausputen höher als bei den gleichaltrigen Wildputen. Im Altersverlauf scheint

sich die Anzahl der Zellen bei beiden Spezies in etwa anzupassen. Die Anzahl der Becherzellen in Dünndarm scheint sich bei beiden Spezies vom Duodenum zum Jejunioileum zu vergrößern. Die Lymphocyten sind bei den 4 Wochen alten Haus- und Wildputen in Duodenum und Jejunioileum diffus verteilt. Ab den 8-Wochen-Terminen formieren sich die Lymphocyten bei den Hausputen langsam zu Haufen mit nodulären Ansammlungen, diese runden Strukturen von Lympharealen sind von Bindegewebe umgeben (Abb. 66, 67, S. 87). Bei den Wildputen passiert dies mit 12 Wochen, wobei im Altersgang stets die diffuseren Ansammlungen, ohne bindegewebige Abgrenzung, als die noduläre Form dominiert. Es lassen sich histologisch keine weiteren Unterschiede zwischen den Spezies erkennen.



Abb. 61 Duodenum Krypten
HP, 4W, H/E, LM x 250

Abb. 61

- 1 *Lamina epithelialis mucosae*
- 2 *Lamina propria mucosae*
- 3 *Tela submucosa*
- 4 *Tunica muscularis, Stratum circulare*

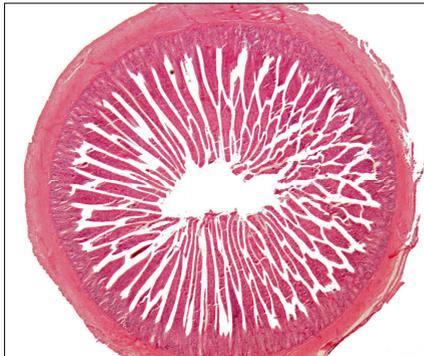


Abb. 62 Duodenum Übersicht
WP, 12W, H/E, LM x 10



Abb. 63 Duodenum Krypten
WP, 12W, H/E, LM x 250

Abb. 64, 66 (S. 87)

- 1 *Lamina epithelialis mucosae*
- 2 *Lamina propria mucosae*
- 3 *Lamina muscularis mucosae*
- 4 *Tela submucosa*
- 5a *Tunica muscularis, Stratum circulare*
- 5b *Tunica muscularis, Stratum longitudinale*
- 6 *Tunica serosa*

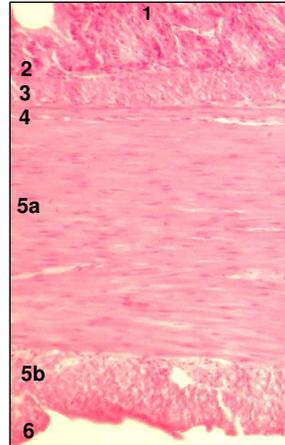


Abb. 64 Jejunum Wandaufbau
WP, 20W, H/E, LM x 250

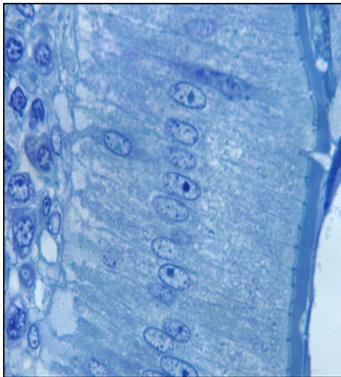


Abb. 65A Duodenum Enterocyten
HP, 8W Semidünnschnitt
LM x 1000

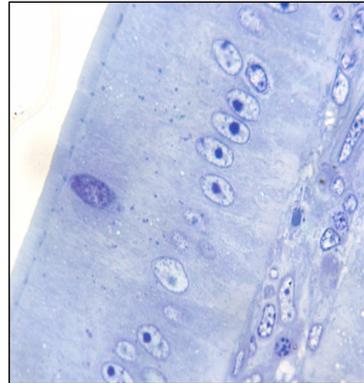


Abb. 65B Duodenum Enterocyten
WP, 8W, Semidünnschnitt
LM x 1000

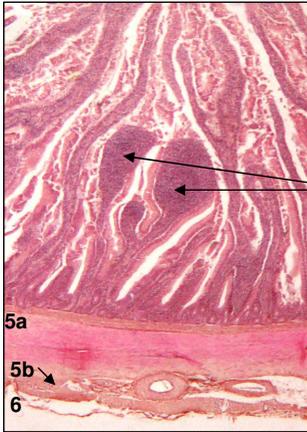


Abb. 66 Duodenum, HP, 12W
H/E, LM x 25

Lymphocyten

Bindegewebe

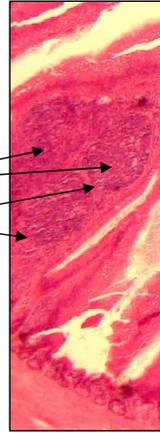


Abb. 67 Duodenum, WP, 16W
H/E, LM x 100

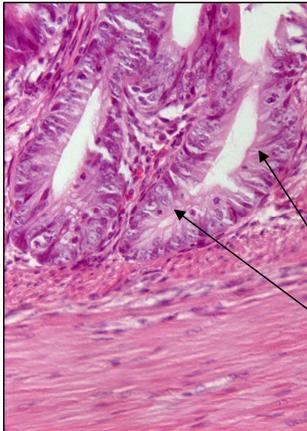


Abb. 68A Jejunoleumkrypte
HP, 4W, H/E, LM x 400

Enterocyten
Becherzellen

Enterocyten

Becherzellen

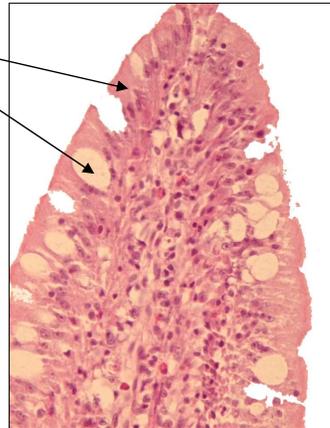


Abb. 68B Jejunoleumzotte
WP, 20W, H/E, LM x 400

8.3 Morphometrie

8.3.1 Länge des Dünndarmes

Die Hausputen haben in allen Altersstadien einen längeren Dünndarm als die Wildputen. Auch die einzelnen Abschnitte, Duodenum und Jejunioileum separat gemessen, zeigen diese Eigenschaft. Das Duodenum ist bei allen vermessenen Tieren kürzer als das Jejunioileum (Tab. 21-23, S. 178-179). Die Wildputen haben aber ein prozentual zur Gesamtdünndarmlänge längeres Duodenum als die Hausputen. Dies kommt v.a. bis 8 Wochen mit 20 bzw. 19 % mit 17 bzw. 14 % zur Geltung. Diese Eigenschaft bleibt im gesamten Altersverlauf bestehen (Tab. 20, S. 177).

Bei den Hausputen kann man einen stetigen Anstieg der Länge des Duodenum mit dem Alter erkennen: von 290 mm \pm 12,25 mit 8 Wochen auf 410 mm \pm 10,00 mit 20 Wochen, während das Duodenum der Wildputen auf einer Länge von ca. 250 mm während des Altersverlaufes verbleibt (Abb. 69, S. 89). Vergleichbare Ergebnisse wurden beim Jejunioileum gemessen: das Jejunioileum der Hausputen nimmt über den Altersverlauf deutlich an Länge zu, während das der Wildputen eher konstant bleibt (Abb. 71, S. 89).

Bezieht man die Länge des Duodenums sowie des Jejunioileums auf das Körpergewicht, wird deutlich, dass die Duodenum- und die Jejunioileumlänge der Hausputen eng mit der steigenden Körpermasse korreliert (Duodenum $r = 0,917$, $p = 0,000$, Jejunioileum $r = 0,800$, $p = 0,000$), während die Wildputen keine signifikante Abhängigkeit zeigen (Abb. 70, 72, S. 89).

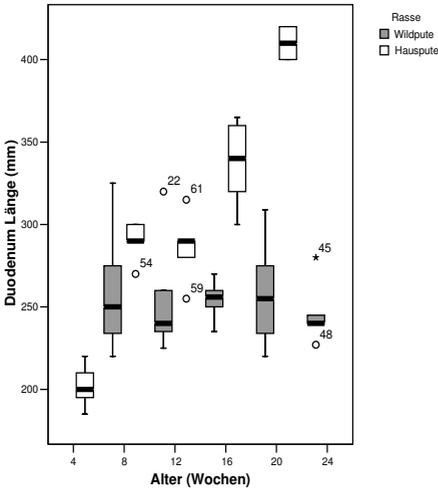


Abb. 69 Duodenumlänge, Alter

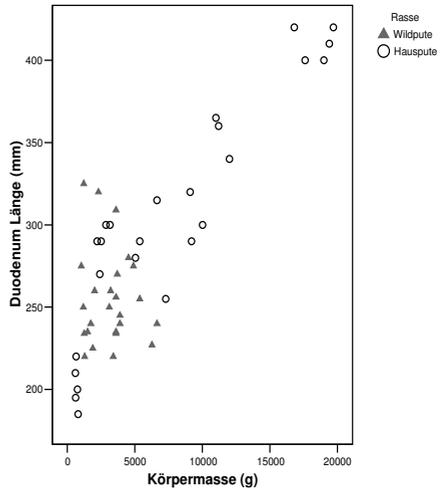


Abb. 70 Duodenumlänge, KM

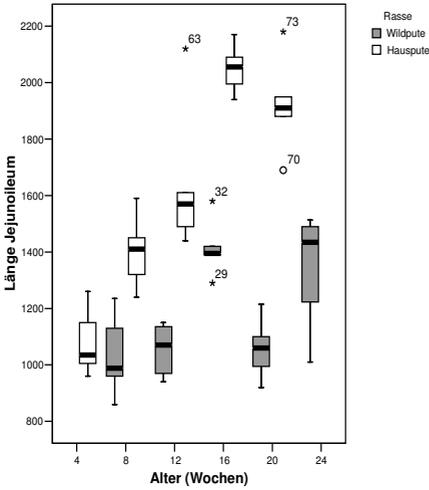


Abb. 71 Jejunioileumlänge, Alter

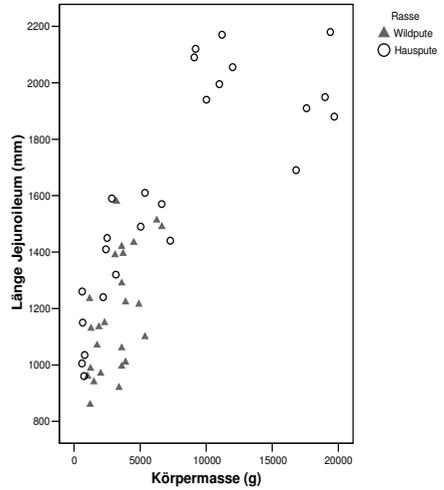


Abb. 72 Jejunioileumlänge, KM

8.3.2 Zottenlänge

Im Duodenum befinden sich die längsten Zotten des Darmes der Pute (Tab. 24, 25, 38, 39, 51; ab S. 179). Die Hausputen haben grundsätzlich längere Duodenalzotten als die Wildputen (Tab. 24, S. 179; Abb. 73). Die Duodenalzottenlänge hat bei beiden Spezies einen annähernd exponentiellen Verlauf. Im Alter von 4 Wochen haben die Hausputen mit 1,7 mm fast doppelt so lange Zotten als die Wildputen mit 0,9 mm. Die Hausputen weisen mit 20 Wochen 2,3 mm, die Wildputen mit 24 Wochen 1,9 mm auf. Am Quotient der Zottenlängen von Haus- und Wildpute kann man erkennen, dass sich die Zottenlängen beider Arten mit steigendem Alter und Körpergewicht aneinander annähern (Tab. 24). Ähnlich verhält es sich im Jejunioleum (Tab. 25, S. 180 Abb. 75). Im Altersverlauf der beiden Darmabschnitte zeigen die Hausputen mit 8 Wochen im Duodenum einen hohen Wert, während im das Jejunioleum einen absackenden Wert aufweist. Die Wildputen weisen eher konstant wachsende Zotten in beiden Darmabschnitten auf.

Die Duodenalzottenlänge korreliert bei Haus- ($r = 0,611$, $p < 0,009$) und Wildputen ($r = 0,694$, $p = 0,000$) mittel mit der Körpermasse und mit der Länge des Duodenum bei den Hausputen mittel ($r = 0,696$, $p < 0,002$), bei den Wildputen schwach ($r = 0,366$, $p < 0,103$) (Abb. 74).

Die Jejuniolealzottenlänge korreliert bei Haus- ($r = 0,686$, $p < 0,002$) und Wildputen ($r = 0,654$, $p = 0,000$) mittel mit der Körpermasse und mit der Länge des Jejunioleums bei den Hausputen mittel ($r = 0,696$, $p < 0,002$), bei den Wildputen gibt es keine Korrelation (Abb. 76, S. 91).

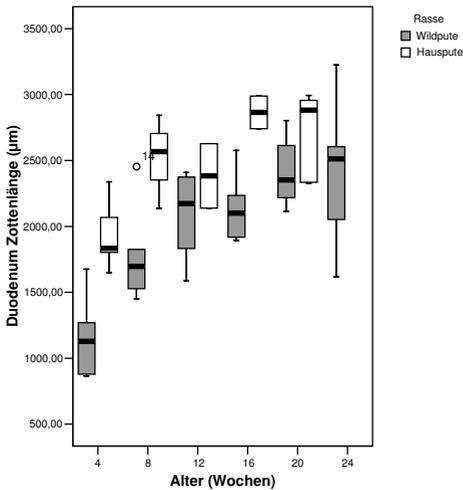


Abb. 73 Duodenum Zottenlänge, Alter

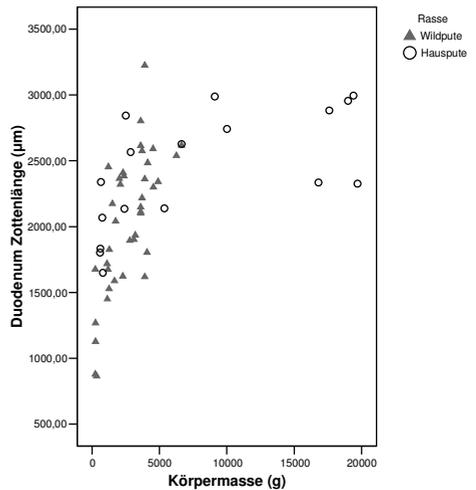


Abb. 74 Duodenum Zottenlänge, KM

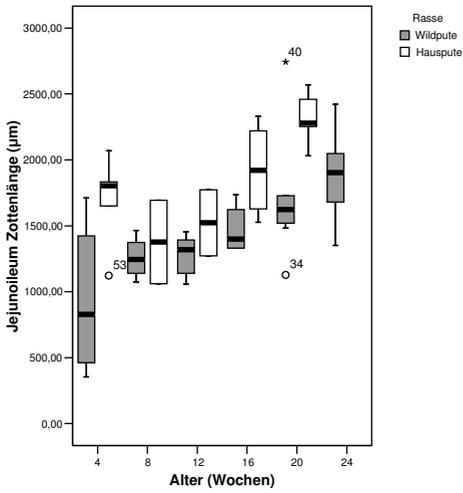


Abb. 75 Jejunioleum Zottenlänge, Alter

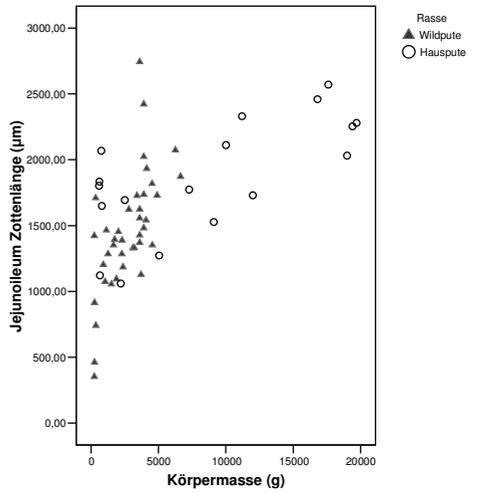


Abb. 76 Jejunioleum Zottenlänge, KM

8.3.3 Kryptentiefe

Vergleicht man die Tiefe der Duodenal- und Jejuniolealkrypten, differieren die Werte bis zum 16 Wochen Termin, zeigen dann aber nur noch geringe Unterschiede der Kryptentiefe in beiden Putenarten und Altersstadien (Tab. 26, 27, 40, 41, 52; ab S. 180).

Bei den Duodenalkrypten weisen die Wildputen mit 4 und 8 Wochen doppelt so tiefe Krypten als die Hausputen auf. Mit 12 Wochen gleichen sich die Werte an. Im Jejunioleum weisen die Wildputen wie auch im Duodenum anfangs tiefere Krypten als die Hausputen auf. Im Alter von 16 Wochen sind auch hier die Werte ähnlich (Abb. 19, 20; Tab. 26, 27; S. 180, 181). Die Duodenumlänge korreliert nicht mit der Kryptentiefe. Die Duodenumkryptentiefe und die Jejunioleumkryptentiefe der Wildputen korreliert negativ mittel mit der Körpermasse (Duodenum $r = -0,502$, $p < 0,001$, Jejunioleum $r = -0,467$, $p < 0,003$), das bedeutet, dass je länger die Zotten sind, desto kürzer sind die Krypten.

Bei den Hausputen korrelieren die Kryptentiefen nicht mit der Körpermasse (Abb. 78, 80; S. 93).

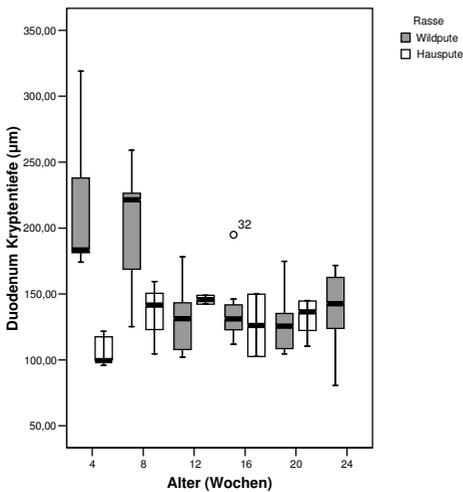


Abb. 77 Duodenum Kryptentiefe, Alter

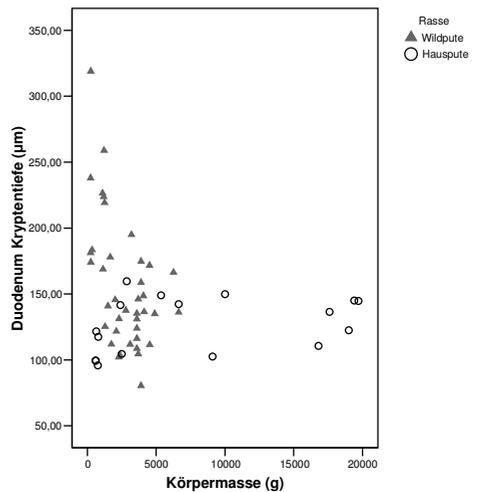


Abb. 78 Duodenum Kryptentiefe, KM

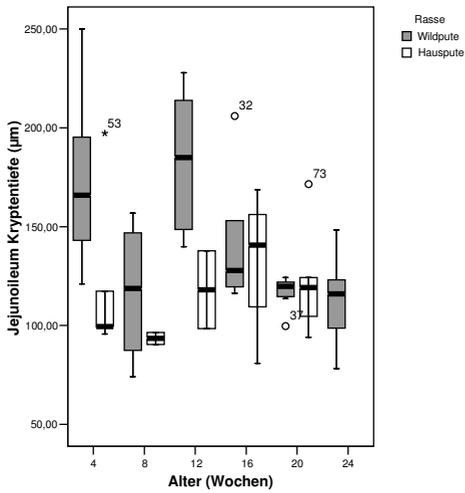


Abb. 79 Jejunioleum Kryptentiefe, Alter

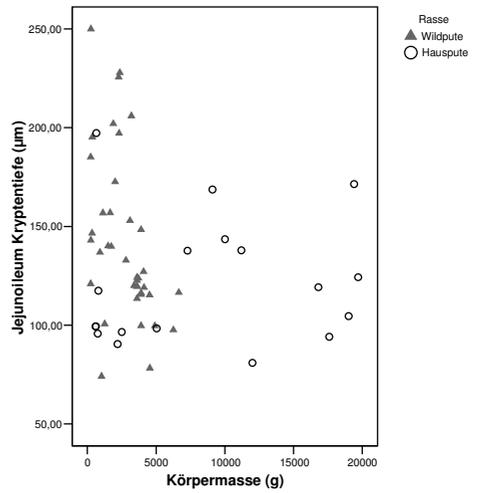


Abb. 80 Jejunioleum Kryptentiefe, KM

8.3.4 Korrelation Zottenlänge / Kryptentiefe

Bei den Wildputen korreliert die Zottenlänge mit der Kryptentiefe im Duodenum negativ ($r = -0,556$, $p < 0,001$), bei den Hausputen gibt es keine Korrelation dieser Parameter. Ein ähnliches Ergebnis zeigen die Werte des Jejunum: bei den Wildputen konnte eine negative Korrelation errechnet werden ($r = -0,346$, $p = 0,000$). Eine Korrelation zwischen Zottenlänge und Kryptentiefe im Jejunum konnte bei den Hausputen nicht nachgewiesen werden (Abb. 81, 82).

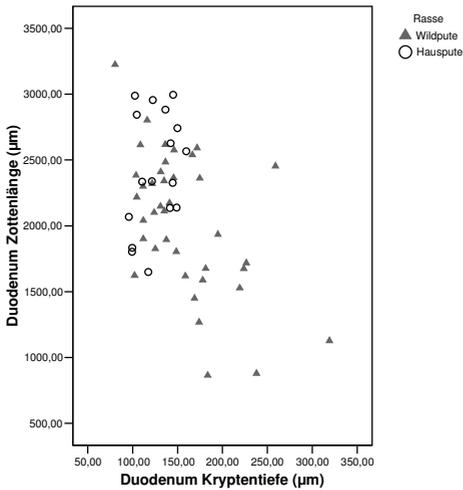


Abb. 81 Duodenum Zottenlänge, Kryptentiefe

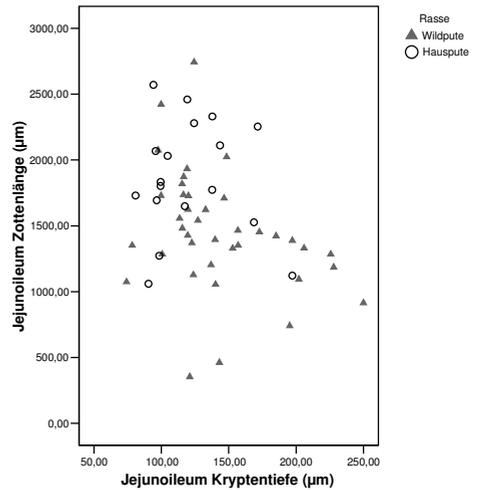


Abb. 82 Jejunoleum Zottenlänge, Kryptentiefe

8.3.5 Zotten-Krypten-Verhältnis

Der Parameter „Zotten / Kryptenverhältnis“ ergibt sich aus dem Quotienten der Länge der Zotten und der Tiefe der Krypten. Er gibt an, um wie viel sich die Darmoberfläche durch die Zotten im Vergleich zu den Krypten vergrößert. Der Faktor ist umso höher, je länger die Zotten bzw. je kürzer die Krypten sind.

Die Hausputen bilden in den ersten 8 Lebenswochen eine deutlich größere Duodenaloberfläche durch Zottenbildung aus, als die Wildputen ausbilden. Ebenso ist dies im Jejunioileum zu beobachten. Besonders deutlich zeigen das die 4-Wochen Messungen (Tab. 28, 29; S. 181, 182).

8.3.6 Vergrößerungsfaktor durch Zotten

Duodenum

Die Haus- sowie die Wildputen bilden mit steigendem Alter mehr Oberfläche durch Zottenwachstum aus, der Vergrößerungsfaktor steigt im Altersverlauf an. Die Werte verhalten sich bis auf den 8-Wochen-Termin, an dem die Wildputen einen deutlich höheren Wert aufweisen, ähnlich. Bei beiden Spezies ist mit 12 Wochen ein niedrigerer Wert als mit 8 Wochen zu beobachten (Tab. 30, S. 182).

Jejunioileum

Zu Beginn weisen die Hausputen einen 1,3 fach höheren Vergrößerungsfaktor auf als die Wildputen. Im Vergleich zu den Wildputen ist der Zuwachs der Vergrößerung des 8 Wochen-Termins eher gering. Mit 12 und 16 Wochen zeigen die Hausputen eine gleichmäßige Wachstumstendenz, der höchste Wert wird mit 20 Wochen erreicht. Die Wildputen erreichen den höchsten Wert ebenfalls ausgewachsen mit 24 Wochen. Die Vergrößerung der Darmoberfläche durch Zotten ist somit bei den adulten Wildputen in etwa gleich der adulten Hausputen (Tab. 31; S. 183).

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass der Vergrößerungsfaktor durch Zotten bei den jungen Haus- und Wildputen nahezu gleich groß ist, er differiert im Altersgang jedoch stark. Im **Duodenum** der Hausputen ist mit 16 Wochen ein deutlicher Wachstumsschub zu verzeichnen, im **Jejunioileum** wird eher im späteren Altersverlauf die Oberfläche durch Zotten vergrößert. Bei den Wildputen ist bei beiden Darmabschnitten ein Wachstumsschub mit 8 Wochen zu erkennen. Das Duodenum unterliegt dann nach Absinken mit 12 Wochen ab der 16. Woche keinen deutlichen Schwankungen mehr (Abb. 83, 84, S. 96).

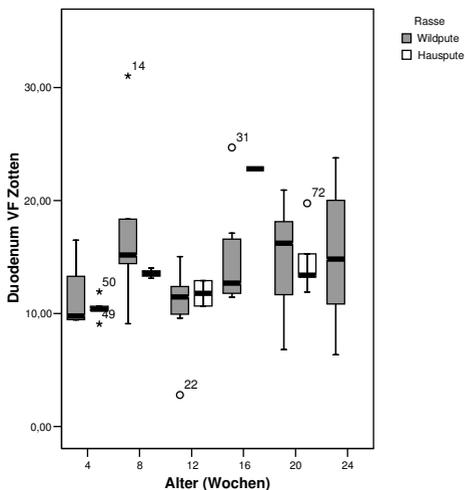


Abb. 83 Duodenum Vergrößerungsfaktor Zotten, Alter

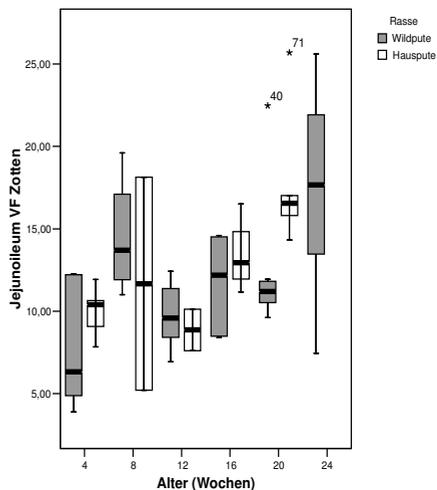


Abb. 84 Jejunioileum Vergrößerungsfaktor Zotten, Alter

8.3.7 Vergrößerungsfaktor durch Krypten

Duodenum

Die Wildputen bilden in allen Altersstufen deutlich mehr Oberfläche durch Krypten aus als die Hausputen. Am deutlichsten ist dies bei der 4-Wochen-Messung, die Fläche ist dort fast 3 x so groß als bei den Hausputen (Tab. 32, S. 183).

Jejunioileum

Auch in diesem Darmabschnitt zeigt sich, dass die Wildputen deutlich mehr Oberfläche durch Kryptenreichtum vergrößern. Die Fläche wächst bis zur 12. Lebenswoche stetig an, ist dann rückläufig, die Hausputen zeigen konstant über den Altersverlauf ähnliche Werte.

Zusammenfassend lässt sich über den Dünndarm aussagen, dass es sich bei der Vergrößerung durch Krypten anfänglich genau andersherum verhält als bei den Zotten: die Ausgangswerte mit 4 Wochen differieren stark: die Wildputen vergrößern in beiden Dünndarmabschnitten mehr Oberfläche durch Kryptenbildung als die Hausputen. Bei den Hausputen bleiben die Werte der beiden Darmabschnitte relativ konstant über den Altersverlauf. Die Werte der beiden Tierarten nähern sich mit 16 Wochen stark an und bleiben dann auch ähnlich (Abb. 85, 86; S. 97).

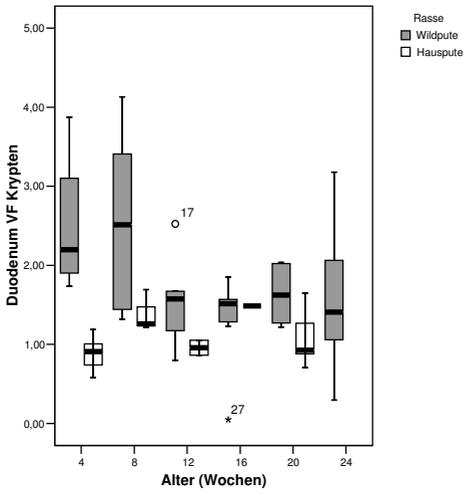


Abb. 85 Duodenum Vergrößerungsfaktor Krypten, Alter

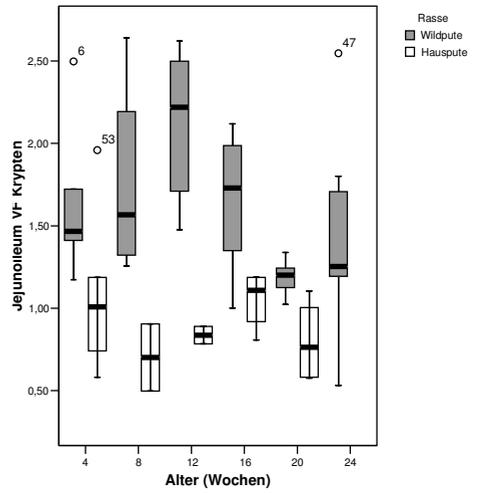


Abb. 86 Jejunioleum Vergrößerungsfaktor Krypten, Alter

8.3.8 Epithelhöhe

Im Duodenum sind die Epithelzellen bei den Wildputen mit Ausnahme der 4-wöchigen Versuchsgruppe etwas höher als bei den Hausputen. Es gibt keine nennenswerten Unterschiede. Bei beiden Tierarten sind die Duodenalepithelzellen aller Altersstadien höher als die Epithelzellen des Jejunioileum. Im Jejunioileum bleibt das Epithel beider Arten in allen Altersstadien von ähnlicher Höhe (Abb. 87, Tab. 34, 35; S. 184, 185).

Zusammenfassend lässt sich über den Dünndarm sagen, dass die Höhe der Enterocyten bei beiden Putenarten in allen Altersstadien ähnlich ist.

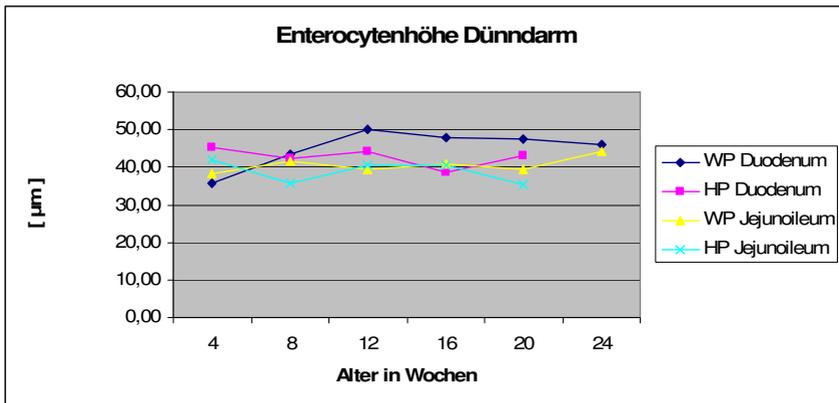


Abb. 87 Dünndarm Epithelhöhe im Altersverlauf

9 Dickdarm

Der Dickdarm, Intestinum crassum, besteht aus den paarigen Blinddärmen, Caeca, und dem kurzen Enddarm, Rectum.

9.1 Blinddärme

9.1.1 Anatomie

Beide Caeca, Blinddärme, entspringen auf der Grenze von Ileum zu Colorectum. Sie sind in drei Abschnitte, Basis caeci, Corpus caeci und Apex Caeci gegliedert. Die Blinddärme der untersuchten Tiere wiesen verschiedene Färbung auf: blassrosa mit durchschimmerndem, dunklen Inhalt, gelb-ockerfarben bis braun und dunkelgrün-hell meliert. Die Tiere dieser Untersuchung zeigten je nach Füllungsgrad unterschiedliche Farbgebungen. Je mehr der Darmabschnitt mit Ingesta gefüllt war, desto voluminöser und dunkler stellte er sich dar (Abb. 88-90, S. 100). Die Caeca sind mit dem Ileum durch die Ligg. iliocaecalia verbunden und laufen bogenförmig von links über die Medianebene auf die rechte Körperseite. Die schlanke Basis caeci zieht zunächst ein kurzes Stück nach kaudal auf die rechte Körperseite. Dann geht sie in das größerlumige, dünnwandige Corpus caeci über. Kaudal des Magens zieht das Corpus caeci wieder auf die linke Seite. Dort geht sie in die freie, links dorsal verlaufende Apex caeci über. Der Apex erreicht die seitliche Kloakengegend.

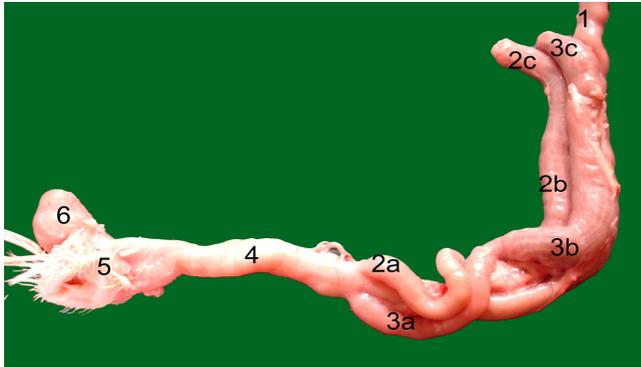


Abb. 88 Caeca, HP, 16W

Abb. 88-90

- 1 *Jejunioileum*
- 2 *linkes Caecum*
- 3 *rechtes Caecum*
- a *Basis caeci*
- b *Corpus caeci*
- c *Apex caeci*
- 4 *Colorectum*
- 5 *Kloake*
- 6 *Bursa fabricii*

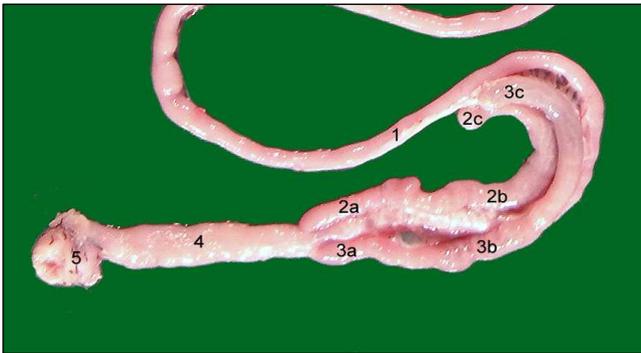


Abb. 89 Caeca, WP, 16W

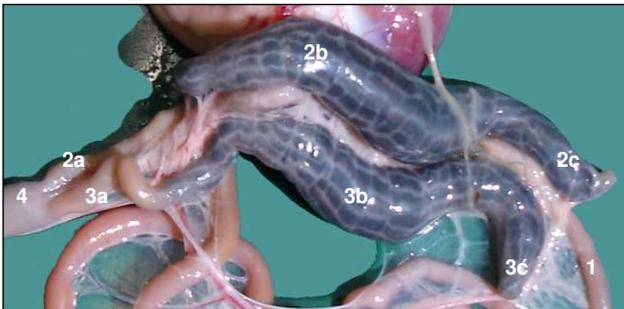


Abb. 90 Caeca, WP, 12W

9.1.2 Histologie

Der grundsätzliche Aufbau gleicht dem der Dünndarmabschnitte. Zotten und kurze Krypten sind ausgebildet. Die Zotten sind in der Basis fingerförmig (Abb. 91 E-H, S. 103), werden in der Apex breiter und kürzer, sowie blattartig ausgebildet (Abb. 91 A-D, S. 102). Viele Lymphocyten sind teils diffus, teils als follikelähnliche Strukturen eingelagert. Im Corpus caeci finden sich bei beiden Spezies bereits beim ersten Termin mit 4 Wochen deutlich mehr follikelartige sowie diffuse Lymphareale als im Dünndarm. Bei den B.U.T. Big 6 Puten scheint mit 12 Wochen ein Peak zu sein, bei den anderen Altersstadien ist das Vorkommen der Lymphareale bei den Hausputen ungefähr gleich hoch. Bei den Wildputen sind es insgesamt gesehen weniger Lymphareale, ein Peak scheint bei 20 Wochen zu sein (Abb. 123-130; S. 164-166). Im Apex caeci der Hausputen ist, wie auch im Corpus, viel Lymphgewebe eingelagert. Mit 4 Wochen ist dort weniger Lymphgewebe zu finden als im Corpus, die Menge der lymphatischen Einlagerungen steigt dann rasch an, bleibt in etwa mit 12 und 16 Wochen gleich, um dann mit 20 Wochen wieder etwas abzufallen. Bei den Wildputen ist hier ein deutlicher Unterschied zu den Hausputen festzustellen. Diese Spezies bildet weit weniger Lymphgewebe im Apex aus, als die B.U.T. Big 6. Erst mit 16 Wochen sind nennenswerte Areale zu sehen, mit 20 Wochen dann noch mehr, aber nicht annähernd so viele wie bei den Hausputen in diesem Abschnitt des Darmes (Abb. 131-135; S. 166-168). Die Hausputen bilden in Corpus und Apex noduläre, die Wildputen eher diffuse Areale aus. Becherzellen sind ins Epithel eingestreut. Es können bei den Spezies keine weiteren histologischen Unterschiede aufgezeigt werden.

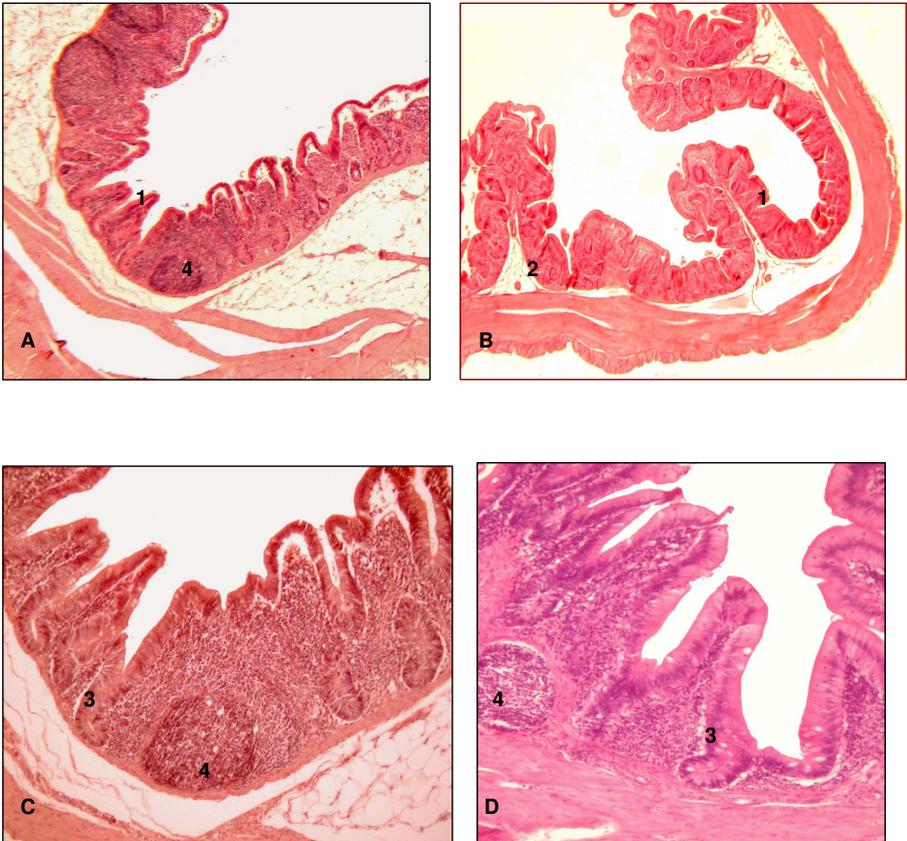
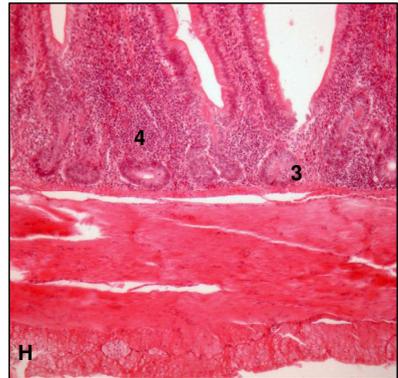
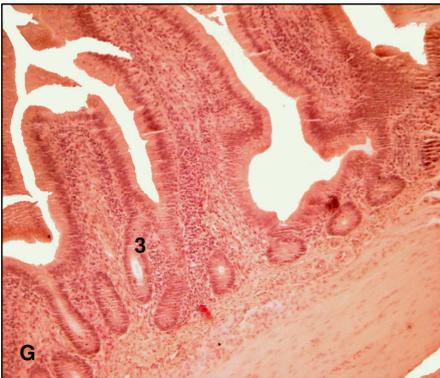
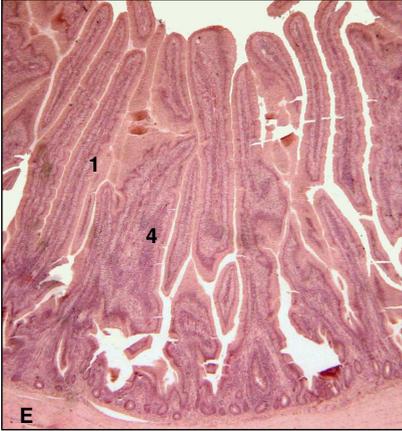


Abb. 91 A-H Caecum HP / WP

- A Apex caeci, Hauspute, 20 Wochen, H/E, LM x 25
- B Apex caeci, Wildpute, 20 Wochen, H/E, LM x 25
- C Apex caeci, Hauspute, 20 Wochen, H/E, LM x 100
- D Apex caeci, Wildpute, 20 Wochen, H/E, LM x 100

1 Zotte, 2 Schleimhautfalte, 3 Krypte, 4 Lymphgewebe



- E Corpus caeci, Hauspute, 20 Wochen, H/E, LM x 25
 F Corpus caeci, Wildpute, 20 Wochen, H/E, LM x 25
 G Corpus caeci, Hauspute, 20 Wochen, H/E, LM x 100
 H Corpus caeci, Wildpute, 20 Wochen, H/E, LM x 100

1 Zotte, 2 Schleimhautfalte, 3 Krypte, 4 Lymphgewebe

9.1.3 Morphometrie

9.1.3.1 Länge der Blinddärme

Beide Caeca sind mit ca. 157-405 mm bei den Hausputen grundsätzlich länger als bei den Wildputen mit ca. 200-240 mm. Bei den Hausputen kann man, wie auch bei Duodenum und Jejunioileum, einen konstanten Anstieg der Länge mit dem Alter messen. Bei den Hausputen ist das linke Caecum stets etwas länger als das rechte. Eine Ausnahme bildet der 16 Wochen Termin, an dem das linke caecum etwas kürzer als das rechte ist. Bei den Wildputen ist es umgekehrt, dort ist eher das rechte Caecum etwas länger als das linke (Abb. 92, 93; Tab. 36, 37, S. 185,186). Die Länge der Caeca zeigt eine mittlere Korrelation mit der Körpermasse der Hausputen: links (Pearson $r = 0,749$, $p < 0,001$), rechts (Pearson $r = 0,794$, $p < 0,01$).

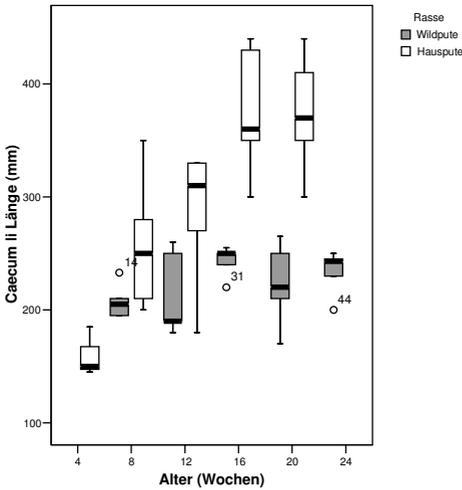


Abb. 92 Caecumlänge li., Alter

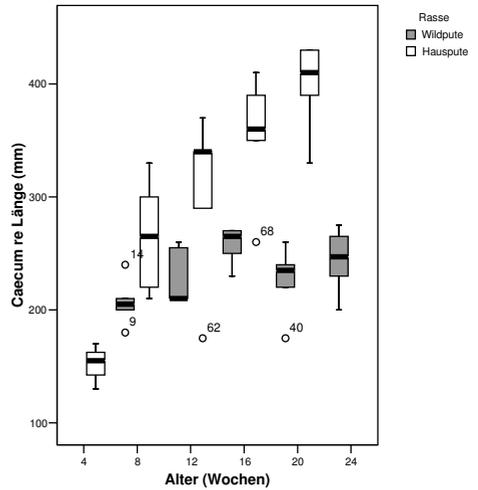


Abb. 93 Caecumlänge re., Alter

9.1.3.2 Zottenlänge

Im Corpus caeci haben die Hausputen in allen Altersstadien längere Zotten als die Wildputen. Mit 4 und 8 Wochen sind sie etwa doppelt so lang. Im Apex caeci sind die Zotten bei beiden Spezies deutlich kürzer und in etwa ähnlich lang. Die Zottenlänge im Corpus caeci nimmt bei beiden Spezies mit dem Alter zu. Die Hausputen erreichen mit 20 Wochen im Corpus caeci 1,7 mm, die Wildputen mit 20 und 24 Wochen 1,2 mm (Abb. 94, 95; Tab. 38, 39; S. 186, 187).

Die Zottenlänge im Corpus korreliert bei beiden Spezies stark mit der Körpermasse (Hausputen Pearson $r = 0,789$; Wildputen Pearson $r = 0,771$, $p < 0,001$).

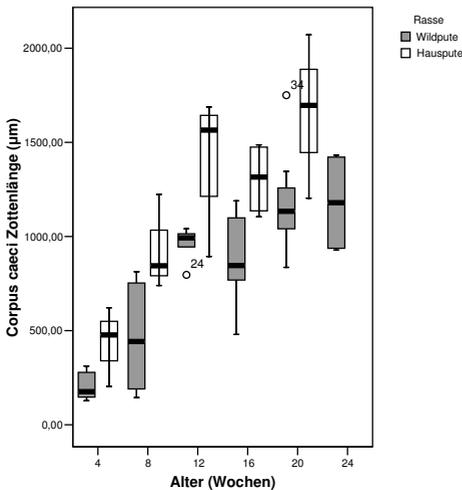


Abb. 94 Corpus caeci Zottenlänge, Alter

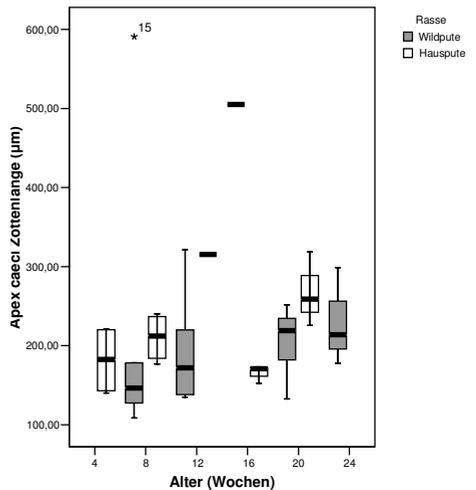


Abb. 95 Apex caeci Zottenlänge, Alter

9.1.3.3 Kryptentiefe

Die Kryptentiefen mit durchschnittlich 134,47 µm (Hausputen) und 151,1 µm (Wildputen) sind in Corpus und Apex caeci ähnlich und unterliegen im Altersgang nur geringen Schwankungen (Abb. 96, 97, S. 106; Tab. 41, 42, S. 188). Grund für den Ausreißer bei den Wildputen (16 Wochen) ist, dass nur ein Mittelwert eines Tieres vorliegt.

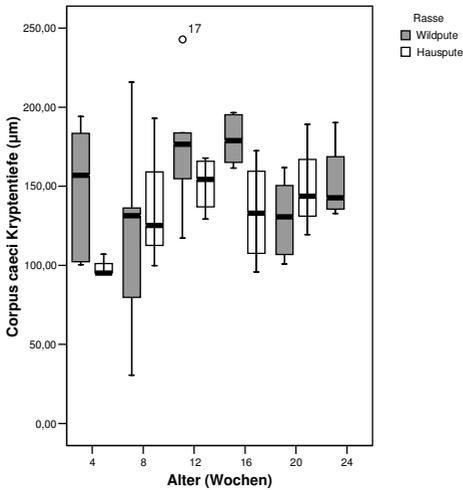


Abb. 96 Corpus caeci Kryptentiefe, Alter

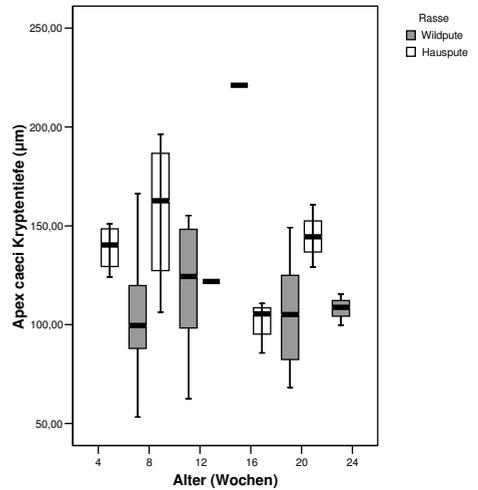


Abb. 97 Apex caeci Kryptentiefe, Alter

9.1.3.4 Korrelation Zottenlänge / Kryptentiefe

Im Corpus caeci korreliert die Zottenlänge mit der Kryptentiefe bei den Hausputen negativ ($r = -0,613$, $p < 0,001$). Bei den Wildputen gibt es keine Korrelationen.

9.1.3.5 Zotten-Krypten-Verhältnis

Im Corpus caeci vergrößern die Hausputen deutlich mehr Oberfläche durch Zottenbildung als die Wildputen. Mit 4 Wochen um den Faktor 3, im weiteren Verlauf um den Faktor 2 (Tab. 42, S. 188). In der Apex caeci vergrößern beide Spezies über den gesamten Verlauf der Messungen die Oberfläche nicht nennenswert vermehrt durch Zottenbildung. Krypten und Zotten sind ausgeglichen (Tab. 43, S. 189)

9.1.3.6 Vergrößerungsfaktor durch Zotten

Im Corpus caeci steigt der Vergrößerungsfaktor durch Zotten sowohl bei den Haus- als auch bei den Wildputen mit dem Alter auf etwa 7 an. Bei den Hausputen springt der Wert im Alter von 4 auf 8 Wochen um fast das Doppelte. Die Wildputen haben mit 4 Wochen einen deutlich höheren Wert als die Hausputen, nähern sich dann über den Altersverlauf an (Abb. 98, 99; Tab. 44, S. 189).

In der Apex caeci beträgt der Vergrößerungsfaktor durch Zotten bei beiden Spezies etwa 2. Eine Regelmäßigkeit ist bei keiner der beiden Spezies ersichtlich. Einen sehr hohen Wert erreicht die Gruppe der Hausputen mit 20 Wochen (Tab. 45, S. 190).

Im Corpus caeci korreliert der Vergrößerungsfaktor durch Zotten bei beiden Spezies mittel mit der Körpermasse (Hauspute: $r = 0,584$; $p < 0,005$; Wildpute: $r = 0,560$, $p < 0,001$). Im Apex caeci korreliert nur bei den Hausputen der Vergrößerungsfaktor durch Zotten mittel mit der Körpermasse ($r = 0,584$; $p < 0,005$). Zur Caecumlänge korreliert der Vergrößerungsfaktor durch Zotten weder im Corpus noch im Apex der Spezies.

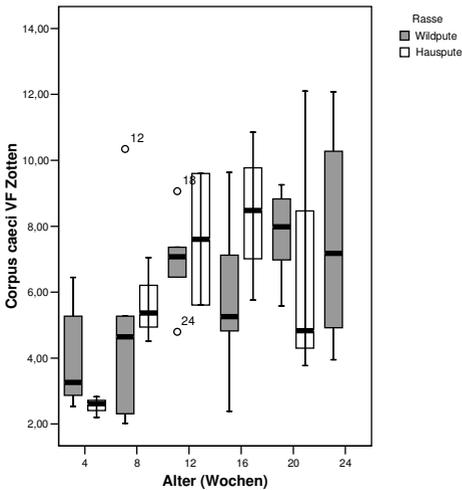


Abb. 98 Corpus caeci Vergrößerungsfaktor Zotten, Alter

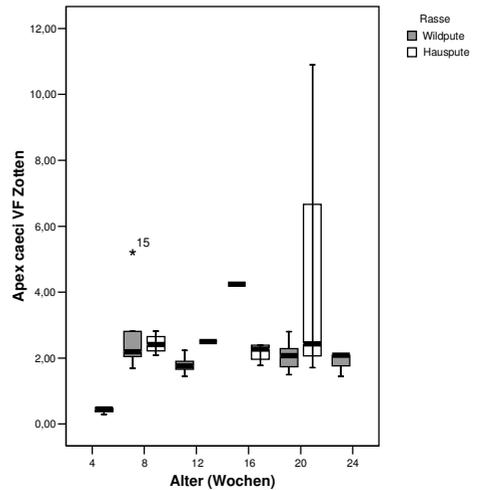


Abb. 99 Apex caeci Vergrößerungsfaktor Zotten, Alter

9.1.3.7 Vergrößerungsfaktor durch Krypten

Der Vergrößerungsfaktor durch Krypten liegt im Corpus caeci der Hausputen im Altersgang bei 1. Bei den Wildputen ist er zu Beginn fast doppelt so groß (4 Wochen), fällt dann aber ebenfalls auf ca. 1 (20 Wochen) ab (Abb. 100, Tab. 46, S. 190).

In der Apex caeci ist der Vergrößerungsfaktor bei den Hausputen ca. doppelt so groß (8 Wochen) wie bei den Wildputen, schwankt dann im Altersverlauf bei beiden Spezies um 1 (Abb. 101; Tab. 47, S. 191).

Der Vergrößerungsfaktor durch Krypten korreliert nicht mit der Caecumlänge. Bei den Wildputen korreliert dieser Wert im Corpus caeci negativ mittel mit der Körpermasse ($r = -0,610, p < 0,001$)

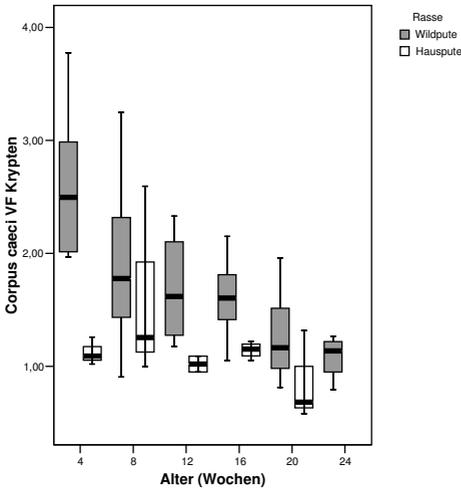


Abb. 100 Corpus caeci Vergrößerungsfaktor Krypten, Alter

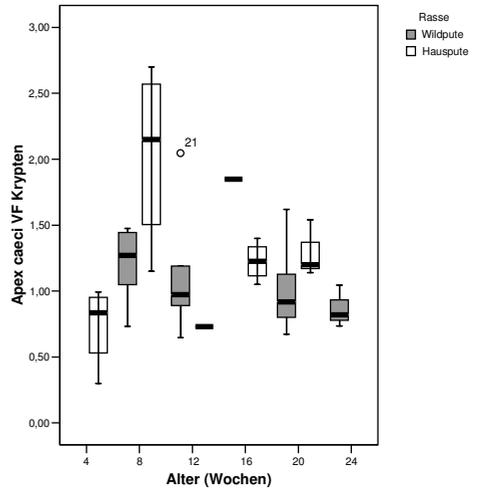


Abb. 101 Apex caeci Vergrößerungsfaktor Krypten, Alter

9.1.3.8 Epithelhöhe

Die Epithelzellen des Caecums sind mit ca. 40 μm in etwa so hoch wie die der vorangegangenen Darmabschnitte. Die Zellen sind in Corpus und Apex beider Spezies ähnlich hoch (Abb.102; Tab. 48, 49, S. 191, 192).

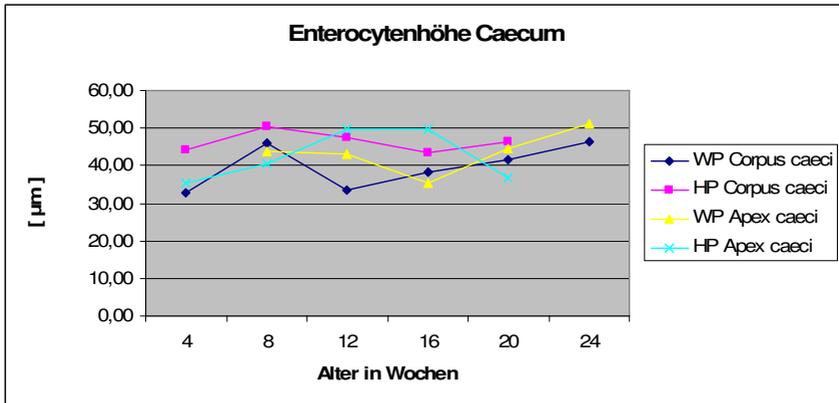


Abb. 102 Caecum li. Epithelhöhe im Altersverlauf

9.2 Enddarm

9.2.1 Anatomie

Das insgesamt hochdorsal liegende Colorectum, Enddarm, beginnt kaudal des Ursprungs der Caeca aus dem Ileum auf der linken Körperseite, wendet sich dann dorsal des Muskelmagens und weiter kaudal ebenfalls dorsal der Ansa jejunales von links in kaudaler Richtung ziehend auf die Medianebene, um dann auf Höhe der Cristae iliacae caudales in die Kloake überzugehen. Bei den Hausputen ist die Lage auf der linken Körperseite deutlicher ausgeprägt als bei den Wildputen. Dort zieht das Colorectum fast median liegend zur Kloake (Abb. 103, 104).

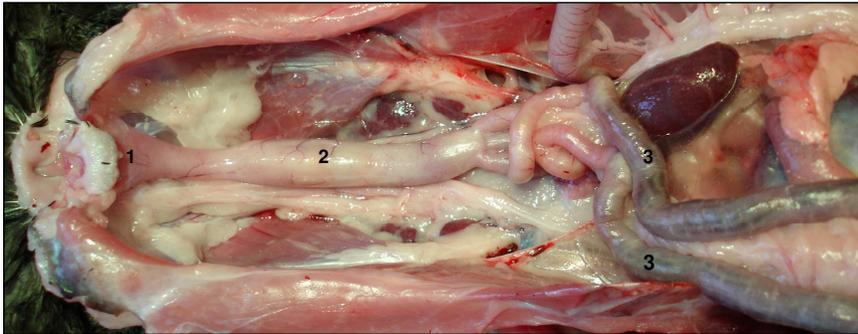


Abb. 103 Kaudaler Anteil der Leibeshöhle, Situs, WP, 24W

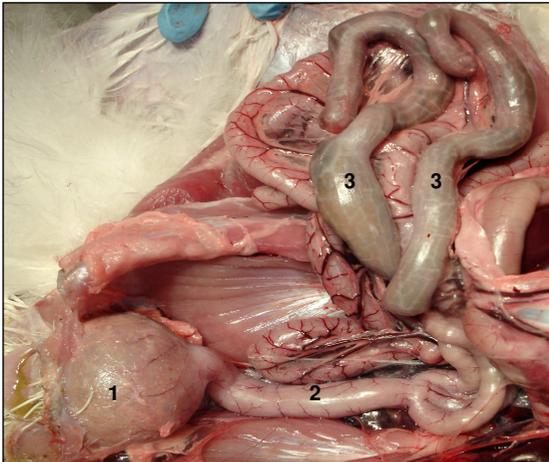


Abb. 103, 104

- 1 Kloake
- 2 Colorectum
- 3 Blinddärme

Abb. 104 Kaudaler Anteil der Leibeshöhle, HP, 20W

9.2.2 Histologie

Der histologische Grundaufbau dieses Dickdarmabschnittes gleicht dem des Dünndarms. Die Zotten sind kürzer und plumper als im Dünndarm. Das Epithel besteht aus hochprismatischen Zellen mit einem deutlichen Bürstensaum, viele Becherzellen sind eingelagert. Die Lamina propria mucosae ist dünn. Die Lamina muscularis mucosae ist gut, die Tela submucosa fast gar nicht ausgebildet. Die Tunica muscularis ist gut ausgebildet und in zwei deutliche Schichten unterteilt. Es können bei den Spezies bezüglich dieser Merkmale keine histologischen Unterschiede aufgezeigt werden.

Lymphgewebe ist sowohl diffus verteilt als auch in kleinen Knoten vorliegend. Bei den Hausputen ist mit 4 Wochen wenig Lymphgewebe ausgebildet, es nimmt stetig zu, formiert sich auch in noduläre Haufen, erreicht in der Ausprägung mit 16 Wochen scheinbar die höchste Dichte. Bei den Wildputen sind die lymphatischen Einlagerungen insgesamt weniger ausgeprägt. Mit 8-12 Wochen sind nennenswerte Areale ausgebildet. Die Menge scheint nur gering zuzunehmen. Es sind bei beiden Spezies im Colorectum subjektiv mehr lymphatische Einlagerungen zu finden als im Dünndarm (Abb. 105-108, S. 112).

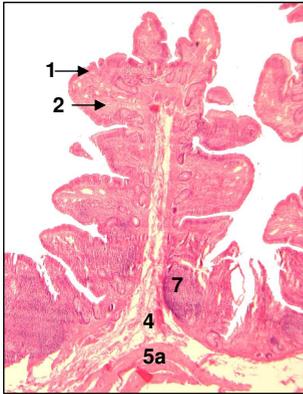


Abb. 105 Colorectum, HP, 8W
H/E, LM x 100



Abb. 106 Colorectum, WP, 8W
H/E, LM x 100

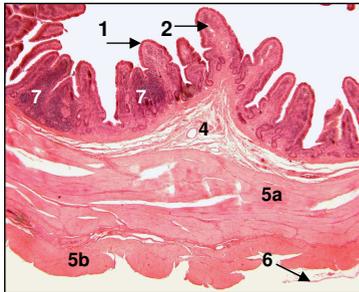


Abb. 107 Colorectum, HP, 20W
H/E, LM x 25

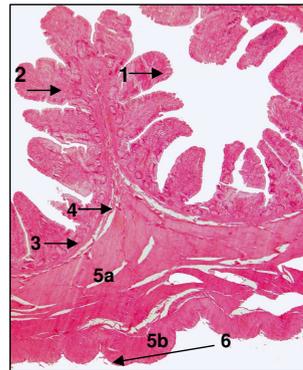


Abb. 108 Colorectum, WP, 24W
H/E, LM x 25

Abb. 105–108

- 1 *Lamina epithelialis mucosae*
- 2 *Lamina propria mucosae*
- 3 *Lamina muscularis mucosae*
- 4 *Tela submucosa*

- 5a *Tunica muscularis, Stratum circulare*
- 5b *Tunica muscularis, Stratum longitudinale*
- 6 *Tunica serosa*
- 7 *Lymphgewebe*

9.2.3 Morphometrie

9.2.3.1 Länge des Enddarmes

Mit durchschnittlich 10 cm Länge ist das Colorectum der kürzeste Darmabschnitt der beiden Spezies. Das Colorectum der Wildputen ist bis zur 12. Woche länger als das der vermessenen Hausputen. Mit 16 Wochen ist es ca. gleich lang, mit 20 Wochen liegen die Hausputen mit 122 mm um 25 mm vor den Wildputen (Abb.109; Tab. 50, S. 192). Die Länge des Colorectums korreliert bei den Hausputen stark mit der Körpermasse ($r = 0,872$, $p < 0,001$) (Abb.110).

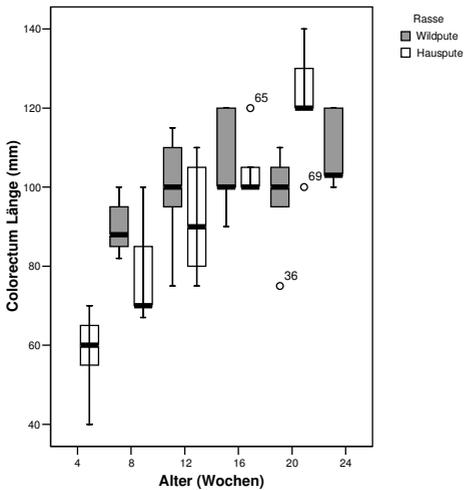


Abb. 109 Colorectum Länge, Alter

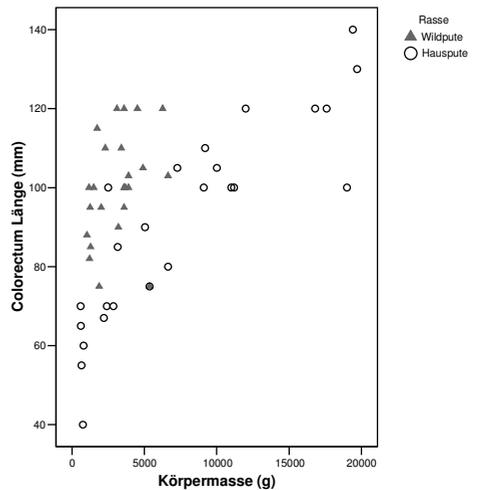


Abb. 110 Colorectum Länge, KM

9.2.3.2 Zottenlänge

Die Zotten im Colorectum der Wildputen sind durchschnittlich 500 µm lang, während die Zottenlänge der Hausputen mit dem Alter von 450 µm (4 und 8 Wochen) auf 850 µm (20 Wochen) anwächst (Abb.111; Tab. 51, S. 193). Bei den Hausputen gibt es eine mittlere Korrelation der Zottenlänge mit der Körpermasse ($r = 0,657, p < 0,005$) (Abb. 112) und der Colorectumlänge ($r = 0,504, p = 0,001$).

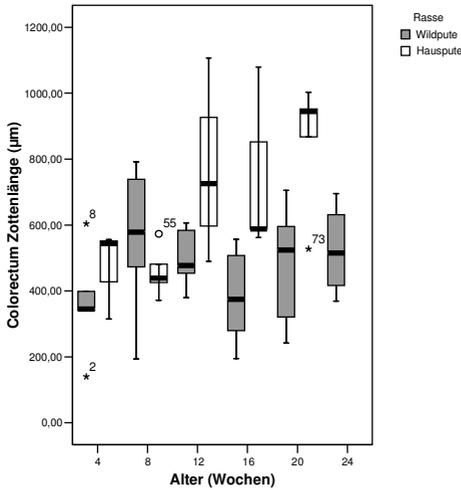


Abb. 111 Colorectum Zottenlänge, Alter

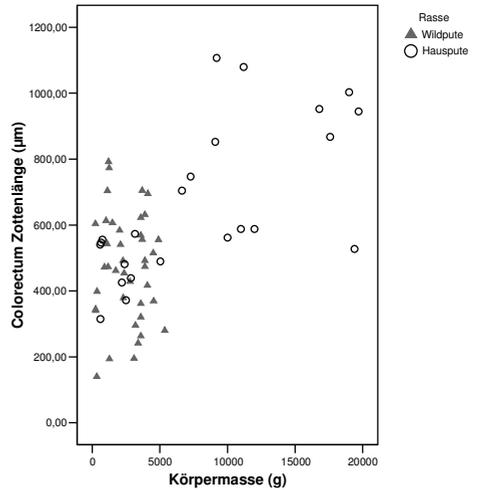


Abb. 112 Colorectum Zottenlänge, KM

9.2.3.3 Kryptentiefe

Die Hausputen weisen mit Werten von im Mittel um 140 µm im Colorectum tiefere Krypten auf als die Wildputen mit 120 µm. Der Quotient bleibt in etwa gleich bei 1,3. Ein Wachstumspeak ist bei beiden Spezies in der 12. Lebenswoche zu detektieren (Abb. 113, S. 115; Tab. 52, S. 193). Bei den Hausputen korreliert die Kryptentiefe mittel mit der Länge des Colorectums ($r = 0,508; p < 0,05$) (Abb. 114, S. 115).

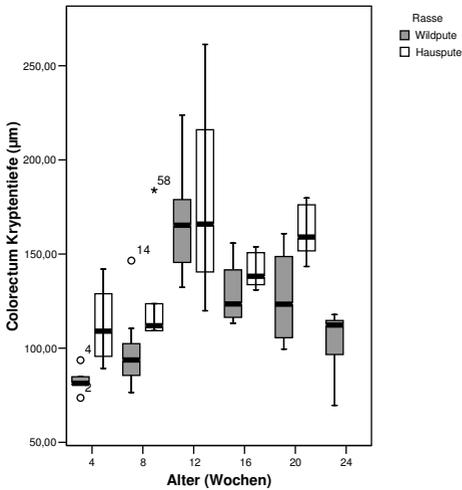


Abb. 113 Colorectum Kryptentiefe, Alter

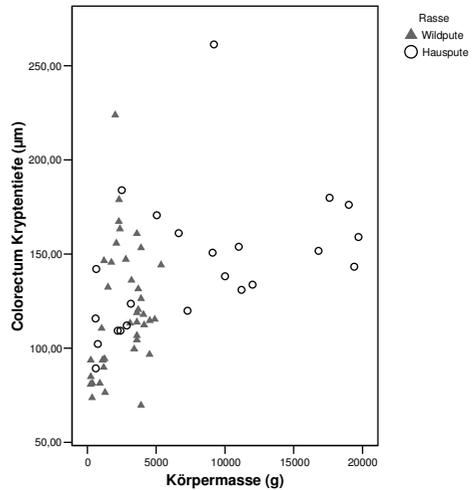


Abb. 114 Colorectum Kryptentiefe, KM

9.2.3.4 Korrelation Zottenlänge / Kryptentiefe

Bei den Hausputen korreliert im Colorectum die Zottenlänge mit der Kryptentiefe mittel ($r = 0,567$, $p = 0,005$).

9.2.3.5 Zotten-Krypten-Verhältnis

Bei den Hausputen beträgt die Zottenoberfläche ca. das 4-5fache der Kryptenoberfläche. Davon abweichend zeigen die Wildputen der Altersstufen von 12 und 16 Wochen lediglich eine ca. 3fach größere Schleimhautoberfläche durch Zotten im Vergleich zu Krypten (Tab. 53, S. 194).

9.2.3.6 Vergrößerungsfaktor durch Zotten

Der Vergrößerungsfaktor durch Zotten ist bei den Hausputen über den Verlauf der 20 Wochen annähernd konstant. Er ist bis auf den 8-Wochen-Wert immer größer als der der Wildputen. Das Minimum wird bei den Hausputen mit 8, bei den Wildputen mit 16 Wochen gemessen, das Maximum der Vergrößerung durch Zotten bei den Hausputen mit 20, bei den Wildputen mit 8 Wochen (Abb. 115, S. 116; Tab. 54, S. 194). Es gibt keine Korrelationen zur Körpermasse oder zur Länge des Colorectum.

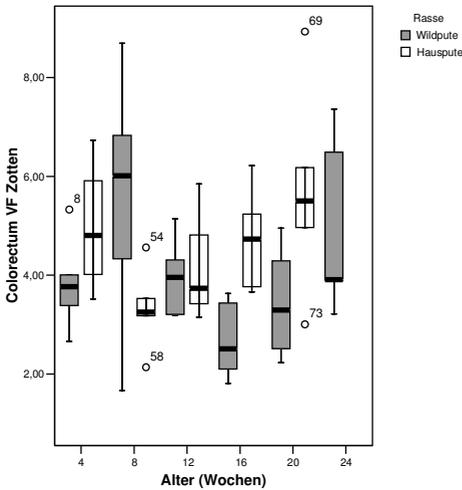


Abb. 115 Colorectum Vergrößerungsfaktor Zotten, Alter

9.2.3.7 Vergrößerungsfaktor durch Krypten

Die Vergrößerung der Oberfläche durch Krypten ist bei Wild- und Hausputen in allen Altersstadien in etwa gleich um den Wert 1. (Abb.116; Tab. 55, S. 195). Es gibt keine Korrelationen zur Körpermasse und zur Länge des Colorectum.

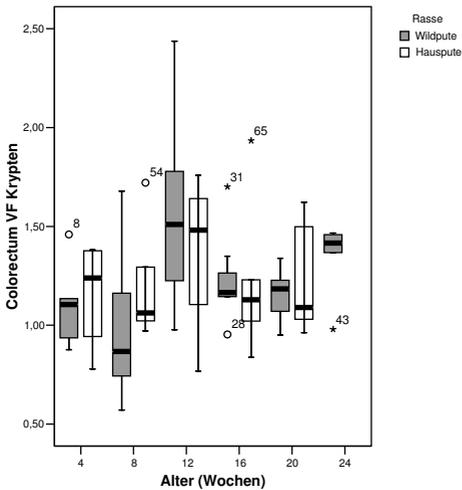


Abb. 116 Colorectum Vergrößerungsfaktor Krypten, Alter

9.2.3.8 Epithelhöhe

Die Epithelhöhe ist mit ca. 40 μm bei beiden Spezies ähnlich hoch und etwas niedriger als im Dünndarm. Die Höhe verändert sich ab einem Alter von 8 Wochen nicht mehr. (Abb. 117; Tab. 56, S. 195). Sie korreliert nicht mit der Körpermasse (Abb. 118).

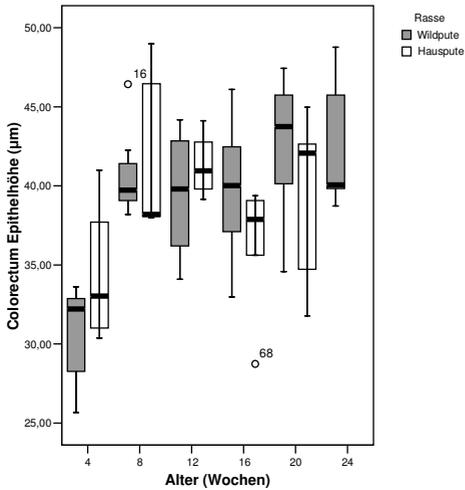


Abb. 117 Colorectum Epithelhöhe, Alter

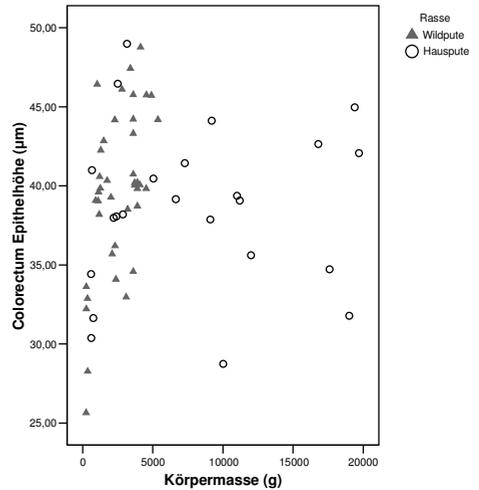


Abb. 118 Colorectum Epithelhöhe, KM

10 Kloake

10.1 Anatomie

Die Cloaca, Kloake, schließt sich kaudal an das Rectum an und besteht aus drei Abschnitten: dem Coprodaeum, Kotraum, dem Urodaeum, Harnraum und dem Proctodaeum, Endraum. Eine Plica rectoproctodaealis fehlt, daher ist die kraniale Grenze zum Coprodaeum nicht eindeutig zu bestimmen. Die Grenze zwischen Coprodaeum und Urodaeum bildet die deutliche Plica coprourodaealis. In das Urodaeum münden von dorsolateral die Harnleiter, beim männlichen Tier jederseits auf der Papilla ductus deferentis von ventrolateral ein Ductus deferens, Samenleiter, beim weiblichen Tier der linke Ovidukt, Eileiter. Das Proctodaeum ist der letzte Abschnitt der Kloake. Eine unvollständige Ringfalte, die Plica uroproctodaealis stellt die Grenze dar. Diese ist dorsal deutlich ausgebildet, nimmt im Verlauf an Umfang ab und verstreicht schließlich an der Lateralwand. Am kaudodorsalen Ende mündet die birnenförmige Bursa fabricii. Mit der querovalen Ventus, Kloakenöffnung, endet das Proctodaeum (Abb. 119-121).

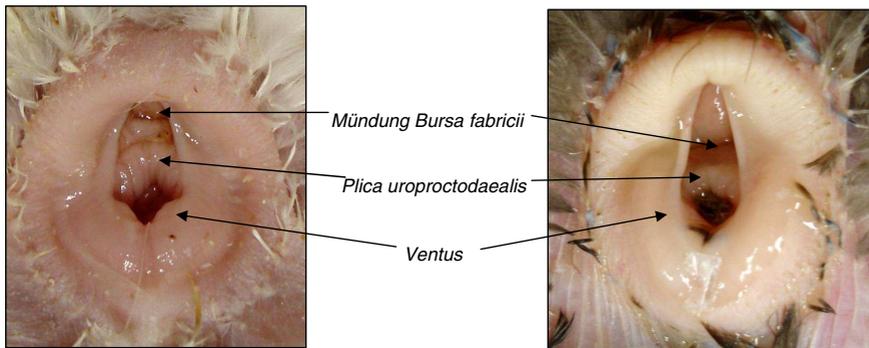


Abb. 119 Kloake, HP, 20W

Abb. 120 Kloake, WP, 20W

Abb. 121:

- 1 Ventus
- 2 Proctodaeum
- 3 Urodaeum
- 4 Coprodaeum
- 5 Rectum

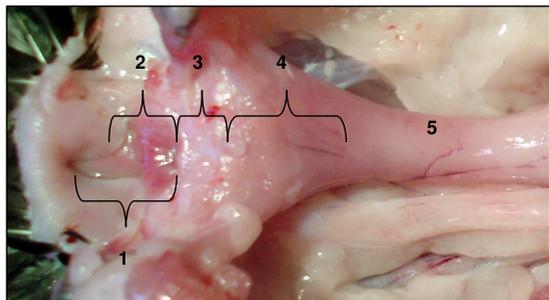


Abb. 121 Kloake, WP, 20W

10.2 Morphometrie

Die 20 Wochen alten Hausputen haben eine längere Kloake als die 20- und 24 Wochen alten Wildputen (Abb. 122; Tab. 57, S. 196). Die Kloakenlänge der Hausputen korreliert mittel mit der Körpermasse ($r = 0,665$; $p = 0,001$).

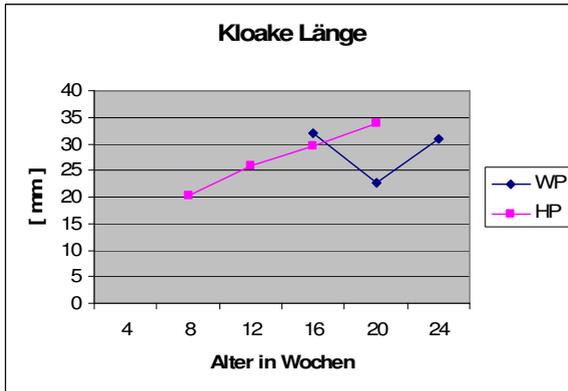


Abb. 122 Kloake Länge im Altersverlauf

11 Übersicht der Unterschiede und Gemeinsamkeiten von B.U.T Big 6 und Wildputen

11.1 Körpermasse

Die Hausputen dieser Studie haben in allen Altersstadien eine größere Körpermasse als die Wildputen.

11.2 Schnabel, Zunge, Zungenpapillen

Die Wildputen haben längere, schlankere Schnäbel, Zungen und Zungenpapillen.

Die Längen und Breiten der Zungen korrelieren bei beiden Spezies mit der Körpermasse.

11.3 Magen

Der Magen der Hausputen ist in allen Altersstadien signifikant länger als der der Wildputen.

11.4 Darmlänge gesamt

Der gesamte Darm ist bei den Hausputen aller Altersstadien länger als bei den Wildputen.

Die Darmlänge korreliert mit der Körpermasse beider Spezies, bei den Hausputen stark, bei den Wildputen mittel.

11.5 Dünndarm

Die Duodenumlänge korreliert stark mit der Körpermasse der Hausputen.

Die Jejunoleumlänge korreliert mit der Körpermasse beider Spezies, bei den Hausputen stark, bei den Wildputen mittel.

Die Hausputen aller Altersstadien haben längere Duodenalzotten als die Wildputen.

Alle Puten dieser Studie haben längere Zotten im Dünndarm als Enten, Gänse, Hühner und Tauben.

Die Duodenal- und Jejunolealzottenlänge korreliert mit der Körpermasse bei den Hausputen und Wildputen mittel und mit der Länge des Duodenum / des Jejunoleum bei den Hausputen mittel.

Die Wildputen vergrößern in den ersten 4-8 Wochen die Oberfläche durch Zotten mehr als die Hausputen. Der Wildputen-Wert stagniert dann, während die Hausputen die Oberfläche im Altersverlauf weiter vergrößern.

Die Zottenlänge korreliert mit der Kryptentiefe im Duodenum und Jejunoleum der Wildputen.

Die Krypten im Dünndarm der Wildputen sind mit 4 Wochen doppelt so tief, wie die der Hausputen. Dann gleichen sich die Werte an.

Die Krypten der Wildputen vergrößern in allen Altersstadien mehr Oberfläche als die Krypten der Hausputen. Besonders deutlich von 4.-12. Woche, dann gleichen sich die Werte der beiden Spezies an.

Die Tiefe der Duodenal- / Jejunolealkrypten korreliert negativ mittel mit der Körpermasse der Wildputen.

Die Epithelzellen von Hausputen und Wildputen aller Altersstadien sind im Duodenum höher als im Jejunum. Die Werte bewegen sich jedoch nur in geringen Abweichungen.

11.6 Dickdarm

In den Caeca von Haus- und Wildputen sind Zotten ausgebildet.

Der Dickdarm der Hausputen ist in allen Altersstadien länger als der der Wildputen.

Die Länge der Caeca zeigt eine mittlere Korrelation mit der Körpermasse der Hausputen.

Hausputen aller Altersstadien haben längere Zotten im Corpus und Apex caeci als die Wildputen.

Im Apex caeci sind die Zotten bei beiden Spezies kürzer als im Corpus caeci.

Die Zotten des Dickdarmes der Haus- und Wildputen sind kürzer als die des Dünndarmes.

Die Zottenlänge des Corpus caeci bei beiden Spezies korreliert stark mit der Körpermasse.

Die Krypten im Dickdarm bei beiden Spezies sind weniger tief als im Dünndarm.

Die Epithelzellen sind weniger hoch als im Dünndarm, die Werte sind insgesamt aber nur gering abweichend.

Das Colorectum der Hausputen liegt links der Medianen, das der Wildputen in der Medianen.

Es ist der kürzeste Darmabschnitt.

Die Colorectumlänge korreliert bei den Hausputen stark mit der Körpermasse.

Die Colorectumzottenlänge korreliert bei den Hausputen mittel mit der Körpermasse und der Colorectumlänge.

Die Colorectumkryptentiefe korreliert bei den Hausputen mittel mit der Colorectumlänge.

Die Colorectumzottenlänge korreliert bei den Hausputen mittel mit der Colorectumkryptentiefe.

11.7 Kloake

Die Hausputen aller Altersstadien haben eine längere Kloake als die Wildputen.

Die Länge der Kloake korreliert bei den Hausputen mittel mit der Körpermasse.

11.8 Fettgewebe

Die Wildputen lagern mehr perivasculäres und subseröses Fettgewebe ein als die Hausputen.

11.9 Becherzellen

Die Anzahl der Becherzellen in Dünndarm scheint sich bei beiden Spezies vom Duodenum zum Jejunioileum zu vergrößern.

11.10 Lymphgewebe

Es gibt Lymphgewebe im Drüsenmagen von Haus- und Wildpute.

Im Dünndarm findet sich ab der 8. Woche bei der Hauspute Lymphgewebe (nodulär), bei den Wildputen ab der 12. Woche (diffuse Verteilung).

Im Caecum (Apex und Corpus) gibt es bei beiden Spezies deutlich mehr Lymphgewebe als im Dünndarm.

Die Hauspute hat mehr Lymphgewebe im Apex caeci als die Wildpute. Diese bildet erst mit 16 Wochen nennenswerte Areale aus.

Im Corpus caeci gibt es bei beiden Spezies mehr Lymphgewebe als im Apex caeci.

Im Colorectum gibt es bei beiden Spezies sowohl noduläres als auch diffuses Lymphgewebe. Bei den Hausputen nimmt die Menge des Lymphgewebes mit dem Alter hin zu. Insgesamt haben die Hausputen mehr Lymphgewebe im Colorectum als die Wildputen.

V DISKUSSION

Diese Studie dient der Erfassung von Unterschieden im Magen-Darm-Trakt der Hauspute im Vergleich zur ursprünglichen Wildform. Dies ist für die wirtschaftliche Putenzucht im Hinblick auf die optimale Verwertung von Nährstoffen und somit für den Zuchterfolg von großer Bedeutung. Die Ergebnisse geben Hinweise darauf, welche Parameter durch genetische Selektion verändert werden können und welche Eigenschaften bei Haus- und Wildtier ähnlich bleiben.

Im ersten Teil der Diskussion wird auf den Versuchsaufbau eingegangen. Im zweiten Teil werden die anatomischen, histologischen und morphometrischen Ergebnisse betrachtet. Im dritten Teil werden grundsätzliche Unterschiede bei den untersuchten Spezies zusammenfassend diskutiert.

1 Limitationen der Studie bezüglich des Versuchsaufbaus

1.1 Geschlechterverteilung

Die Ergebnisse sind bezüglich der Geschlechter nicht ausgewogen. Da die Tiere erst adult einen deutlichen Geschlechtsdimorphismus ausbilden, wurden die Puten nach dem Zufallsprinzip aus der Gruppe heraus gefangen. Es stellte sich heraus, dass sich bei den Wildputen anfangs hauptsächlich männliche, später mehr weibliche Tiere fangen ließen. Ob es einen Grund dafür gibt, etwa, dass männliche Puten neugieriger und unvorsichtiger als weibliche sind, müsste in einer anderen Studie untersucht werden. Auf Grund der ungleichen Verteilung der Geschlechter und der geringen Gruppengrößen können bei den untersuchten Merkmalen keine Rückschlüsse auf die geschlechtsspezifische Ausprägung ermittelt werden.

1.2 Haltungsbedingungen

Bei den hier vorliegenden Ergebnissen ist zu berücksichtigen, dass die letzte Wildputengruppe (24 Wochen alt) auf Grund der Seuchenvorkehrung der Geflügelpest in den letzten 2 Lebenswochen ausschließlich im Stall gehalten wurde und somit keinen Zugang mehr zu Gras und Insekten hatten. Futterumstellungen können morphologische Merkmale beeinflussen, wie bei Hausputenschlüpflingen nachgewiesen wurde (FOYE u. BLACK, 2006; FASINA et al., 2006). Da Gras und Insekten in einem relativ kleinen Freigehege von 47 m² aber nur einen kleinen Teil der aufgenommenen Fütterung ausmachten, ist der Einfluss in dieser Studie als gering zu bewerten.

1.3 Versuchsgruppen

Die Gruppen der Hausputen bestanden anfänglich nur aus 4 Tieren pro Altersgruppe, außerdem fehlte bei den ursprünglich eingestellten Tieren die adulte Vergleichsgruppe der Hausputen mit 20 Wochen. Es wurden nachträglich Tiere der gleichen Rasse, Herkunft und Altersstadium zugekauft, die die Gruppengröße auf 5 Tiere erweiterte und die letzte Vergleichsgruppe bildete. Diese Stichproben enthalten Tiere aus einer der vorigen Gruppen unterschiedlichen Haltungsbedingungen.

2 Diskussion der Ergebnisse

2.1 Körpermasse

Bei den männlichen Hausputen betrug die Körpermasse mit 20 Wochen $18,5 \text{ kg} \pm 1,25$ AVIAGEN (2009) gibt Werte von $20,4 \text{ kg}$ bei männlichen und $15,2 \text{ kg}$ bei weiblichen Tieren an. In der hier untersuchten adulten Hausputen-Gruppe der Rasse B.U.T. Big 6 mit 20 Wochen sind alle Tiere männlich, sie erreichen nicht ganz den angegebenen Rassendurchschnitt, sondern liegen im Durchschnitt $1,85 \text{ kg}$ darunter. Alle Hausputen der Rasse B.U.T. Big 6 dieser Untersuchung zeigen im Altersverlauf eine 2,4 – 4,6 fach höhere Körpermasse als die Wildputen. Das bestätigt, dass diese Tiere das hoch entwickelte und schnellwüchsige Wachstumspotential einer selektierten, modernen Putenrasse aufweisen. Diese höhere Körpermasse geht mit einer makroskopisch ermittelten stärkeren Ausprägung der Brustmuskulatur einher (GRASHORN u. BESSEI, 2004).

Bei den kanadischen Wildputen liegt die Körpermasse mit 20 Wochen bei $4,01 \text{ kg} \pm 0,72$, mit 24 Wochen bei $4,75 \text{ kg} \pm 1,08$. Sie sind somit leichter als die von SORENSEN (1992), ABOURACHID (1993), BRANT (1998) und HIRT (1998) angegebenen 7-9 kg von ursprünglichen Putenrassen. Da beide Putenrassen, im Vergleich zur Literatur, eine geringere Körpermasse aufweisen, scheinen die Haltungsbedingungen mit genügend Auslauf als Ursache in Frage zu kommen.

Bei beiden Spezies der hier vermessenen Gruppen ist die Körpermasse der weiblichen Tiere geringer als die der männlichen. SCHOLTYSSEK u. DOLL (1978) beschreiben beim männlichen Geflügel durchgängig eine fast doppelt so hohe Körpermasse als beim weiblichen. Die männlichen Tiere sind meist insgesamt von schwererem Körperbau und setzen v.a. mehr Brustmuskeln an. Die Streuung der Körpermasse der Wildputen, die in ca. 15 Generationen Inzucht vermehrt wurden, um den ursprünglichen Genpool zu erhalten, ist wesentlich breiter gefächert, als die der Hausputen. Dies lässt sich durch die Standardisierung der heutigen Zucht-Puten zurückführen, die bereits 1938 mit der „Broad-Breasted-Bronze“ begann (HAFEZ, 1997). Heute liegt der genetische Pool der

Mastputenwirtschaft bei wenigen großen Gesellschaften. Die individuell unterschiedliche Entwicklung des einzelnen Tieres einer Rasse ist dementsprechend schwach ausgeprägt.

2.2 Situs

Hausputen und Wildputen zeigen, bis auf die Lage des Colorectum, eine über alle Altersstadien übereinstimmende Lage der Verdauungsorgane. Das Colorectum liegt bei den Hausputen links der Medianen. Eine mögliche Ursache dafür könnten die insgesamt längeren und somit mehr Platz in der Eingeweidehöhle benötigten anderen Darmabschnitte sein, die diesen letzten Abschnitt des Verdauungstraktes etwas auf die Seite drängen.

Die adulten Wildputen lagern mehr subseröses und perivaskuläres Fettgewebe ein als die adulten Hausputen. MAINZER (2010) konnte an den selben Tieren ähnliche Beobachtungen an den Lebern machen: mit 20 Wochen war bei den Wildputen die Anzahl der Fetttröpfchen in den Leberzellen doppelt so groß wie bei den Hausputen.

Grund dafür könnte wiederum die Domestikation und Selektion sein: die heutigen Masttiere sind Hybridkreuzungen, deren Selektionsschwerpunkt vor allem auf dem Fleischertrag liegt (HAFEZ, 1997). Zusammensetzung der grobgeweblichen Schlachtkörper (Angaben ohne Hals und Flügelspitzen) von 14 Wochen alten, „leichten“ Hausputen: Muskeln 70 % (davon Brustmuskel: 31 %), Haut 10 %, Knochen 20 %. „Schwere“ Hausputen mit einer Mastdauer von 24 Wochen: Muskeln 72 % (davon Brustmuskel 33%) Haut 8%, Knochen 20% (GEFLÜGELJAHRBUCH, 2008).

Die Hausputen setzen somit die verwertbare Energie in die mächtige Muskelmasse um. In unseren Studien wurden die beiden Tierarten mit einem kommerziellen Putenfutter gefüttert, das für die langsam wachsenden Wildputen zu gehaltvoll zu sein scheint. Das Zusammenspiel von Fütterung, Verdauung und Darmwachstum scheint für die beiden genetisch unterschiedlichen Putenarten charakteristisch zu sein. Grund dafür, dass die Wildpute Fett einlagert, ist vermutlich der ursprünglichere Habitus mit dem schlanken, drahtigen Körperbau, der in seinem langsamen Wachstum deutlich weniger Energie in Form von Nahrung benötigt, als das Puten-Mastfutter liefert. Auch muss die Wildpute in der freien Wildbahn mit unterschiedlichen Lebensbedingungen bzw. der unkonstanten Nahrungsversorgung haushalten und setzt folglich überschüssige Energie besonders rasch in Fettgewebe um.

Im Gegensatz zu diesen Untersuchungen beim Geflügel machte UHR (1993) beim Schwein genau umgekehrte Beobachtungen: der Darm von Hausschweinen war von deutlich mehr Fettgewebe umgeben, als der von Wildschweinen. Dies lässt einen Unterschied des Mechanismus des Fettgewebeansatzes von Geflügel und Säugetieren vermuten.

2.3 Schnabel, Schnabelhöhle, Zunge

2.3.1 Anatomie

Die Wildputen besitzen in allen Altersstadien einen schlankeren, mehr in die Länge gestreckten **Schnabel** als die Hausputen. Die **Zunge**, die den Schnabelboden ausfüllt, weist bei den Wildputen mehr Papillae linguales transversae auf als bei den Hausputen. Die Choanenspalte ist in der Pars rostralis zunächst eng und wird im Verlauf der Pars caudalis weiter. Diese Struktur ist bei den Wildputen deutlicher abgesetzt als bei den Hausputen. Die Spalte ist außerdem von Papillen eingefasst. Bei den Wildputen sind es, wie auch bei den restlichen Gaumenpapillen, mehr als bei den Hausputen. Die Form der Zungenpapillen ändert sich bei den Hausputen über die Altersstadien: sie runden immer mehr ab.

Grund für die langen Schnäbel und Zungen der Wildputen ist, dass die Wildputen einen insgesamt schlankeren, filigraneren Körperbau als die gedrungeneren Hausputen aufweisen (OBERHOLSER, 1974). Dadurch ist auch mehr Raum für Papillen gegeben.

VOLLMERHAUS u. SINOWATZ (2004) geben an, dass die Schnabelformen der verschiedenen Vögel der artspezifischen Nahrungserfassung dienen. Die Nahrung der Wildputen bestand ursprünglich aus Blättern, Beeren, Insekten etc. (BENEKE, 1954). Die Form der Papillen und beispielsweise das Abrunden der Zungenpapillen der Hausputen könnte durch das unterschiedliche Nahrungsangebot von domestizierten - und Wildvögeln bedingt sein: lange, spitze Papillen sind besonders geeignet, polymorphe Partikel aufzunehmen. Bei Partikeln mit glatter Oberfläche ist dies offenbar nicht notwendig: die heutigen Hausputen werden seit Jahrzehnten mit handelsüblichem, leicht aufnehmbarem, pelletierten Mastfutter ernährt. Die Papillen werden deshalb im Altersgang der Hausputen im Wachstum und Verhornungsgrad nicht stimuliert. Dieses Merkmal ist bei den Wildputen konservativ angelegt und wird auf Dauer auch vom Futterangebot nicht verändert.

2.3.2 Morphometrie

Die **Zungen** der heranwachsenden Hausputen sind mit 8 Wochen länger und breiter als die der Wildputen. Im ausgewachsenen Zustand mit 20 Wochen hatten die Hausputen im Schnitt 39,8 mm lange und 19 mm breite Zungen, die Wildputen mit 24 Wochen im Schnitt 43,4 mm Länge und 17,8 mm Breite. EL-FATAH et al. (2000) messen bei acht „breitbrüstigen Hausputen“, ohne Altersangabe der Tiere, im Schnitt eine Zungenlänge von 44 mm und eine Zungenbreite von 13 mm, somit etwas länger und schlanker als die hier im Versuch gemessenen adulten Tiere. Da das Alter, so wie die genaue Rasse der Tiere nicht angegeben ist, kann kein Rückschluss auf den Unterschied gezogen werden.

Die Wildputen weisen in der Zungenlänge in den beiden letzten Altersgruppen eine breitere Varianz auf als die Hausputen. Bei den Hausputen hingegen ist die Zungenbreite der Individuen variabler gestreut, v.a. bei den 16 Wochen alten Tieren.

Die Zunge ist zur Aufnahme, zum Sortieren und zum Abschlucken von Nahrung bestimmt und vermittelt Tast- und Geschmackswahrnehmungen (ACKERKNECHT, 1974). Wildputen haben ein anderes natürliches Nahrungsangebot als Hausputen, wie schon beim Schnabel beschrieben. Dadurch lässt sich die schlanke, lange Zunge erklären. Die Zungenbreite ist bei den in der Körpermasse sehr standardisierten Hausputen offenbar eine individuelle Variable. Die Länge der Zunge zeigt bei den Wildputen eine mittlere ($r = 0,697$ $p = 0,000$), bei den Hausputen eine hohe Korrelation ($r = 0,869$; $p = 0,000$) zur Körpermasse auf. Die Breite der Zunge korreliert bei beiden Spezies (Hauspute $r = 0,860$; $p = 0,000$; Wildpute $r = 0,824$; $p = 0,000$) signifikant zur Körpermasse. Da die Zunge den ersten Teil des Verdauungstraktes darstellt, hat sie großen Stellenwert im Bezug auf die Nahrungsaufnahme. Nur eine optimal gestaltete Zunge kann eine optimale Nahrungsaufnahme und somit optimalen Gewichtszuwachs garantieren.

2.4 Speiseröhre, Kropf

2.4.1 Anatomie

Die Anatomie der **Speiseröhre** und des **Kropfes**, die grundsätzlich für körnerfressende Vögel (GADOW, 1879; VOLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004) sowie bei der Pute (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958; HALBUER, 1980; MÜLLING u. BUDA, 2002) beschrieben wird, kann bei beiden Spezies in allen Altersstadien bestätigt werden.

2.4.2 Histologie

Der grundsätzliche histologische Aufbau des **Oesophagus** des Huhnes, wie von HODGES (1974) beschrieben, kann bei den beiden untersuchten adulten Puten beider Spezies nachvollzogen werden. Die Proben wurden im thorakalen Abschnitt der Speiseröhre entnommen, ca. 1 cm oral des Proventriculus.

Zum Nachweis, ob das mehrschichtige, unvollständig verhornte Plattenepithel sowie der Papillarkörper der Tunica mucosa mit zunehmender Nähe des Mageneinganges abflacht (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958), müssten weitere histologische Untersuchungen folgen. Auch, ob mehr Drüsen in der Pars thoracica als in der Pars cervicalis vorkommen (MÜLLING u. BUDA, 2002) oder insgesamt in unterschiedlicher Anzahl, Größe und Form bei den verschiedenen Geflügelarten (SCHREINER, 1900; NIETHAMMER, 1933), müsste weiter untersucht werden.

Bei einigen Vogelarten fehlt das Stratum longitudinale der Tunica muscularis der Speiseröhre (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Das Stratum longitudinale der Tunica muscularis konnte bei den beiden untersuchten Tieren dieser Arbeit, eine adulte Wildpute (24 Wochen) und eine adulte Hauspute (20 Wochen), nachgewiesen werden.

Bei der Wildpute ist in unserer Untersuchung ein eher diffus verteiltes Muster an in die Schleimhaut eingelagerten Lymphocyten zu erkennen, während bei der Hauspute noduläre Lymphareale gebildet werden. Dies deckt sich auch mit den Beobachtungen im Darm der Tiere. Da nur jeweils ein adultes Tier jeder Spezies begutachtet wurde, müssten, um eine haltbare Aussage zu machen, weitere Untersuchungen folgen.

HODGES (1974) beschreibt, dass sich beim Huhn nur am Übergang vom Oesophagus in den **Kropf** Drüsen in der Lamina propria mucosae befinden. Laut MALEWITZ u. CALHOUN (1958) befinden sich keine Drüsen im Fundus des Kropfes der Puten, was die hier von 2 Tieren untersuchten Proben des Fundus ingluvei bestätigen.

2.5 Magen

2.5.1 Anatomie

Der grundsätzliche Aufbau des Magens von körnerfressenden Vögeln (GADOW, 1879) sowie der Pute (MUELLING u. BUDA, 2002; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958; HALLBUER, 1980) ist bei beiden Putenspezies in allen Altersstadien bestätigt worden. Rassespezifisch für Truthühner scheint zu sein, dass die Schleimhautgrenze zwischen Oesophagus und Drüsenmagen durch eine weiße Linie gekennzeichnet ist.

2.5.2 Histologie

Drüsenmagen

Die gesammelten Ergebnisse stimmen mit dem grundsätzlichen histologischen Aufbau des Drüsenmagens (OPPEL, 1895; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958; HODGES, 1974; DONAT, 1993) überein. Die mehrlappigen tubulösen Drüsenlager der Gll. proventriculares prof. liegen tief in der Lamina propria mucosae. Unter und über ihnen verläuft die sich aufspaltende Lamina muscularis mucosae. Dies beschreiben auch CALHOUN (1954), FARNER (1960), FEDER (1972a) und VOLLMERHAUS u. SINOWATZ (2004) bei verschiedenen Geflügelarten.

Nach MALEWITZ u. CALHOUN (1958) kommt im Drüsenmagen der Pute kein lymphoides Gewebe vor. In diesen Untersuchungen kommt sowohl diffuses als auch noduläres Lymphgewebe in der Lamina propria mucosae eingestreut vor. Es nimmt zum Körper des Drüsenmagens hin ab, ist am Übergang vom Oesophagus sowie am Isthmus gastris bei beiden Spezies reich vertreten. Da nur jeweils ein adultes Tier jeder Spezies begutachtet wurde, müssten weitere Untersuchungen folgen.

Intermediärzone

Der histologische Aufbau der Intermediärzone der Pute (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958) konnte bestätigt werden. Es konnten keine Unterschiede zwischen den beiden Spezies beobachtet werden.

Muskelmagen

Unser Untersuchungsgut zeigte den gleichen grundsätzlichen histologischen Aufbau des Muskelmagens der Pute, wie von CALHOUN (1956), MALEWITZ u. CALHOUN (1958), sowie MUELLING u. BUDA (2002) beschrieben.

2.5.3 Morphometrie

Die statistische Auswertung der Daten zeigte, dass der Magen der B.U.T. Big 6 signifikant länger ($p < 0,001$) als der der Wildputen ist. MITCHELL u. SMITH (1991) beschrieben, dass die Selektion von Haushühnern auf rasche Massenzunahme mit der schnellen Längenzunahme des Dünndarms assoziiert ist. Diese Feststellung kann durch unsere Daten der von uns untersuchten Hausputen bestätigt und auch auf den Magen erweitert werden.

Unabhängig vom Altersgang nahm bei beiden Linien der Drüsenmagen 27-31 %, der Muskelmagen 57-63 % der Länge des gesamten Magens ein. Dies bedeutet, dass Domestizierung und Fütterung einen deutlichen Einfluss auf die Größenausprägung, aber nur einen geringen Effekt auf die Proportion des Truthuhnmagens haben.

2.6 Darm Gesamtlänge

Verschiedene Studien haben gezeigt, dass Gewichtszunahme und Entwicklung direkt mit der funktionellen und morphologischen Entwicklung des Gastrointestinaltraktes zusammenhängen (MITCHELL u. SMITH, 1991; SELL et al., 1991; JACKSON u. DIAMOND, 1995; YAMAUCHI et al., 1996; UNI, 1999). Wachstum und funktionelle Entwicklung des Magen-Darm-Traktes scheinen sich mit der Selektion domestizierten Geflügels auf schnelles Körperwachstum und rasche Gewichtszunahme verändert zu haben. Hühner sowie Truthühner schwerer gezüchteter Linien haben in der Relation längere Därme als die leichteren Linien (MITCHELL u. SMITH, 1991; UNI et al., 1995; FAN et al., 1997). Eine Übersicht der gemessenen Zahlen anderer Autoren geben die Tabellen 2 und 3 (S. 12, 13), im Einzelnen wird darauf in den entsprechenden Kapiteln eingegangen.

Die Hausputen unserer Untersuchungen weisen alle ein kontinuierlicheres Darmwachstum und in allen Altersstadien längere Därme auf als die Wildputen. Bei den Hausputen korreliert die Darmlänge stark ($r = 0,850$; $p = 0,000$), bei den Wildputen mittel ($r = 0,582$ $p = 0,002$) mit der Körpermasse. Die Beobachtungen der o. g. Autoren sind also auch für die hier untersuchten Puten stimmig.

2.7 Dünndarm

2.7.1 Anatomie

Die Anatomie des Dünndarms der Puten aller Altersstadien dieser Untersuchung entspricht den Literaturdaten (ROSENBERG, 1941; MALEWITZ u. CALHOUN, 1958; MUELLING u. BUDA, 2002): der Dünndarm beginnt am Ostium pyloricum des Muskelmagens und endet an der Einmündungsstelle der Caeca. Wie bei allen Vögeln liegt das Duodenum in einer U-förmigen Schleife vor und schließt das Pancreas ein. Es gibt keine morphologisch sichtbare Unterteilung in Jejunum und Ileum. Am distalen Jejunum findet sich auf ca. der dritten Schleife in unregelmäßiger Höhe auf antimesenterialer Seite das Diverticulum vitellinum, es wird bei Hühnern max. 12 mm lang (VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004), bei Puten tritt es regelmäßig auf (BREUER, 2005). Von insgesamt 49 untersuchten Wild- und 20 Hausputen wiesen alle Tiere das Meckel-Divertikel auf. Es konnten hinsichtlich Länge, Form und Durchmesser unterschiedliche Ausprägungen gefunden werden (Abb. 60 A-D, S. 83). Dieses Merkmal scheint bei beiden Spezies nicht genetisch standardisiert zu sein.

2.7.2 Histologie

Bei **Duodenum** und **Jejunoileum** der Puten konnten im Vergleich zu GRAHAME u. BRADLEY (1950), CAHOUN (1954), DEMKE (1954) sowie MALEWITZ u. CALHOUN (1958) keine grundsätzlichen histologischen Unterschiede festgestellt werden.

Nach DEMKE (1954) ist die Tunica muscularis im Jejunoileum etwas dünner als im Duodenum. MALEWITZ u. CALHOUN (1958) beschreiben, dass die longitudinale Schicht der Tunica muscularis in der Nähe des ileocaecalen Übergangs dicker erscheint. Bei den hier untersuchten Puten besteht die Tunica muscularis im Duodenum und im Jejunoileum an den beprobten Stellen aus einer gut ausgeprägten, dicken longitudinalen und einer schwächeren, zirkulären Muskelschicht. Die zirkuläre ist nur ca. ein Viertel so dick wie die longitudinale Muskelschicht. Die Aufgabe dieser Schichten besteht darin, die Ingesta durch den Verdauungstrakt zu bewegen und sie mit Drüsensekret zu vermischen (SMOLLICH u. MICHEL, 1992). Da der Vogeldarm insgesamt kürzer als der Säugetierdarm ist, muss er sehr leistungsfähig sein (GÜRTLER, 1989). Die mittlere Retentionszeit im Magen-Darm-Kanal beträgt beim Hausgeflügel zwischen 5 und 12 Stunden (MØLLER, 2000). Die gut ausgeprägten Muskelschichten führen das aufgenommene Futter der Nährstoffaufnahme optimal zu.

MALEWITZ (1954) beschreibt, dass auf der gesamten Länge des Dünndarms **Zotten** ausgebildet sind, die sich auch mehrfach verzweigen können. ROSENBERG (1941), DEMKE (1954) und MALEWITZ (1954) zufolge gibt es im Duodenum und Jejunoileum keine Brunnerdrüsen und zwischen den Zotten befinden sich verzweigte, gut ausgebildete

Lieberkühnsche **Krypten**. DEMKE (1954) beschreibt diffuses lymphoides Gewebe und einige wenige Lymphknoten im Dünndarm. Alle diese Aussagen können in diesen Untersuchungen bei beiden Putenarten aller Altersstadien bestätigt werden.

Der Plexus submucosus, Meissner-Plexus, sowie der Plexus myentericus, Auerbach-Plexus, ist vorhanden. Fasern des Plexus submucosus ziehen bis in die Lamina propria der Zotten. Im Jejunioileum findet sich weniger und diffus verteiltes lymphatisches Gewebe als im Duodenum (DEMKE, 1954). Die Fasern und Ganglienzellen der Nervenplexus können in den vorliegenden Untersuchungen ebenfalls in der Tela submucosa und zwischen den beiden Laminae der Tunica muscularis nachgewiesen werden.

UNI et al. (1998b) fanden sowohl in den Krypten als auch in den Zotten proliferierende Zellen. Dies wurde bei den hier untersuchten Puten ebenfalls bestätigt.

Im Dünndarm der Pute kommen keine eosinophilen Granulozyten vor (DEMKE, 1954), ROSENBERG (1941) konnte keine PANETHschen Zellen nachweisen. In den hier vorliegenden Proben waren ebenfalls weder eosinophile Granulozyten noch PANETHsche Zellen zu finden.

Die Anzahl der Becherzellen nimmt vom Duodenum zum Jejunioileum ab (DEMKE, 1954). Diese Aussage weicht von den hier beobachteten Gegebenheiten ab. Bei der Sichtung der hier untersuchten Puten beider Rassen nimmt die Anzahl der Becherzellen in Dünndarm beiden Spezies vom Duodenum zum Jejunioileum zu. Die Zahl der Becherzellen im Duodenum ist bei den 4 Wochen alten Hausputen höher als bei den gleichaltrigen Wildputen. Im Altersverlauf scheint sich die Anzahl der Zellen bei beiden Spezies in etwa anzupassen. Diese Ergebnisse sind in einem quantifizierbaren Verfahren nachzuprüfen. Das Sekret der Becherzellen zählt zu den unspezifischen immunologischen Schutzmechanismen der Darmwand. Möglicherweise benötigt der Darmtrakt der jungen Hausputen einen höheren Schleimschutz als der der Wildputen. Forschungen z.B. an der Zusammensetzung des Schleimes könnten zur Aufklärung folgen. Auf die lymphocytären Einlagerungen wird im Abschnitt 2.8.1.2 (S. 137) eingegangen.

2.7.3 Morphometrie

2.7.3.1 Duodenum Länge

ROSENBERG (1941) gibt die Länge des Duodenums von Puten mit 29 cm bis 39 cm an. MÜLLING u. BUDA (2002) geben die Länge mit 50 cm bei männlichen und weiblichen adulten Puten an. Wie viele Tiere vermessen wurden, ist nicht angegeben.

Die Länge des Duodenums der hier untersuchten adulten Hausputen ($n = 5$, alle männlich) beträgt im Mittel $41 \text{ cm} \pm 1$, die der 20 Wochen alten Wildputen ($n = 5$, 3 weiblich, 2 männlich) $25,86 \text{ cm} \pm 3,56$ und die der 24 Wochen alten Wildputen ($n = 5$, 3 weiblich, 2 männlich) $24,64 \text{ cm} \pm 1,9$. Die Länge des Duodenums korreliert stark mit der Körpermasse der Hausputen ($r = 0,917$, $p = 0,000$). Bei den Wildputen konnte hingegen keine Korrelation berechnet werden.

Das Duodenum der hier vermessenen Hausputen ist im Vergleich zu ROSENBERGER (1941) länger, zu MÜLLING u. BUDA (2002) kürzer. Die Hauspute wird seit der Standardisierung um 1938 (HAFEZ, 1997) auf Fleischansatz gezüchtet. Da eine Korrelation zwischen Körpermasse und Darmlänge bei den Hausputen besteht, liegt die Vermutung nahe, dass bei ROSENBERGER (1941) deutlich kleinere und leichtere Tiere zum Einsatz kamen als heute. Die Körpermasse oder Rasse der Puten bei MÜLLING u. BUDA (2002) ist nicht angegeben.

HASSOUNA (2001) vermaß 10 adulte Puten beiderlei Geschlechts und gibt die Länge der einzelnen Darmabschnitte prozentual zu den anderen Darmabschnitten an. Das Duodenum wird mit 10,2 % (Jejunum 84,3 %, Ileum 6,4 %) der Dünndarmgesamtlänge angegeben. Definiert ist das Ileum in dieser Arbeit als der Abschnitt des Dünndarms, der durch die Caeca flankiert wird. Auf das Geschlecht der Tiere wird nicht eingegangen.

Bei den hier vorliegenden Messungen der 20 Wochen alten Hausputen nimmt das Duodenum 17,58 % der gesamten Dünndarmlänge ein, bei den 20 Wochen alten Wildputen 19,64 % und bei den 24 Wochen alten Wildputen 15,59 %. Die Tiere weisen also deutlich höhere Werte auf. Betrachtet man die Körpermasse der bei HASSOUNA (2001) vermessenen Puten, scheint es sich um eine sehr leichte Rasse zu handeln, da die Tiere als adult klassifiziert wurden, aber nur ein durchschnittliches Gewicht von 2588 g aufbringen.

2.7.3.2 Jejunioileum Länge

MÜLLING u. BUDA (2002) geben die Länge mit 200 cm beim weiblichen und 250 cm beim männlichen Tier an. Das Jejunioileum der hier vermessenen Puten beträgt bei den Hausputen $192,18 \text{ cm} \pm 17,53$ (20 Wochen) und bei den Wildputen $105,8 \text{ cm} \pm 11,16$ (20 Wochen) bzw. $133,4 \text{ cm} \pm 21,43$ (24 Wochen). Es ist also bei beiden Arten kürzer. Wahrscheinlich waren die Tiere von MÜLLING u. BUDA schwerer als die hier vermessenen.

Bei den Hausputen steigt in diesen Untersuchungen die Länge stetig mit dem Alter an und die Länge korreliert stark mit der Körpermasse ($r = 0,800$, $p = 0,000$). Bei den Wildputen bleibt die Länge über den Altersverlauf in etwa gleich, die Länge korreliert nur mittel mit der Körpermasse ($r = 0,576$, $p = 0,003$).

HASSOUNA (2001) stellt die Darmabschnitte prozentual dar: Jejunum 84,3 % und Ileum 6,4 % der Dünndarmgesamtlänge. In den vorliegenden Untersuchungen nimmt das Jejunoleum bei den Hausputen mit 20 Wochen 82,42 % und bei den Wildputen 80,36 % (20 Wochen) bzw. 84,41 % (24 Wochen) ein. Das Jejunoleum ist der Darmabschnitt, in dem hauptsächlich die Resorption der Nährstoffe stattfindet und ist somit maßgeblich an der Massenzunahme der Tiere beteiligt. Die Tiere von HASSOUNA (2001) sind jedoch deutlich leichter als die hier vermessenen, haben aber ein prozentual längeres Jejunoleum. Ein möglicher Grund dafür könnte in der Ernährung zu suchen sein, allerdings vermutlich nicht im Rohfaseranteil der Ration: dieser hat nach YU et. al. (1998) bei wachsenden Gänsen keinen Einfluss auf die Längenentwicklung des Dünndarmes. Über die Fütterung wird in der Untersuchung von HASSOUNA (2001) keine Angabe gemacht.

2.7.3.3 Zottenlänge, Kryptentiefe, Vergrößerungsfaktoren, Epithelhöhe

Alle gemessenen Parameter beziehen sich auf in Paraffin eingebettete Proben. Dieses Gewebe schrumpft dadurch um ca. 20 %. Die vorliegenden Messwerte stellen somit den Zustand histologisch bearbeiteter, also geschrumpfte Zotten dar.

Im Duodenum befinden sich die längsten Zotten des Darmes der Pute (DEMKE, 1954). Die Länge der Zotten nimmt in den hinteren zwei Dritteln des Dünndarmes ab (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958).

Die Aussage, dass die längsten **Zotten** im Duodenum der Pute zu finden sind, kann bestätigt werden. Die Zotten im Duodenum der vermessenen Tiere waren bei beiden Arten länger als im Jejunoleum. Im adulten Zustand waren die Zotten der 20 Wochen alten Hausputen im Duodenum um 14 % länger als im Jejunoleum, bei den 20 Wochen alten Wildputen um 29 %.

Die Darmzotten sind im Duodenum und Jejunum von Huhn, Gans, Ente und Taube mit 1-1,5 mm besonders schlank und lang (BERGNER u. KENZ, 1969). Die Zotten im proximalen Duodenum des Huhnes sind 1,5 mm, im Ileum 0,4-0,6 mm lang. Die Zotten im proximalen Duodenum der Ente sind 1 mm lang (SCHWARZE u. SCHRÖDER, 1972). Bei den Tieren in diesen Untersuchungen wurden Zottenlängen im Duodenum bei den adulten Hausputen von $2,7 \text{ mm} \pm 0,33$ und bei den Wildputen von $2,4 \text{ mm} \pm 0,26$ (20 Wochen) bzw. $2,4 \text{ mm} \pm 0,50$ (24 Wochen) gemessen. Im Jejunum lagen die Zotten bei den Hausputen bei $2,3 \text{ mm} \pm 0,27$

(20 Wochen) und bei den Wildputen bei $1,7 \text{ mm} \pm 0,5$ (20 Wochen) bzw. $1,8 \text{ mm} \pm 0,33$ (24 Wochen), also deutlich über den von den o.g. Autoren gemessenen Werten. Die hier untersuchten Haus- und Wildputen haben demnach längere Dünndarmzotten als Enten, Hühner, Gänse und Tauben.

Histologische Untersuchungen von UNI et al. (1999) bei B.U.T. Big 6 Schlüpflingen bis zum 12. Lebenstag zeigten, dass die Höhe und Fläche der Zotten im Duodenum und Jejunum deutlich schneller anwachsen als im Ileum. Die Größe der Enterozyten nimmt in der Zeit nach dem Schlupf jedoch nur schwach zu. JACKSON u. DIAMOND (1996) vergleichen die Darmentwicklung von Haushühnern mit der der Wildform, dem Gabelschwanzhuhn. Bei den schweren, domestizierten Linien geht diese Entwicklung viel schneller vonstatten. Die Ergebnisse bezüglich der Zottenlängen sowie der Enterozyten kann bei unseren Versuchen analog für Haus- und Wildform bestätigt werden.

Der **Vergrößerungsfaktor durch Zotten** ist bei den jungen Haus- und Wildputen nahezu gleich groß, differiert dann im Altersgang jedoch stark.

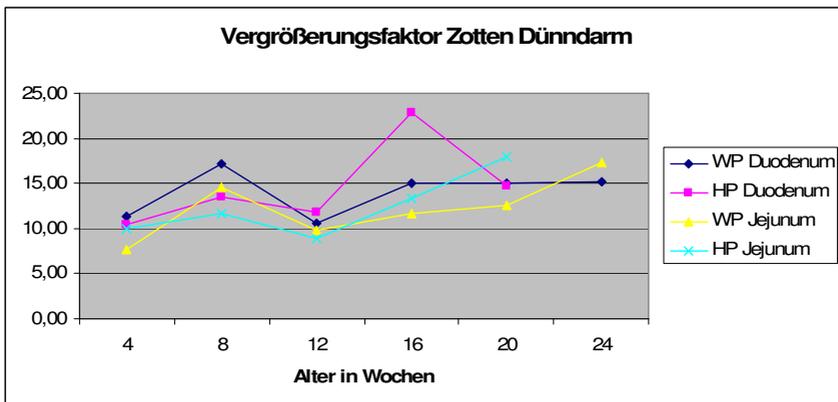


Abb.90 Dünndarm Vergrößerungsfaktor Zotten im Altersverlauf

Im Duodenum der Hausputen ist mit 16 Wochen ein deutlicher Wachstumsschub zu verzeichnen. Im Jejunioileum wird mit 20 Wochen die Oberfläche deutlich durch Zotten vergrößert. Bei den Wildputen ist bei beiden Darmabschnitten ein Wachstumsschub mit 8 Wochen zu erkennen. Das Duodenum der Wildputen unterliegt dann nach Absinken des Vergrößerungsfaktors durch Zotten mit 12 Wochen ab der 16. Woche keinen deutlichen Schwankungen mehr (Abb. 90). Der Vogeldarm ist insgesamt kürzer und die Passagezeit der Ingesta schneller als beim Säugetier (GÜRTLER, 1989). Die mittlere Retentionszeit im Magen-Darm-Kanal beträgt beim Hausgeflügel zwischen 5 und 12 Stunden, bei legenden

Hennen trägt sie unter Umständen nur 4 Stunden. Bei körnerfressenden Vögeln ist die Passagezeit länger als nach der Fütterung von rohfaserreicherem Futter (MØLLER, 2000). Durch Zugabe von Rohfaser zur Futterration wird die Nährstoffkonzentration niedriger (KIRCHGESSNER, 1997).

In den ersten 2 untersuchten Terminen, mit 4 und 8 Wochen, vergrößerten die Wildputen mehr Oberfläche des Dünndarmes durch Zotten als die Hausputen. Vermutlich liegt es am Futterangebot der sich ursprünglich von Gräsern, Beeren und kleinen Insekten ernährenden Wildform. Die in der Ration enthaltene Rohfaser beschleunigt die Passage der Ingesta zusätzlich. Um genügend Nährstoffe aufnehmen zu können, benötigen die jungen Wildputen eine größere resorptive Oberfläche. Die Wildputen sind langsam wachsend und haben deutlich weniger Fleischansatz als die Hausputen. Die Hausputen dieser Untersuchung vergrößern vermutlich deshalb im Altersgang die Oberfläche des Dünndarmes durch Zotten deutlich mehr als die Wildputen, da sie, um den hohen Fleischansatz bzw. die hohe Wachstumsrate zu gewährleisten, deutlich mehr Nährstoffe in kürzerer Zeit aufnehmen müssen.

LENHARDT u. MOZEŠ (2003) wiesen einen Zusammenhang von Dünndarmzottenatrophie, –kryptenatrophie und dem Kümern von Hühnern nach. Die Zotten beider Darmabschnitte waren bei den deutlich leichteren Wildputen kürzer als die der schweren Hausputen. Die Krypten waren Anfangs im Duodenum der Wildputen doppelt so tief wie die der Hausputen, die Werte im gesamten Dünndarm glichen sich aber über den Altersverlauf an. Bei den vorliegenden Messungen korreliert die **Duodenumzottenlänge** mit der Körpermasse bei Haus- ($r = 0,661$, $p = 0,000$) und Wildpute ($r = 0,694$, $p = 0,000$) mittel. Die **Jejunioileumzottenlänge** korreliert bei beiden Spezies ebenfalls mittel mit der Körpermasse (Hauspute $r = 0,686$, $p = 0,002$; Wildpute: $r = 0,654$, $p = 0,000$). Die **Duodenumkryptentiefe** und die **Jejunioileumkryptentiefe** der Wildputen korreliert negativ mittel mit der Körpermasse (Duodenum $r = -0,502$, $p = 0,001$, Jejunioileum $r = -0,467$, $p = 0,003$), bei den Hausputen korrelieren die Kryptentiefen nicht mit der Körpermasse. Der Zusammenhang von resorptiver Oberfläche und Aufbau von Körpermasse konnte auch hier belegt werden.

Legehennen, die einer Fastenperiode von 12 Stunden bis zu 20 Tagen unterzogen wurden, zeigten eine Reduktion der Mitoserate im proximalen Darm. Als sie nach dem Fasten wieder gefüttert wurden, erreichte die Mitoserate bald wieder den Anfangslevel. Die Ergebnisse zeigen einen Zusammenhang zwischen der Zottenhöhe und der Anzahl der epithelialen Zellen. Bei abnehmender Mitoserate werden auch die Zotten kürzer. Andererseits nimmt die Zottenlänge wieder zu, sobald die Mitoserate gestiegen ist (YAMAUCHI et al., 1996).

Längere Zotten vergrößern die resorptive Oberfläche. Die in Richtung der Zottenspitze wandernden Epithelzellen im Zuge der Epithelerneuerung haben somit eine größere Strecke

zurückzulegen. Kürzere Krypten verkürzen diese Strecke. Die Korrelation der Zottenlänge/Kryptentiefe im Dünndarm (Duodenum $r = -0,556$, $p = 0,001$, Jejunum $r = -0,346$, $p = 0,000$) der Wildputen zeigt die gleichen Resultate.

Die Wildputen vergrößern in beiden Dünndarmabschnitten mehr Oberfläche durch Kryptenbildung als die Hausputen (Abb. 93).

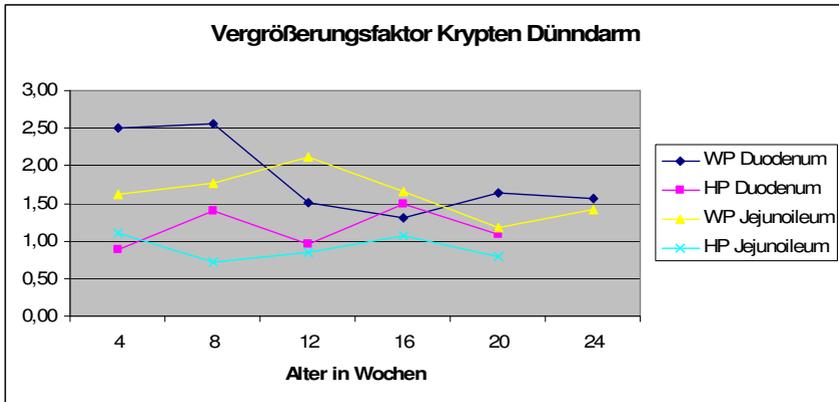


Abb. 93 Dünndarm Krypten Vergrößerungsfaktor im Altersverlauf

Die Ausgangswerte des **Vergrößerungsfaktors durch Krypten** mit 4 Wochen differieren bei den Spezies stark. Bei den Hausputen bleiben die Werte der beiden Darmabschnitte relativ konstant über den Altersverlauf. Die Werte der beiden Tierarten nähern sich mit 16 Wochen stark an und bleiben dann auch ähnlich.

Dies kann darauf hinweisen, dass, je länger die Zotten, desto besser die Verwertung der Nährstoffe und desto besser der Massenzuwachs. Bei den Krypten ist es eher umgekehrt, je tiefer die Krypten, desto weniger der Massezuwachs, da in den Krypten keine Resorption von Nährstoffen stattfindet. Bei diesen Ergebnissen konnte außerdem festgestellt werden, dass bei den Hausputen im Duodenum ($r = 0,696$, $p = 0,002$) und im Jejunum ($r = 0,488$, $p = 0,040$) die Zottenlänge mit der Darmlänge mittel korrelieren. Bei den Wildputen besteht keine Korrelation. Die Hausputen bilden also eine in Länge und Vergrößerung aufeinander abgestimmte Resorptionsfläche aus.

Bei beiden Tierarten sind in allen Altersstadien die **Epithelzellen** des Duodenums höher als die des Jejunums. Die Höhe der Enterocyten ist bei beiden Putenarten in allen Altersstadien im Dünndarm ähnlich und liegt bei ca. 40 μm . Die Epithelzellen verändern sich bei allen Tieren nur wenig. Zwischen der Höhe der Epithelzellen und der Aktivität der Zelle könnte ein morphologischer Zusammenhang bestehen. Aktive Zellen beinhalten mehr

Organellen, die Höhe könnte jedoch aufgrund der Transportwege von Nährstoffen begrenzt sein. Die optimale Resorption der Nährstoffe bei angemessener Bestückung durch Organellen scheint bei dieser Größe erreicht zu werden. HODGES (1974) misst beim Huhn im Dünndarm eine Epithelzellenhöhe von ca. 50 µm.

2.8 Dickdarm

2.8.1 Blinddärme

2.8.1.1 Anatomie

Grundsätzlich folgt die Anatomie von **Caeca** und **Colorectum** der untersuchten Tiere der Beschreibung von HALBUER (1980) und MÜLLING u. BUDA (2002).

Die paarigen Caeca sind bei Rohfaser fressenden Vögeln besonders stark ausgebildet. Vögel mit großen Caeca können Zellwandbestandteile mikrobiell abbauen (MØLLER, 2000). Durch Erhöhung der Rohfaser in der Ration steigt auch die mikrobielle Fermentation (JØRGENSEN et al., 1996). Die Entleerung der Caeca ist deutlich seltener als die des restlichen Magen-Darm-Kanals. So entleeren die Vögel die Caeca nur einmal, während es beim Darm in der gleichen Zeit zu sieben bis elf Defäkationen kommt (GÜRTLER, 1989).

Die Farbe der Caeca der hier untersuchten Tieren war nicht stets dunkelgrün und gesprenkelt. Die Caeca zeigten je nach Füllungsgrad unterschiedliche Färbungen. Je mehr dieser Darmabschnitt mit Ingesta gefüllt war, desto voluminöser und dunkler stellte er sich dar. Die Färbungen traten willkürlich bei allen Versuchsgruppen auf, es fiel allerdings auf, dass die Tiere, die zu Anfang beprobt wurden, dickere und dunklere, voluminösere Blinddärme aufwiesen als die Tiere, welche später beprobt wurden. Wahrscheinlich transportierte die Peristaltik unter Stress (Transport) die Ingesta schneller nach aboral als im Ruhezustand. Die Tiere hatten während des Transportes und der folgenden Wartezeit bis zur Tötung keinen Zugang zu Futter, sodass zusätzlich von oral kein Speisebrei mehr folgen konnte.

2.8.1.2 Histologie

Der Grundaufbau des Dickdarms der Pute ist vergleichbar mit dem des Dünndarms (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Diese Aussage kann bestätigt werden.

DEMKE (1954) beschreibt, dass im Caecum der Pute keine **Zotten** ausgebildet sind, KRÜGER (1926) schreibt, dass Teile der Blinddärme frei von Zotten sind, MALEWITZ (1954), dass die Zotten im proximalen Teil des Caecums ähnlich den Zotten im Jejunioileum sind, im mittleren Teil kürzer werden und sich dann an der Spitze des Organs blattartig verzweigen. Die vorliegenden Ergebnisse haben gezeigt, dass Zotten in den untersuchten Abschnitten der Caeca vorkommen. Die Form der Zotten im Corpus caeci ist hauptsächlich

fingerförmig wie im Dünndarm. Die Zotten am Apex caeci sind kürzer, plumper und auch blattartig ausgebildet, diese Aussage kann bestätigt werden. Über die Zotten in der Mitte des Organs kann keine Aussage getroffen werden.

DEMKE (1954) beschreibt, dass in der **Lamina epithelialis** des Caecums der Pute die meisten Becherzellen des Darmes zu finden sind. MICHEL u. GUTTE (1971) beschreiben, dass das **Epithel** bei Huhn und Ente hier die geringste Anzahl von Becherzellen enthält. Sie können im Mittel- und Endabschnitt des Blinddarmes sogar ganz fehlen. Die Becherzellen kamen bei dieser Untersuchung sowohl im Apex als auch im Corpus vor. Es wurde, wie auch bei den o.g. Autoren, keine quantitative Erfassung durchgeführt. Bei der subjektiven Beurteilung konnte kein eindeutiges Verteilungsmuster bezüglich der anderen Darmabschnitte erfasst werden.

DEMKE (1954) und MICHEL u. GUTTE (1971) beschreiben, dass die **Lamina propria mucosae** viel diffuses sowie in Knötchen liegendes Lymphgewebe beinhaltet. DONAT (1987) und GÓMEZ DEL MORAL et al. (1998) beschreiben beim Huhn eine „Caecum-Mandel“, EBERTH (1861) Lymphfollikel, die sich an der Verbindung von Caecum und Rectum des Huhns befinden.

Im Apex sowie im Corpus aller untersuchten Puten konnte **Lymphgewebe** nachgewiesen werden. Im Caecum der untersuchten Tiere befindet sich bei beiden Spezies mehr Lymphgewebe als in den hier untersuchten Dünndarmabschnitten. Im **Corpus caeci** befindet sich bei beiden Spezies mehr Lymphgewebe als im Apex caeci. Bei den Wildputen ist hier ein deutlicher Unterschied zu den Hausputen festzustellen. Diese Spezies bildet weit weniger Lymphgewebe im Apex aus, als die B.U.T. Big 6. Erst mit 16 Wochen sind nennenswerte Areale zu sehen, aber nicht annähernd so viele wie bei den Hausputen in diesem Abschnitt des Darmes. Im **Dünndarm** formieren sich bei den Hausputen die Lymphocyten ab dem 8 Wochen-Termin zu Haufen und nodulären Ansammlungen. Bei den Wildputen passiert dies mit 12 Wochen, wobei im Altersgang stets die diffusere haufen- als die noduläre Form dominiert. Das Lymphgewebe des **Colorectums** ist sowohl diffus verteilt als auch in kleinen Knoten vorliegend. Bei den Hausputen ist mit 4 Wochen wenig Lymphgewebe ausgebildet, es nimmt stetig zu, formiert sich auch in noduläre Haufen, erreicht mit 16 Wochen einen Peak und bleibt auch mit 20 Wochen ähnlich ausgeprägt. Bei den Wildputen ist die lymphatische Besiedlung insgesamt weniger ausgeprägt. Mit 8-12 Wochen sind nennenswerte Areale ausgebildet. Die Menge scheint nur gering zuzunehmen. CALHOUN (1954) bescheibt beim Huhn, dass die älteren Tiere mehr Lymphgewebe aufweisen als die jüngeren. Dies kann hier bestätigt werden.

Die Tiere dieser Arbeit wurden hinsichtlich der Lymphocytenverteilung in der Leber von MAINZER (2011) untersucht: die Anzahl der Lymphareale in der Leber steigt von der 4. zur

16. Lebenswoche an. Die B.U.T. Big 6 bilden weniger Lymphgewebe in der Leber aus als die Wildputen, genau umgekehrt zum Darm, in dem die Hausputen mehr Lymphgewebe als die Wildputen ausbilden. Bei Schweinen wurden die gleichen Beobachtungen gemacht: Hausschweine bilden mehr Lymphgewebe im Dünndarm aus als Wildschweine (UHR, 1993). Eine mögliche Ursache wäre zum einen, dass die Haustiere normalerweise unter größerem Stress, z.B. hohe Besatzdichte gehalten werden: das Lymphgewebe des Darmes des Hausschweines reagiert auf Stress durch Vermehrung der Zellen (TOURNUT u. LABIE, 1970), zum anderen sind auch äußere Einflüsse an der Ausprägung des Lymphgewebes beteiligt: Antigene im Darmlumen führen zu einer Erhöhung der Anzahl an intraepithelialen Lymphocyten beim Kaninchen, beim Huhn und bei der Ente (GUAOXIONG u. XIAOPING 1991). Einflussfaktor für die Anzahl der Lymphareale ist auch das Alter: die Lymphareale nehmen ab, wenn sich die Tiere an die Umgebung und den von ihr ausgehenden immunologischen Druck anpassen und eine altersabhängige Involution einsetzt. Die Proben der untersuchten Tiere waren alle histopathologisch unauffällig, somit können die Schwankungen insgesamt als physiologisch angesehen werden. Die Hausputen bilden insgesamt mehr noduläre, die Wildputen eher diffuse Areale aus. Dies scheint eine tierartsspezifische Ausbildung zu sein.

2.8.1.3 Morphometrie

2.8.1.3.1 Darmlänge

MÜLLING u. BUDA (2002) geben die Länge des gesamten Dickdarms von Puten mit 89 cm beim weiblichen und 120 cm beim männlichen Tier an (Tabelle 3). BERGENER u. KRENZ (1969) sowie SCHWARZE u. SCHRÖDER (1972) vermaßen die Caeca von Huhn, Gans, Ente und Taube (Tabelle 2). Die Länge des Dickdarms (beide Caeca und Colorectum) der hier vermessenen Tiere liegt bei den adulten (20 Wochen) B.U.T. Big 6 um 90 cm, bei den adulten Wildputen (20 bzw. 24 Wochen) bei 54 bzw. 58 cm. Davon sind bei den Hausputen die Caeca ca. 15,7 – 40,5 cm lang. Sie haben grundsätzlich längere Caeca als die Wildputen, die mit relativ konstanten ca. 20-24 cm im Altersgang wenig Veränderung zeigen. Die Caeca der adulten Hausputen sind länger als die der vermessenen Tiere von BERGENER u. KRENZ (1969), SCHWARZE u. SCHRÖDER (1972). Während die Dünndarmabschnitte der von MÜLLING u. BUDA (2002) vermessenen Tiere länger waren, als die der von uns vermessenen Hausputen, ist der Dickdarm der Hausputen in etwa gleich lang.

YU et. al. (1998) fanden bei Hausgänsen einen Einfluss von gefütterter Rohfaser auf die Caecumlänge. Die Gänse mit rohfaserreichen Diäten hatten kürzere Caeca als die, die rohfaserärmer gefüttert wurden. Ein Einfluss auf die Zottenlänge konnte nicht nachgewiesen werden. Eine Studie an Broilern, die mit Lupinen gefüttert wurden, zeigte eine Verkürzung

der Caeca und Verdickung der Schleimhaut mit deutlich vergrößerten Falten und abgerundeten Zotten im Vergleich zur Gruppe, die Soja-angereichertes Futter erhielten (OLKOWSKI et al., 2008). Die Wildputen dieser Studie hatten, im Hinblick auf ihre ursprüngliche, rohfaserreiche Nahrung, erwartungsgemäß kürzere Caeca als die Hausputen. Dass die Caeca der hier vermessenen Hausputen länger sind, als die von BERGENER u. KRENN (1969), SCHWARZE u. SCHRÖDER (1972) liegt jedoch vermutlich nicht an der veränderten Fütterung sondern an der weiter fortgeschrittenen Züchtung der modernen Hausputen. Die ähnlichen Werte von MÜLLING u. BUDA (2002) erhärten diese Vermutung.

2.8.1.3.2 Zottenlänge, Kryptentiefe, Vergrößerungsfaktoren, Epithelhöhe

Zotten

Die Zotten im Caecum der beprobten Putenspezies nehmen, wie auch die Zotten in den anderen Darmabschnitten, im Altersgang an Länge zu. Im Corpus caeci haben die Hausputen in allen Altersstadien längere Zotten als die Wildputen. Im Apex caeci sind die Zotten bei beiden Spezies deutlich kürzer, bei den adulten B.U.T. Big 6 um 84 %, bei den adulten Wildputen ca. 82,6 %. Sie sind also bei den B.U.T. Big 6 länger als bei den Wildputen, stehen aber vom Corpus zum Apex im ähnlichen Verhältnis.

Die Zotten im Caecum sind bei beiden Spezies deutlich kürzer als die Zotten des Dünndarmes. Bei den adulten B.U.T. Big 6 sind die Zotten im Corpus caeci 38 % kürzer als im Duodenum und 28 % kürzer als im Jejunioileum. Bei den Wildputen sind die Zotten im Corpus caeci 51 % kürzer als im Duodenum und 31 % kürzer als im Jejunioileum. Absolut und relativ kürzere Dickdarmzotten weisen auf den geringeren Energiebedarf der Wildform hin.

Die Zotten im Corpus haben nach FENNA u. BOAG (1974) eine Filterfunktion sowie nach STRONG et. al (1990) möglicherweise auch wichtige absorptive Aufgaben: eine Besonderheit des Stickstoffstoffwechsels der Vögel ist, dass durch antiperistaltische Bewegungen im Colon aus der Kloake Harn in die Caeca transportiert wird. Die Mikroorganismen können den Stickstoff aus der Harnsäure und dem Harnstoff bei der mikrobiellen Proteinsynthese verwerten. Anders als im Dickdarm der Säugetiere können Vögel im Caecum Aminosäuren teilweise resorbieren (MØLLER, 2000).

In diesen Untersuchungen korreliert die Zottenlänge im Corpus caeci, wie auch [in unterschiedlicher Höhe] bei den anderen Darmabschnitten bei beiden Spezies stark mit der Körpermasse (Hausputen $r = 0,789$; Wildputen $r = 0,771$, $p < 0,001$). Somit kann die Annahme, dass auch die Zotten im Corpus caeci der Pute absorptiv tätig sind, gestützt werden. Die Zotten sind möglicherweise im Caecum deutlich kürzer als im Dünndarm, da die

Ingesta wesentlich länger verweilen als im Dünndarm und somit mehr Zeit für die Aufnahme von Nährstoffen zur Verfügung steht.

Die Zottenlänge im Apex ist bei beiden Putenarten deutlich kürzer als im Corpus. Grund dafür könnte sein, dass dieser Ort eine andere Aufgabe erfüllen soll. In den Caeca findet die Fermentation und Weiterverdauung von Futter statt, insbesondere der Zellulose, außerdem ist eine hohe mikrobiologische Aktivität von aeroben und anaeroben Bakterien, Pilzen und anderen Organismen zu verzeichnen (BRAUN u. DUKE, 1989; CLENCH u. MATHIAS, 1995). Möglicherweise findet im Apex das Verweilen und „Einwirken“ der Enzyme und Mikroorganismen statt. Bei diesen Prozessen ist eine Oberflächenvergrößerung wie sie durch Zotten zur Absorption geschieht, nicht in dem Maße nötig. In den Caeca findet außerdem die Produktion von Immunglobulinen und Antikörpern statt (BRAUN u. DUKE, 1989; CLENCH u. MATHIAS, 1995). Ein Grund für die kürzeren Zotten im Apex könnte demnach sein, dass die in die Lamina propria mucosae eingelagerten Lymphfollikel eine größere Kontaktfläche zu eintretenden Antigenen benötigen. Tritt ein Antigen an einer langen Zottenspitze ein, ist der Weg zum Grund der Lamina propria mucosae weit größer als im Apex. Die Hauptaufgabe des Apex caeci scheint also die Immunantwort zu sein.

Krypten

Die Krypten im Caecum beider Putenlinien sind in den ersten 8 Wochen kürzer als im Dünndarm, gleichen sich aber ab der 12-Wochen-Messung aneinander an. Da die Zotten in beiden Caeca-Abschnitten, wie auch bei beiden Putenlinien, nicht so hoch werden, wie im Dünndarm, benötigen sie auch nur ein kleineres Reservoir an nachschiebenden, neuen Enterocyten. Die Kryptentiefe des Caecums scheint vom Anfang bis zum Ende dieser Messungen ausreichend für die Reproduktion der Zottenoberfläche zu sein.

Epithelzellen

In den Blinddärmen von Huhn und Ente weisen die Epithelzellen eine geringere Höhe auf als in den anderen Darmabschnitten (MICHEL u. GUTTE, 1971). In diesen Untersuchungen konnte dies für die Pute nicht bestätigt werden. Die Epithelzellen in den hier vermessenen Dünndarm- und Caeca-Abschnitten sind von ähnlicher Höhe und betragen durchschnittlich ca. 40 µm. Auf die Epithelzellhöhe wurde in Abschnitt 2.7.3.3 (S. 135) ausführlicher eingegangen.

2.8.2 Enddarm

2.8.2.1 Anatomie

Das Colorectum der Hausputen ist mehr auf der linken Körperseite gelagert, als das der Wildputen, bei denen es fast in der Medianebene liegt. Grund dafür könnten die insgesamt

längeren und größeren Organe (Magen, Dünndarm) der Hausputen sein, die die Leibeshöhle ausfüllen und so das Colorectum etwas nach links paramedian verdrängen.

2.8.2.2 Histologie

Der Grundaufbau des Dickdarms ist vergleichbar mit dem des Dünndarms (MALEWITZ u. CALHOUN, 1958). Diese Aussage kann bestätigt werden.

2.8.2.3 Morphometrie

Wie auch bei anderen Geflügelarten (BERGENER u. KRENZ, 1969; SCHWARZE u. SCHRÖDER, 1972; VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004) ist das Colorectum in der vorliegenden Studie mit 10 cm Länge der kürzeste Darmabschnitt. Korrespondierende Literaturangaben zum Altersgang waren nicht verfügbar.

Während bei den Wildputen eine konstante Länge des Colorectums ohne Korrelation zur Körpermasse vorliegt, ist bei den Hausputen analog zu den anderen Darmabschnitten eine deutliche Abhängigkeit ($r = 0,872$, $p < 0,001$) zur Körpermasse zu erkennen.

Die Zotten bleiben bei der Wildpute ebenfalls in etwa gleich lang, während es bei den Hausputen eine mittlere Korrelation der Zottenlänge mit der Körpermasse ($r = 0,657$, $p < 0,005$) und der Colorectumlänge ($r = 0,504$, $p = 0,001$) gibt. Die Hausputen haben sowohl längere Zotten als auch tiefere Krypten. Dieser Parameter korreliert mittel mit der Länge des Colorectums ($r = 0,508$; $p < 0,05$). Außerdem kann eine mittlere Korrelation der Zottenlänge zur Kryptentiefe im Colorectum berechnet werden ($r = 0,567$, $p = 0,005$).

Verschiedene Faktoren beeinflussen den Zellumsatz der Darmoberfläche positiv oder negativ. Bei Hühnern zeigt sich ein Einfluss der Keimbesiedelung: der Vergleich von einer Woche alten, konventionell gehaltenen Hühnerküken zu älteren, keimfrei gehaltenen Hühnern wies auf, dass der aktive Proliferationspool in den Krypten der konventionell gehaltenen Hühner mehr als doppelt so groß wie die analogen proliferativen Kompartimente der keimfrei gehaltenen Hühner war. Die Epithelzellen der konventionell gehaltenen Hühner wanderten in der Krypten- Zottenverbindung etwa 1,7 mal schneller als bei den keimfreien Tieren (COOK u. BIRD, 1973). Ähnliche Beobachtungen machten COATES u. JAYNE-WILLIAMS (1966): sie fanden folgende morphologische Unterschiede zwischen keimfrei- und konventionell gehaltenen Hühnern: die keimfrei gehaltenen Hühner besaßen einen leichteren Dünndarm bei etwa gleicher Länge, eine schmalere Lamina propria und kleinere Darmzotten. Generell war die Darmwand dünner. VISEK (1978) beschreibt, dass konventionell gehaltene Küken tiefere Darmkrypten besitzen und die Epithelzellerneuerung schneller verläuft. Weitere ähnliche Ergebnisse erzielten GORDON (1960), SPRINZ (1962) und ABRAMS et al. (1963). Sie fanden bei konventionell gehaltenen Hühnern und

Rodentiern einen größeren Anteil proliferierender Zellen in der Lamina propria als bei keimfrei gehaltenen Tieren.

Die Hausputen dieser Studie sind konventionell gehaltene Tiere. Die Wildputen hatten von der 4. bis zur 22. Lebenswoche Auslauf in einer Voliere. Legt man die o.g. Untersuchungen zu Grunde, kann man daraus schließen, dass konventionell gehaltene Hausputen eine höhere Proliferationsrate im Colorectum aufweisen als Wildputen, die außerdem noch Antigenstimulation durch den Auslauf hatten. Grund dafür könnte die energiedichtere Nahrung sein, die die auf Fleischansatz gemästeten Hausputen gewöhnlich erhalten. Der Einfluss ist nach NOY et al. (2001) gegeben: diese Untersuchung zeigt, dass die Futteraufnahme eine der Hauptfaktoren ist, die die Proliferation von Enterocyten nach dem Schlupf beeinflusst. Vergleicht man hungernde mit gefütterten Tieren zeigen die gefütterten eine Proliferation von Enterozyten von über 60 %. Das bedeutet, dass Hungern das Wachstum von Zotten und Krypten im Darm hemmt. Auch bei Schweinen wurde dies nachgewiesen, dort hat der Energiegehalt der Nahrung einen Einfluss auf die Proliferationsrate. Im Gegensatz zu einer niederkalorischen Diät zeigten die Tiere, die mit einem Futter mit erhöhtem Energiegehalt gefüttert wurden, einen signifikanten Anstieg der Mitoserate (RAAB et al., 1998).

Die Hauptaufgabe des Dickdarms der Säugetiere besteht darin, Wasser und Elektrolyte aus dem Chymus zu entziehen, ihn dadurch einzudicken, durch Kontraktion zum After zu schaffen und zu entleeren (SCHEUNERT u. TRAUTMANN, 1987). Anders als im Dickdarm der Säugetiere können Vögel zusätzlich Aminosäuren teilweise resorbieren (MØLLER, 2000). Der Vergrößerungsfaktor durch Zotten und Krypten ist im Colorectum nur geringradigen Schwankungen unterworfen und erreicht nicht annähernd so hohe Werte wie im Dünndarm. Dies scheint für die physiologische Aktivität der Resorption ausreichend zu sein. Bei den Wildputen bleibt die Länge des Darmabschnittes über den Altersverlauf gleich, während bei den Hausputen, entsprechend der anderen Darmabschnitte, die Länge ebenfalls ans Alter / die Körpermasse angepasst werden muss. Gleich verhält es sich mit den Zotten. Somit optimieren die Hausputen auch im Dickdarm die Resorptionsleistung durch angepasste Morphologie.

Die Epithelhöhe ist mit meist $< 40 \mu\text{m}$ bei beiden Spezies ähnlich hoch und etwas niedriger als im Dünndarm. Die Höhe verändert sich ab einem Alter von 8 Wochen nicht mehr und korreliert nicht mit der Körpermasse. Das Epithel verändert seine Höhe im gesamten Verlauf des Darmkanals bei beiden Spezies kaum. Daher kann man davon ausgehen, dass eine Epithelhöhe von ca. $40 \mu\text{m}$ für eine optimale Resorptionsleistung von Nährstoffen und Wasser und beste Voraussetzungen für eine reichliche Ausstattung der Zellen mit Zellorganellen sowie effektive Transportwege bietet.

2.9 Kloake

2.9.1 Anatomie

KOMAREK (1970) unterteilt die Kloake der **Pute** in ein Proctodaeum und ein Urodaeum. Anstelle des Coprodaeums beschreibt er bei der Pute eine Ampulla recti. HALBUER (1980) beschreibt drei Abschnitte der Kloake der Pute: Coprodaeum, Urodaeum und Proctodaeum. Da auch bei den hier untersuchten Puten die Plica rectoproctodaealis fehlt, ist die kraniale Grenze des Coprodaeum nicht eindeutig zu bestimmen. Dies kann postmortal durch den Verlust des Muskeltonus bedingt sein, der intra vitam durch eine Einengung die beiden Abschnitte teilt.

2.9.2 Morphometrie

Die hier gemessenen Werte der Kloakenlänge sind bei den Hausputen ab der 12. Woche höher als die von adulten Hühnern, Gänsen und Enten (SALOMON, 1993; VOLLMERHAUS u. SINOWATZ, 2004). Die 20 Wochen alten Hausputen haben eine längere Kloake als die 20- und 24 Wochen alten Wildputen. Die Kloakenlänge der Hausputen korreliert mittel mit der Körpermasse ($r = 0,665$; $p = 0,001$). Auch die Kloakenlänge ist somit als letzter Teil des Verdauungstraktes stimmig zur Körpermasse der hinsichtlich Massezunahme und Futterverwertung optimierten Hausputen.

3 Schlussfolgerung

Zusammenfassend zeigt sich, dass der Verdauungstrakt der Hausputen von der Zunge bis zur Kloake an das Erreichen einer großen Körpermasse, insbesondere Muskeln, geknüpft ist. Bei gleicher Fütterung ist eine genetisch durch Domestikation und Züchtung geprägte höhere Wachstumsrate mit einem längerem Darm und längeren Zotten assoziiert. Die Caeca scheinen mehr eine immunologische als nutritive Funktion zu haben, da die vermessenen Parameter nicht mit der Körpermasse korrelieren.

Die Morphologie der für die Zellerneuerung wichtigen Krypten und der absorptiv tätigen Epithelzellen der Zotten zeigt nicht so deutliche Unterschiede wie die Zottenlänge zwischen den beiden untersuchten Spezies. Die weitestgehende Konstanz der Kryptentiefe und der Epithelzellenhöhe im Altersgang zwischen der 4. und 20. (Hausputen) bzw. 24. (Wildputen) Lebenswoche entspricht scheinbar einem physiologischen Optimum, das bei den Epithelzellen der Zotten bei ca. 40 μm , bei den Krypten im Bereich zwischen 120 μm (Hausputen) und 150 μm (Wildputen) liegt.

Das Lymphgewebe spiegelt die Anpassung der Tiere an die Umwelt und den von ihr ausgehenden immunologischen Druck wieder. Einfluss auf die Ausprägung der

lymphocytären Einlagerungen können z.B. das Alter, die Haltungsbedingungen, der Stress und der immunologische Druck haben. Da in den Untersuchungen alle Proben histopathologisch unauffällig waren, werden die ermittelten Schwankungen insgesamt als physiologisch eingestuft.

VI ZUSAMMENFASSUNG

Bronja M. Berenfeld

Makroskopische, mikroskopische und morphometrische Vergleichsstudie des Gastrointestinaltraktes von kommerziellen B.U.T. Big 6 Puten und Wildputen

Die Pute ist eines der wichtigsten praxis- und wirtschaftsrelevanten Geflügelarten. Erkrankungen des Magen-Darm-Traktes und die Effizienz der Verdauung haben in der Geflügelzucht eine hohe wirtschaftliche Bedeutung. In der Literatur findet man wenig über die Anatomie, Histologie und das Wachstum des Gastrointestinaltraktes unter dem Einfluss der Domestikation. Durch genetische Selektion der Hausputen änderte sich sowohl die Wachstumsgeschwindigkeit als auch die Wachstumsstruktur der Tiere. Folgend wurde eine zusammenhängende anatomische, histologische und morphometrische Darstellung des Magen-Darm-Traktes einer modernen selektierten Hausputenlinie (British United Turkeys, B.U.T. Big 6) mit einer nicht selektierten Wildform (Wild Canadian Turkeys, WCT) im Vergleich verschiedener Altersstadien erstellt.

Es wurden dazu 25 Hausputen sowie 48 kanadische Wildputen als nicht geschlechtlich vorsortierte Eintagsküken eingestallt. Die Gruppe der Hausputen wurde an 5 Terminen mit je 5 Tieren im Alter von 4, 8, 12, 16 und 20 Lebenswochen anatomisch beurteilt, fotografiert, beprobt und die Organlängen vermessen. Die Gruppe der Wildputen wurde mit je 8 Tieren pro Termin ebenfalls im vierwöchigen Intervall, beginnend mit der 4. Lebenswoche und einer zusätzlichen Gruppe im Alter von 24 Wochen anatomisch beurteilt, fotografiert und beprobt. Von je 5 Tieren wurden die Organlängen vermessen.

Anatomisch und histologisch können bei beiden Putenrassen bis auf die Zunge und den subserösen Fettansatz keine nennenswerten Unterschiede detektiert werden. Die Wildputen weisen längere und schlankere Zungen mit zahlreicheren und spitzeren Papillen auf und lagern mehr subseröses, perivaskuläres Fettgewebe ein als die Hausputen. Bei den morphometrischen Vermessungen bestätigen sich die erwarteten höheren Körpermassen der Hausputen im Vergleich zu den geringeren und breiter gestreuten Körpermassen der Wildputen. Die Vermessung des Magen-Darm-Traktes zeigt korrespondierende Werte. Die Hausputen der vorliegenden Untersuchung weisen alle ein kontinuierliches, rasches Darmwachstum auf. Die Darmlänge im gesamten, sowie auch die einzelnen Darmabschnitte, sind in allen Altersstadien länger als die der Wildputen. Bei den Hausputen korreliert die Länge des Dünndarmes, der Caeca und des Colorectums stark mit der Körpermasse. Bei den Wildputen korreliert nur die Länge der Dünndarmabschnitte mittel

mit der Körpermasse. Das Duodenum weist bei beiden Putenlinien die längsten Zotten des Dünn- und Dickdarmes auf. Im Dünndarm verändert sich der Vergrößerungsfaktor durch Zotten im Altersverlauf: die Wildputen bilden in den ersten 8 Wochen eine größere Oberfläche durch Zotten als die Hausputen, danach stagniert dieser Faktor. Bei den Hausputen hingegen steigt der Wert kontinuierlich an. Die Wildputen zeigen in beiden vermessenen Dünndarmabschnitten in allen Altersstadien einen geringgradig größeren Anteil der Oberflächenvergrößerung durch Krypten als die Hausputen. Im Dickdarm gibt es deutliche Unterschiede in den Zottenlängen sowohl innerhalb seiner einzelnen Abschnitte als auch im Vergleich zum Dünndarm. Die Zotten im Caecum sind bei beiden Spezies deutlich kürzer als die Zotten der Dünndarmabschnitte. Im Corpus caeci haben beide Putenrassen aller Altersstadien längere Zotten als im Apex caeci. Im kürzesten Darmabschnitt, dem Colorectum, sind die Zotten bei beiden Spezies kürzer als im Dünndarm und im Corpus caeci aber länger als im Apex caeci. Die Höhe der Enterocyten ist bei beiden Putenarten in allen Altersstadien im Dünn- und im Dickdarm ähnlich. Bei beiden Spezies ist der Darm mit Lymphgewebe durchsetzt, die Wildputen weisen ein diffuses Verteilungsmuster auf, bei den Hausputen formieren sich die Zellen eher zu Haufen.

Fasst man diese Ergebnisse zusammen, lässt sich vermuten, dass bei gleicher Fütterung eine genetische, durch Domestikation und Züchtung geprägte, höhere Wachstumsrate mit einem längeren Darm und längeren Zotten assoziiert ist: der Darm der Hausputen ist grundsätzlich länger als der der Wildputen; mit 20 Wochen um das 1,7fache, die Zotten im Dünndarm um das 1,4fache. Die Morphometrie der für die Zellerneuerung wichtigen Krypten und der absorptiv tätigen Epithelzellen der Zotten zeigt derartig starke Unterschiede zwischen den beiden untersuchten Spezies jedoch nicht auf. Die weitestgehende Konstanz der Kryptentiefe und der Epithelzellenhöhe im Altersgang zwischen der 4. und 20. (Hausputen) bzw. 24. (Wildputen) Lebenswoche entspricht scheinbar einem physiologischen Optimum, das bei den Epithelzellen der Zotten bei ca. 40 μm , bei den Krypten im Bereich zwischen 120 μm (Hausputen) und 150 μm (Wildputen) liegt.

VII SUMMARY

Bronja M. Berenfeld

Macroscopic, microscopic and morphometric comparative study of the gastrointestinal tract of commercial B.U.T. Big 6 turkeys and wild turkeys

Turkeys are one of the most important and relevant poultry species in veterinary medicine and economy. Gastrointestinal diseases as well as digestive efficiency are of high economic significance in poultry breeding. In literature, there is little to find concerning the anatomy, histology and the growth of the gastrointestinal tract under the influence of domestication. Due to genetic selection of domesticated turkeys, changes in both the animal's growth rate and in their growth structure occurred.

In this study, a continuous anatomical, histological and morphometrical investigation of the gastrointestinal tract of a modern selected turkey breeding line (British United Turkeys, B.U.T. Big 6) in comparison with a none selected wild turkey line (Wild Canadian Turkeys, WCT) at different stages of age is presented.

For this purpose, 25 domesticated and 48 Canadian wild day-old turkey chicks of random gender were housed. 5 animals of the domesticated turkey group and 8 animals of the wild turkey group were anatomically evaluated, photographed and sampled in a 4 week interval at the age of 4, 8, 12, 16 and 20 weeks. In the wild turkey group, anatomical evaluation, photography and sampling was additionally carried out at the age of 24 weeks. In 5 animals of each group, the organ length was also measured on the particular examination dates.

Comparing anatomical and histological findings in the examined turkey breeds, differences are found merely in the amount of subserous adipose tissue and in the morphological appearance of the animal's tongues. The tongues of wild turkeys are longer, slimmer and have more pointed lingual papillae. Wild turkeys also show a higher storage of subserous perivascular fatty tissue compared to domesticated turkeys. Morphometric measurements confirm a homogeneously higher body mass in domesticated turkeys compared to the generally lower body mass of wild turkeys – spread over a wider range within the group. Measurements of the gastrointestinal tract reveal analogous findings: the domesticated turkeys in this study show a continuous rapid growth of their intestinal tract. The complete intestinal tract and the individual intestinal segments are longer at each investigated age than in wild turkeys. In domesticated turkeys, the length of duodenum and jejunioilium, of caeca

and colorectum correlates significantly with their body mass. In wild turkeys, only the length of the small intestinal segments shows a medial correlation with their body mass.

The duodenum shows the longest villi of the intestinal system in both examined turkey groups. In the small intestine, the 'growth factor attributable to villi' changes with the progression of age: compared to domesticated turkeys, wild turkeys form a larger surface by small intestinal villi during their first 8 weeks of age, subsequently this factor stagnates. In domesticated turkeys however, this parameter increases continuously. In the two measured small intestinal segments, wild turkeys show a slightly higher ratio of surface increase by crypts than domesticated turkeys. In the large intestine, significant differences of villi length within the individual segments, as well as in comparison to the small intestine can be noted. Villi of the caecum appear considerably shorter than villi of the small intestinal segments in both turkey species. In the corpus of the caecum, both species at all ages show longer villi than in the apex caeci. In the shortest intestinal segment, the colorectum, villi are shorter than in the small intestine and in the corpus of the caecum, but longer than in the apex caeci in both turkey species. The height of the enterocytes in the small and large intestine is similar in both turkey species at all ages. In both species, the intestine is interstratified with lymphatic tissue. Wild turkeys show a diffuse distribution pattern of lymphatic cells, whereas in domesticated turkeys the cells tend to form clusters.

In summary, the results of this study lead to the assumption that, feeding on an identical diet, a genetic higher growth rate, characterized by domestication and breeding, is associated with an increased length of intestines and villi: the intestines of domesticated turkeys are generally longer than those of wild turkeys; at 20 weeks of age by the factor 1.7, and the small intestinal villi by the factor 1.4. However, morphometric evaluation of the crypts, which play an essential role in cell replacement, and of the epithelial cells of the villi, which regulate absorption, does not reveal marked discrepancies between the two examined species. The predominant consistency of crypt depths and height of epithelial cells at the age of 4 to 20 weeks in domesticated turkeys, respectively 4 to 24 weeks in wild turkeys, seems to correlate with a physiological optimum, which is approximately 40 μm in the epithelial cells of the intestinal villi, and a range of between 120 μm (domesticated turkeys) and 150 μm (wild turkeys) for the crypts.

VIII LITERATURVERZEICHNIS**ABOURACHID, A. (1991)**

Comparative gait analysis of two strains of turkey, meleagris gallopavo
Br. Poult. Sci. 32: 271-277

ABOURACHID, A. (1993)

Mechanics of standing in birds- functional explanation of lameness problems in giant turkeys
Br. Poult. Sci. 34: 887-898

ABRAMS, G.D., BAUER, H. SPRINZ, H., (1963)

Influence of the normal flora on mucosal morphology and cellular renewal in the ileum
Lab. Invest. 12: 355-364

ACKERKNECHT, E. (1974)

Das Eingeweidesystem
In : ELLENBERGER, W. u. BAUM, H.
Handbuch der vergleichenden Anatomie der Haustiere
Berlin, Springer Verlag, S. 993-1031

AITKEN, R.N.C. (1958)

A histochemical study of the stomach and the intestine of the chicken
J. Anat. 92: 453-466

APPLEGATE, T.J., DIBNER, J.J., KITCHELL, M.L., UNI, Z., LILBURN, M.S. (1999)

Effect of turkey (*Meleagris gallopavo*) breeder hen age and egg size on poult development
2. intestinal villus growth, enterocyte migration and proliferation of the turkey poult
Comp. Biochem. Physiol. B 124: 381-389

BAR- SHIRA, E., SKLAN, D., FRIEDMANN, A. (2003)

Establishment of immune competence in the avian GALT during the immediate posthatch period
Dev. Comp. Immunol. 27: 147-157

BARTELS, P. (1895)

Beitrag zur Histologie des Ösophagus der Vögel
Z. Wiss. Zool. 59: 655-689

BAUER, M. (1901)

Beitrag zur Histologie des Muskelmagens der Vögel
Arch. mikrosk. Anat. Entw. Mech. 57: 571-578

BEFUS, A. D., JOHNSTON, N., LESLIE, G. A., BIENENSTOCK, J. (1980)

Gut-Associated lymphoid tissue in the chicken, I. Morphology, ontogeny, and some functional characteristics of Peyer's patches
J. Immunol. 125 (6): 2626-2632

BENECKE, N. (1994)

Der Mensch und seine Haustiere. Die Geschichte einer jahrtausendealten Beziehung
Verlag Theiss, Stuttgart, S. 392-393

BENNETT, T. u. COBB, J. L. S. (1969)

Studies in the avian gizzard: Auerbach's plexus
Z. Zellforsch. 99: 109-120

BERGNER H. u. KENZ, H. A. (1969)

Verdauung, Resorption, Intermediärstoffwechsel bei landwirtschaftlichen Nutztieren
VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin

BESOLUK, K., EKEN, E., BOYDAK, M. u. TIPIRDAMAZ, S. (2002)

Morphological studies on Meckel's Diverticulum in Geese (*Anser Domesticus*)
Anat. Histol. Embryol. 3: 290-292

BITTNER, H. (1924)

Die Sektion des Hausgeflügels und der Versuchssingvögel
Berl. Tierärztl. Wschr. 40 (9): 99-101; (10): 111-115; (11): 125-128

BIZZOZERO, G. (1888)

Über die Regeneration der Elemente der schlauchförmigen Drüsen und des Epithels des Magen-Darm-Kanals
Anat. Anz. 3: 781-784

BÖCK, P (1989)

Histologische Präparate, Fixierte Präparate, Mikrotome, Aufziehen der Schnitte, Färben
In: ROMEIS, B., Mikroskopische Technik
17. Aufl., Verlag Urban und Schwarzenberg, München, Wien & Baltimore, S. 71-297

BRADLEY, O.C. u. GRAHAME, T. (1960)

The Structure of the Fowl, 4th ed.
Edinburgh and London: Oliver and Boyd

BRANT, A. W. (1998)

A brief history of the turkey
Worlds Poult. Sci. J. 54: 365-373

BRAUN E.J. u. DUKE, G.E. (1989)

Function of the avian caecum
J. Exp. Zool. 3(suppl): 81-86

BREUER, P. (2005)

Wirkung einer erhöhten Biotinsupplementation des Futters weiblicher BUT Big 6 Puten-Elterntiere auf deren Reproduktionsrate sowie auf die Fußballengesundheit der Nachkommen
Inaugural-Dissertation, Freie Universität Berlin

BUCHER, O., u. WARTENBERG, H. (1989)

Cytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie des Menschen
Bern, Verlag Huber, S. 393-438

BURNS, R. B. (1982)

Histology and immunology of Peyer's patches in the domestic fowl (*Gallus domesticus*)
Res. Vet. Sci. 32: 359-367

CALHOUN, M. L. (1954)

Microscopic Anatomy of the Digestive System of the Chicken
Ames, Iowa, The Iowa State University Press, S. 43-70

CERNY, H. (1993)

Verdauungssystem
In: SALOMON, Franz-Viktor: Lehrbuch der Geflügelanatomie
Jena, Gustav Fischer Verlag, S. 131-172

CHODNICK, K. S. (1947)

A cytological study of the alimentary tract of the domestic fowl
Quart. J. microsc. Sci. 88: 419-443

CLARA, M. (1925)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; I. Mikroskopische Anatomie
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 4: 346-416

CLARA, M. (1926 a)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; II. Die Hauptzellen im Darmepithel
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 6: 1-27

CLARA, M. (1926 b)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; III. Die basalgekörnten Zellen des Darmepithels
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 6: 28-54

CLARA, M. (1926 c)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; IV. Über das Vorkommen von Körnerzellen vom Typus der PANETH'schen Zellen bei den Vögeln
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 6: 55-75

CLARA, M. (1926 d)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; V. Die Schleimbildung im Darmepithel mit besonderer Berücksichtigung der Becherzellenfrage
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 6: 256-304

CLARA, M. (1926 e)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; VI. Das lymphoretikuläre Gewebe im Darmrohre mit besonderer Berücksichtigung der leukozytären Zellen
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 6: 305-350

CLARA, M. (1927 a)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes; VII. Die LIEBERKÜHN'schen Krypten
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 7 (1/2): 22-72

CLARA, M. (1927 b)

Beiträge zur Kenntnis des Vogeldarmes;
VIII. Das Problem des Rumpfdarmschleimhautreliefs
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 9 (1/2): 1-48

CLARKE, P. L. (1978)

The structure of the ileo-caeco-colic junction of the domestic fowl (*Gallus gallus* L.)
Br. Poult Sci 19: 595-600

CLENCH, M.H. u. MATHIAS J.R. (1992)

Intestinal transit: how can it be delayed long enough for birds to act as long-distance dispersal agents?
Auk. 109: 933-936

COATES, M. E. & JAYNE-WILLIAMS, D. J. (1966)

Current views on the role of the gut flora in nutrition of the chicken
In Physiology of the domestic fowl (ed. C.Horton-Smith & E. C. Amoroso)
Edinburgh & London: Oliver & Boyd, S. 182

COOK, R. H., BIRD, F.H. (1973)

Duodenal Villus Area and Epithelial Cellular Migration in Conventional and Germ- Free Chicks
Poult. Sci. 52: 2276-2280

CRAWFORD, R. D. (1990)

Poultry genetic resources: evolution, diversity and conservation. Poultry breeding and genetics
R. D. Crawford. New York, Elsevier

CURSCHMANN, H. (1866)

Zur Histologie des Muskelmagens der Vögel
Z. wiss. Zool. 16: 224-235

DEMKE, D.D. (1954)

A brief histology of the intestine of the turkey poult
Am. J. Vet. Res. Jul; 15(56): 447-9

DOLL, P. (1978)

In SCHOLTYSEK, S. u. DOLL, P., Abstammung und Herkunft, Rassemerkmale
In: Nutz-und Ziergeflügel, Tierzchtbücherei, Verlag Ulmer, Stuttgart, S. 368-373

DONAT, K. (1987)

Anleitung zur Ganztierpräparation des Huhnes (Teil I)
Berlin, Freie Universität, Institut für Veterinär-Anatomie, S. 31-34

DONAT, K. (1993)

Abbildungen zur mikroskopischen Anatomie des Geflügels
Anleitung zur Ganztierpräparation des Huhnes (Teil II)
Berlin, Freie Universität, Institut für Veterinär-Anatomie

DROCHNER, W. u. COENEN, M. (1986)

Pflanzliche Strukturstoffe in der Schweineernährung (diätetische Aspekte)
Übers. Tierernähr. 14: 1-50

DUKE, G.E. (1986)

Alimentary canal: secretion and digestion
In: STRUKEY, P.D., editor.
Avian physiology ed. 4. New York: Springer Verlag. S. 289-302

DZUIK, H.E. u. DUKE, G.E. (1972)

Cineradiographic studies of gastric motility in turkeys
Am. J. Physiol., 222: 159-166

EBERTH, J. (1861)

Über die Follikel in den Blinddärmen der Vögel
Wüzb. naturwiss. Zeitschr. 2: 171-177

EGLITIS, I., u. KNOUFF, R. A. (1962)

A Histological and histochemical analysis of the inner lining and glandular epithelium of the chicken gizzard
Am. J. Anat. 111: 49-66

EL-FATAH, M.A., MOHAMED, S., YOUSSEF, G.A.E. (2000)

Some morphological studies on the tongue of turkey
Assiut Vet. Med. J. Vol. 42 No. 48

ELLENBERGER, W., u. BAUM H. (1926)

Handbuch der vergleichenden Anatomie der Haustiere, 18. Aufl.
Berlin, Springer Verlag, S. 993-1031

ESMAIL, S. H. M. (2000)

New concepts of intestinal digestion and absorption in chickens
World Poultr. 2: 14 - 15

**FAN, Y.K., CROOM, J., CHRISTENSEN, V.L., BLACK, B.L., BIRD, A.R., DANIEL, L.R.,
MC BRIDE, B.W., EISEN, E.J. (1997)**

Jejunal glucose uptake and oxygen consumption in turkey poults selected for rapid growth
Poultry science 76: 1738-1745

FARNER, D.S. (1960)

Digestion and digestive system
In: MARSHALL, A. J.: Comparative Physiology of Birds, Vol. I
London, Academic Press, S. 411-467

FARNER, D. S., u. KING, J. R. (1972)

Avian Biology, Vol. II
New York, Academic Press, S. 343-430

**FASINA, Y.O., CLASSEN, H.L., GARLICH, J.D., BLACK, B.L., FERKET, P.R., UNI, Z.,
OLKOWSKI, A. (2006)**

Response of turkey poults to soybean lectin levels typically encountered in commercial diets.
2. Effect on intestinal development and lymphoid organs
Poult. Sci. 85: 870-877

FEDER, F. H. (1972 a)

Zur Lage der tiefen Drüsen im Proventriculus verschiedener Vogelarten
Zbl. Vet.-Med. (C) 1: 266

FEDER, F. H. (1972 b)

Strukturuntersuchungen am Ösophagus
Zbl. Vet.-Med. (C) 1: 201-211

FENNA, L. u. BOAG, D.A. (1974)

Filling and emptying of the galliform caecum
Can. J. Zool. 52: 537-540

FOYE, O.T., BLACK, B.L. (2005)

Intestinal adaptation to diet in the young domestic and wild turkey (*Meleagris gallopavo*)
Comparative Biochemistry and Physiology, Part A 143 (2006): 184-192

FÜERBRINGER, M. (1888)

Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Vögel; II. Allgemeiner Theil
Amsterdam, Verlag von T.J. van Holkema, S. 1073-1084

GADOW, H. (1879)

Versuch einer vergleichenden Anatomie des Verdauungssystems der Vögel
Jena, Jenaische Z. Naturwissenschaft 13. Bd.
Neue Folge, 6. Bd., I. Theil, S. 92-93; 145-152

GADHOKE, J. S., R.T. LINFSAJ und R. K. DESMOND (1975)

Comparative study of the major arterial branches of the descending aorta and their supply to the abdominal viscera in the domestic turkey
Anat. Anz. 138: 438-443

GEFLÜGELJAHRBUCH (2008)

Jahrbuch des Zentralverbandes der deutschen Geflügelwirtschaft e.V. und seiner Mitgliedsverbände
zit. nach H. PINGEL (1998)
Ulmer Verlag, S. 229

GIGAS, H. (1987)

Puten
Verlag Neumann- Neudamm, Melsungen S. 47-48

GÓMEZ DEL MORAL, M., FONFRÍA, J., VARAS, A., JIMÈNEZ, E., MORENO, J. u. ZAPATA, A. G. (1998):

Appearance and Development of Lymphoid Cells in the Chicken (*Gallus gallus*) Cecal Tonsil
Anat. Rec. 250: 182-189

GORDON, H.A. (1960)

The germ- free animal. Its use in the study of "physiologic" effects of the normal microbial flora on the host
Am. J. Dig. Diseases 5: 841-867

GRAHAME, T. u. BRADLEY, O.C. (1950)

The Structure of the Fowl
3rd Edition ed. J.B. Lippincott Co., Philadelphia

GRASHORN, M. A., u. BESSEI, W. (2004)

Comparison of heavy turkey breeds B.U.T. Big 6 and Hybrid Euro FP for fattening performance, slaughter yield and meat quality
Arch. Geflügelk., 68: 2-7

GUAOXIONG, F. u. XIAOPING, Z. (1991)

Observation of the immunomorphology of the intestine epithelium
Chinese Journal of Animal and Veterinary Sciences 1991-01

GÜRTLER, H. (1989)

Die Physiologie der Verdauung und Resorption
in: KOLB, E. (Hrsg): Lehrbuch der Physiologie der Haustiere.
5. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Jena

HAASE, S. (2007)

Physiologische und pathologische Befunde an den Hinterextremitäten bei genetische verschiedenen Putenlinien und unterschiedlicher Rationsgestaltung, unter besonderer Berücksichtigung der tibialen Dyschondroplasie und Pododermatitis
Inaugural-Dissertation, Freie Universität Berlin

HAFEZ, H. M. (1996)

Übersicht über Probleme der haltungs- und züchtungsbedingten Erkrankungen bei Mastputen
Archiv Geflügelk. 60: 249-256.

HAFEZ, H.M. (1997)

Einleitung

In: HAFEZ, H.M u. JODAS,S., Putenkrankheiten
Verlag Enke, Stuttgart, S. 11-18**HAFEZ, H.M. (1999)**Gesundheitsstörungen bei Puten im Hinblick auf die tierschutzrelevanten
und wirtschaftlichen Gesichtspunkte
Arch. Geflügelk. 63, (2): 72-76**HALBUER, M. (1980)**Darstellung des Verdauungstrakts und seiner Gefäße beim Truthuhn (*Meleagris gallopavo*)
Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover**HALL, P.A., COATES, P.J., ANSARI, B. (1994)**Regulation of cell number in the mammalian gastrointestinal tract: The importance of
apoptosis
J. Cell. Sci. 107: 3569-3577**HASSOUNA, E.M.A. (2001)**Some anatomical and morphometrical studies on the intestinal tract of chicken, duck, goose,
turkey, pigeon, dove, quail, sparrow, heron, jackdaw, hoopoe, kestrel and owl
Assiut Vet.Med. J. Vol. 44: Nr.88**HEIDRICH, H. (1908)**Die Mund- und Schlundkopfhöhle der Vögel und ihre Drüsen
Morph. Jahrbuch 37, S. 10-69**HESSE, E u. SCHOLTYSEK, S. (1978)**In SCHOLTYSEK, S. u. DOLL, P., Abstammung und Herkunft, Rassemerkmale
In: Nutz-und Ziergeflügel, Tierzchtbücherei, Verlag Ulmer, Stuttgart, S. 368-373**HIRT, H. (1998)**Breeding related problems in turkey production
Tierarztl. Umschau 53, 137-140**HODGES, R.D. (1974)**The histology of the fowl
Academic Press, London, Kap. 2 "The Digestive System" S. 35-89**HUMPHREY, C. D. u. TURK, D. E. (1974)**The ultrastructure of normal chick intestinal epithelium
Poult. Sci. 53: 990-1000**IMONDI, A. R. u. BIRD, F. H. (1966)**The turnover of intestinal epithelium in the chick
Poult. Sci. 45: 142-7**JACKSON, S. u. DIAMOND, J., (1995)**Ontogenetic development of gut function, growth and metabolism in a wild bird, the red
jungle fowl
Am. J. Physiol. 269: R1163-R1173**JACKSON, S. u. DIAMOND, J., (1996)**Metabolic and digestive responses to artificial selection in chickens
Evolution 50: 1638-1651

JEURISSEN, S.H.M., WAGENAAR, F., JANSE, E. M. (1999)

Further characterization of M cells in gut-associated lymphoid tissues of the chicken
Poult. Sci. 78 (7): 965-972

JØRGENSEN, H., ZHAO, X. Q., KNUDSEN, K. E. B., EGGUM, B. (1996)

The influence of dietary fibre source and level on the development of the gastrointestinal tract, digestibility and energy metabolism in broiler chicks
Br. J. Nutr. 75: 379-395

KELLY, D. (1982)

Tracing the turkey trail
Poultry International, S. 68-72

KING, A. S. u. MCLELLAND, J. (1979)

Form and function in birds, Vol. I
London, Academic Press, S. 69-181

KIRCHGESSNER, M. (1997)

Tierernährung. Leitfaden für Studium, Beratung und Praxis
10. Aufl., Verlagsunion Agrar, Frankfurt

KÖNIG, H.E., HINTERSEER, C., KORBEL, R., LIEBICH H.G. (2008)

Anatomie der Vögel 2. Aufl.
Schattauer, Stuttgart, New York, S. 99-113

KOMAREK, V. (1970)

The cloaca of the turkey-cock and of the cock
Acta vet. Brno 39: 227-234

KORNAZEWSKI, M., KOZLOWSKI, J., ZIOLOKO, M. (1989)

Optimal allocation of energy to growth of the alimentary tract in birds.
Funct. Ecol. 3: 589-596

KRÜGER, A. (1926)

Beiträge zur makro- und mikroskopischen Anatomie des Darmes von Gallus domesticus mit besonderer Berücksichtigung der Darmzotten
Dtsch. Tierärztl. Wschr. 34: 112

KULL, H. (1911)

Über die Entstehung der PANETHschen Zellen
Arch. mikrosk. Anat. 77: 541-556

LENHARDT, L., MOZEŠ, Š (2003)

Morphological and functional changes of the small intestine in growth-stunted broilers
Acta vet. Brno 2003, 72: 353-358

LIEBICH, H.G. (1993)

Funktionelle Histologie 2. Aufl.
Verlag Schattauer, Stuttgart, New York, S. 191-240

LIENER, I.E. (1994 a)

Implications of antinutritional components in soybean foods
Crit. Rev. Food. Sci. Nutr. 34: 31-67

LIENER, I.E. (1994 b)

Antinutritional factors related to proteins and amino acids
In: HUI, Y.H.; GORHAM, J.R.; MURRELL, K.D., CLIVER, D.O.
Foodborne Diseases Handbook, Vol. 3, Diseases Caused by Hazardous Substances.
Ed. Marcel Dekker, New York, NY, S. 261-309

LILJA, C. (1981)

Postnatal growth and organ development in the goose (*Anser anser*)
Growth 45: 329-341

LIST, J. H. (1889)

Über den feineren Bau schleimsezernierender Drüsenzellen nebst Bemerkungen über den Sekretionsprozess
Anat. Anz. 4: 84-94

LOOPER, J. B. u. LOOPER, M. H. (1929)

A histological study of the colic caeca in the bantam fowl
Journal of Morphology 48: 585-609

MADARA, J.L. (1990)

Pathobiology of the intestinal epithelial barrier
Am. J. Pathol. 137: 1273-1281

MAHDI, A.H. u. MC LELLAND, J. (1988)

The arrangement of muscle at the ileo-caeco-rectal junction of the domestic duck (*Anas platyrhynchos*) and the presence of anatomical sphincters
J. Anat., 161: 133-142

MAINZER, K.M. (2010)

Makroskopische, mikroskopische und morphometrische Vergleichsstudie von Leber und Pankreas bei kommerziellen B.U.T. Big 6 Puten und Wildputen
Inaugural-Dissertation, Freie Universität Berlin

MALEWITZ, T. u. CALHOUN, M.L. (1958)

The Gross and Microscopic Anatomy of the Digestive Tract, Spleen and Kidney, Lungs and Heart of the Turkey
Poult. Sci., 37: 388-398

MARVAN, F. u. TESIK, I. (1970)

Comparative anatomical study of the tongue of the fowl, turkey and guinea-fowl
Acta veterinaria Brno, 39: 235 - 243

McLELLAND, J. (1993)

Digestive system
In: BAUMEL, J. Handbook of avian anatomy: Nomina anatomica avium
Cambridge, Publications of the Nuttall Ornithological Club 23, S.301-327

MEYER, H., ZENTEK, J., TAU, A., ADOLPH, P. (1996)

Untersuchung zur Ernährung des Meerschweinchens
1. Verdaulichkeit und Verträglichkeit verschiedener Futtermittel
Kleintierprax. 41: 57-62

MEYER, H. (2007)

Aktuelle Trends in der Putenmast
DLG Geflügeltagung, Celle, 2007

MENZIES, G.; FISK, A. (1963)

Observations on the oxyntico-peptic cells in the proventricular mucosa of *Gallus domesticus*
Quart. J. micr. Sci., Vol. 104, pt. 2: 207-215

MICHEL, G., u. GUTTE, G. (1971)

Zur mikroskopischen Anatomie und Histochemie des Darmkanals von Huhn und Ente
Arch. Exper. Vet.-Med. 25: 601-613

MITCHELL, M.A. u. SMITH, M.W. (1991)

The effects of genetic selection for increased growth rate on mucosal and muscle weights in the different regions of the small intestine of the domestic fowl (*Gallus domesticus*)
Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology Vol. 99, Iss. 1-2, S. 251-258

MØLLER, P.D. (2000)

Physiologie des Magen-Darm-Kanals, Besonderheiten der Verdauung bei Vögeln
In: ENGELHARDT W. v. u. BREVES, G. (Hrsg).
Physiologie der Haustiere
Enke-Verlag, Stuttgart, S. 405-407

MORAN, E.T. (1978)

Performance and carcass quality of broiler tom turkeys subjected to a post hatch fast and offered starting rations of different nutrient concentration
Can. J. Anim. Sci. 58: 233-243

MUELLING, C. u. BUDA, S. (2002)

Morphology and function of the digestive system in turkey
In: 4th International Symposium on Turkey Diseases -
Gießen: DVG, 2002, S. 89-96
(4th International Symposium on Turkey Diseases / Hafez, H. M. [Hrsg.]

NIETHAMMER, G. (1933)

Anatomisch-histologische und physiologische Untersuchungen über die Kropfbildungen der Vögel
Z. wiss. Zool., Abt. A, 144: 12-101

NIR, I., NITSAN, Z., MAHAGNA, M. (1993)

Comperative growth and development of the digestive organs and some enzymes in broiler and egg type chicks after hatching
Br. Poult. Sci. 34, 523-532

NOY, Y. u. SKLAN, D. (1999)

Energy utilisation in newly hatched chicks
Poult. Sci. 78: 1750-1756

NOY, Y., GEYRA, A., SKLAN, D. (2001)

The effect of early feeding on growth on small intestinal development in the posthatch poult
Poult. Sci. 80: 912-919

ÖBERHOLSER, H. C. (1974)

The Birdlife of Texas, Vol. 1, Turkey
Univ. of Texas Press, S. 282-285

OLKOWSKI, B.I., CLASSEN, H. L., WOJNAROWICZ, C., OLKOWSKI, A. A. (2005)

Feeding high levels of lupine seeds to broiler chickens: plasma micronutrient status in the context of digesta viscosity and morphometric and ultrastructural changes in the gastrointestinal tract

Poult. Sci. 84: 1707-1715

OPPEL, A. (1895)

Über die Muskelschichten im Drüsenmagen der Vögel

Anat. Anz. 11: 167-192

PANETH, J. (1888)

Über die sezernierenden Zellen des Dünndarmepithels

Arch. mikrosk. Anat. 31: 113-191

PHELPS, P. V., EDENS, F. W., CHRISTENSEN, V. L. (1987)

Post-hatch physiology of the turkey poult: I. Growth and development

Comparative Biochemistry and Physiology A 86: 739-143

PINCHASOW, Y. u. NOY, Y. (1993)

Comparison of post-hatch holding time and subsequent early performance of broiler chicks and turkey poults

Br. Poult. Sci. 34: 111-120

PISENTI, J. M., DELANY, M. E., TAYLOR, R.L., ABBOTT, U. K., ABPLANALP H., ARTHUR, J. A., BAKST, M. R., BAXTER-JONES, C., BITGOOD, J. J., BRADLEY, F. A., CHENG, K. M., DIETERT, R. R., DODGSON, J. B., DONOGHUE, A. M., EMSLEY, A. B., ETCHES, R. J., FRAHM, R. R., GERRITS, R. J., GOETINCK, P. F., GRUNDER, A. A., HARRY D. E., LAMONT, S. J., MARTIN, G. R., MCGUIRE, P. E., MOBERG, G. P., PIERRO, L. J., QUALSET, C. O., QURESHI, M. A., SHULTZ, F. T. u. WILSON, B. W. (2001)

Avian genetic resources at risk: an assessment and proposal for conservation of genetic stocks in the USA and Canada

Avian and Poult. Biol. Rev. 12: 1-54.

POTTURI, P. L. V., PATTERSON, J. A., APPLGATE, T. J. (2005)

Effects of delayed placement on intestinal characteristics in turkey poults

Poult. Sci. 84: 816-824

PREUSS, F., DONAT, K., LUCKHAUS, G. (1969)

Funktionelle Studie über die Zunge der Hausvögel

Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschrift, 82: 45-48

PUSZTAI, A. (1994)

Characteristic and consequences of interactions of lectins with the intestinal mucosa.

Arch. Latinoam. Nutr. 44: 10S-15S

PUSZTAI, A. u. BARDOCZ, S. (1996)

Biological effects of plant lectins on the gastrointestinal tract: Metabolic consequences and applications

Trends Glycosci. Glycotechnol. 8: 149-165

RAAB, S., LEISER, R., KEMMER, H., CAUS, R. (1998)

Effects of Energy and Purines in the Diet on Proliferation, Differentiation, and Apoptosis in the Small Intestine of the Pig. *Metabolism* 47, 1105-1111

RAETHEL, H. (1991)

Hühnervögel der Welt
Weltbild Verlag GmbH Augsburg S. 118-133

ROSE, M.E. (1981)

Lymphatic System
In: A. S. King und J. McLELLAND (Hrsg): Form and function in birds, Vol. 2
Academic Press, London, New York, S. 341-384

ROSENBERG, L. E. (1941)

Microanatomy of the duodenum of the turkey
Hilgardia, 13: 581-592

SALOMON, F.-V. (1993)

Lehrbuch der Geflügelanatomie
Gustav Fischer Verlag Jena, S. 197-226

SAMBRAUS, H. H. (1986)

Puten, Truthühner
Atlas der Nutztierassen, 180 Rassen in Wort und Bild.
Verlag Ulmer, Stuttgart, S. 257

SCHEUNERT, A., TRAUTMANN, A. (1987)

Lehrbuch der Veterinär- Physiologie,
7. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg, S. 49-57

SCHOLTYSEK, S., GRASHORN, M., VOGT, H., WEGNER, R. M. (1987)

Geflügel
Verlag Ulmer, Stuttgart

SCHOLTYSEK, S., DOLL, P. (1978)

Abstammung und Herkunft, Rassemerkmale
In: Nutz- und Ziergeflügel, Tierzuchtbücherei, Verlag Ulmer, Stuttgart, S. 368-373

SCHREINER, K. E. (1900)

Beiträge zur Histologie und Embryologie des Vorderdarmes der Vögel
Zeitschr. f. wiss. Zool. 68: 481-580

SCHWARZE, E. u. SCHRÖDER L. (1972)

Kompendium der Geflügelanatomie 2. Aufl.
Gustav Fischer Verlag, Jena

SELL, J. L., ANGEL, C. R., PIQUER, F. J., MALLARINO, E. G., AI-BATSHAN, H. A. (1991)

Developmental patterns of selected characteristics of the gastrointestinal tract of young turkeys
Poult. Sci. 70: 1200-1205

SHARMA, R. u. SCHUMACHER, U. (2001)

Carbohydrate expression in the intestinal mucosa
Adv. Anat. Embyol. Cell Biol. 160(III-IX): 1-91

SKUTCH, A. F. (1968)

In: Grzimeks Tierleben : Enzyklopädie des Tierreichs Bd. 8: Vögel
Zürich, 1968

SMOLLICH, A. u. MICHEL, G. (1992)

Mikroskopische Anatomie der Haustiere 2. Aufl.
Verlag Fischer, Jena, Stuttgart

SORENSEN, P. (1992)

The genetics of leg disorders.
In: Bone biology and skeletal disorders in poultry.
C. C. Whitehead, Carfax Publishing Comp., Abington, S. 213-229

SPRINZ, H., (1962)

Morphological response of intestinal mucosal cells to enteric bacteria and Asiatic cholera.
Fed. Proc. 21: 57-64

STRONG, T.R., REIMER, P. R., BRAUN, E. J. (1990)

Morphometry of the galliform cecum: a comparison between Gambel's quail and the domestic fowl
Cell Tissue Res. 259: 511-8

TONER, P.G. (1963)

The fine structure of resting and active cells in the submucosal glands of the fowl proventriculus
Proc. Anat. Soc., 97, 4: 575-583

TONER, P. G. (1964)

Fine structure of the argyrophil and argentaffin cells in the gastro-intestinal tract of the fowl
Z. Zellforsch. 63: 830-839

TOURNUT , J. u. LABIE, C. (1970)

Die Auswirkung der Aggression auf den Verdauungstrakt des Schweines
Referate des Symposiums über Streß beim Schwein, Beerse/Belgien
Janssen, Pharmaceutica, Beerse/Belgien, S. 11-23

TURNER, K. A., APPLGATE, T. J., LILBURN, M. S. (1999)

Effects of feeding high carbohydrate or high fat diets
1. Growth and metabolic status of the posthatch poult following immediate or delayed access to feed
Poult. Sci. 78: 1573-1580

UHR, G. (1993)

Vergleichende Untersuchungen am Darmtrakt des Wild- und Hausschweines unter besonderer Berücksichtigung des Darmschleimhautimmunsystems
Habilitationsschrift, Tiermedizinischen Hochschule Hannover

UNI, Z.; NOY, Y.; SKLAN, D. (1995)

Post-hatch changes in morphology and function of the small intestines in heavy- and light-strain chicks
Poult. Sci. 74: 1622-1629

UNI, Z., GANOT, S., SKLAN, D. (1998a)

Post-hatch development of mucosal function in the broiler small intestine
Poult. Sci. 77: 75-82

UNI, Z., PLATIN, R., SKLAN, D. (1998b)

Cell proliferation in chicken intestinal epithelium occurs both in the crypt and along the villus
J. Comp. Physiol. B 168: 241-247

UNI, Z. (1999)

Functional development of the small intestine in domestic birds: cellular and molecular aspects
Poultry Avian Biology Review 10: 167-179

UNI, Z.; NOY, Y.; SKLAN, D. (1999)

Posthatch development of small intestinal function in the poult
Poult. Sci. 78: 215-222

WISEK, W.J. (1978)

The mode of growth promoting by antibiotics
J. Anim. Sci. 46: 1447-1469

VOLLMERHAUS, B. u. SINOWATZ, F. (2004)

Verdauungstrakt
In: R. NICKEL, A. SCHUMMER & E. SEIFERLE (Hrsg.):
Lehrbuch der Anatomie der Haustiere. Band V: Anatomie der Vögel,
3. Aufl., Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 176-221

WIESE, F. (2002)

Der Einfluss viskositätsbildender Nicht- Stärke- Polysaccharide auf die Morphologie der
Dünndarmschleimhaut von Ferkeln.
FU- Berlin, FB Veterinärmedizin, Diss.

WIESNER, E. u. R. RIBBECK (1991)

Sauropsiden
Wörterbuch der Veterinärmedizin. 3. Aufl.
Verlag Gustav Fischer, Jena, Stuttgart, S. 1287

YAMAUCHI, K. KAMISOYAMA, H., ISSHIKI, Y. (1996)

Effects of fasting and refeeding on structures on the intestinal villi and epithelial cells in White
leghorn hens.
Poult. Sci. 37, 909-921

YU B., TSAI C.C., HSU J.C., CHIOU, P.W. (1998)

Effect of different sources of dietary fibre on growth performance, intestinal morphology and
caecal carbohydrases of domestic geese
Br. Poult. Sci. Sep;39(4), 560-7

ZISWEILER, V., u. FARNER, D. S. (1972)

Digestion and the digestive system
In: FARNER, D. S. und PARKES, K. C. (Eds.): Avian Biology, Vol. II
London, Academic Press, 343-430

AVIAGEN (2009)

<http://www.aviagen.com/docs/Big%206%20Commercial%20Goals.pdf>
(Abgerufen am 13.6.2009, 17.30 Uhr)

BRITISH UNITED TURKEYS LIMITED (2009)

www.but.co.uk
(Abgerufen am 23.08.2009, 12.15 Uhr)

VERBAND DEUTSCHER PUTENERZEUGER E.V. (2008)

<http://www.deutsche-puten.de/>
(Abgerufen am 30.11.2008, 13.30 Uhr)

IX ANHANG

1 Abbildungen

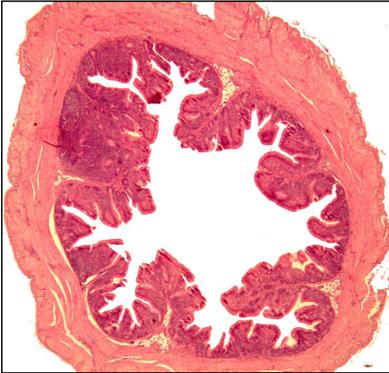


Abb. 123 Corpus caeci, HP, 4W
H/E, LM x 25

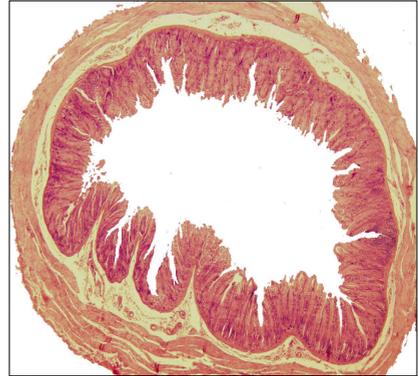


Abb. 124 Corpus caeci, WP, 4W
H/E, LM x 25

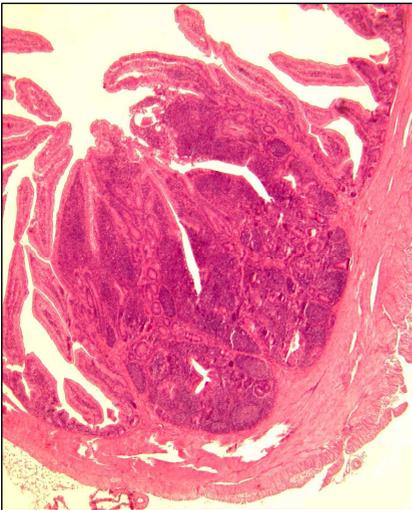


Abb. 125 Corpus caeci, HP, 8W
H/E, LM x 25

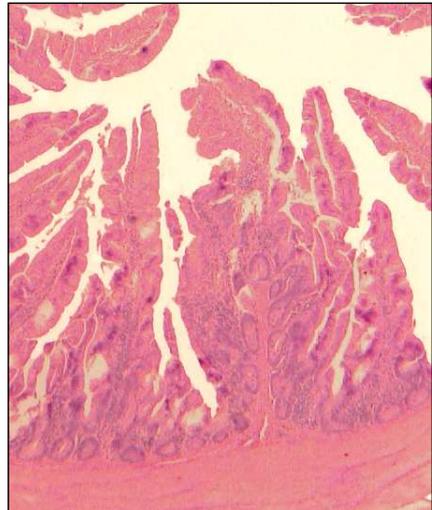


Abb. 126 Corpus caeci, WP, 8W
H/E, LM x 25



Abb. 127 Corpus caeci, HP, 12W
H/E, LM x 25

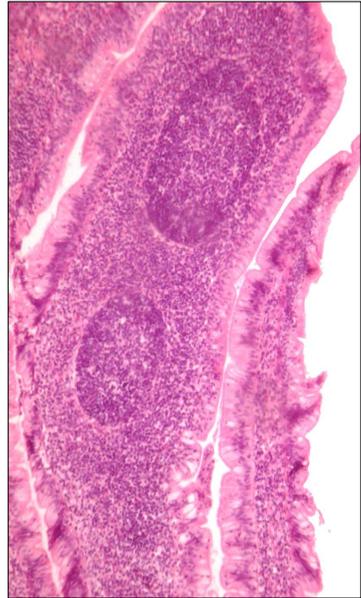


Abb. 128 Corpus caeci, WP, 12W
H/E, LM x 100

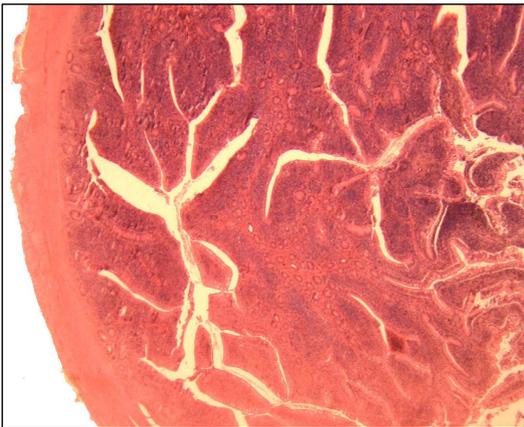


Abb. 129 Corpus caeci, WP, 20W
H/E, LM x 25

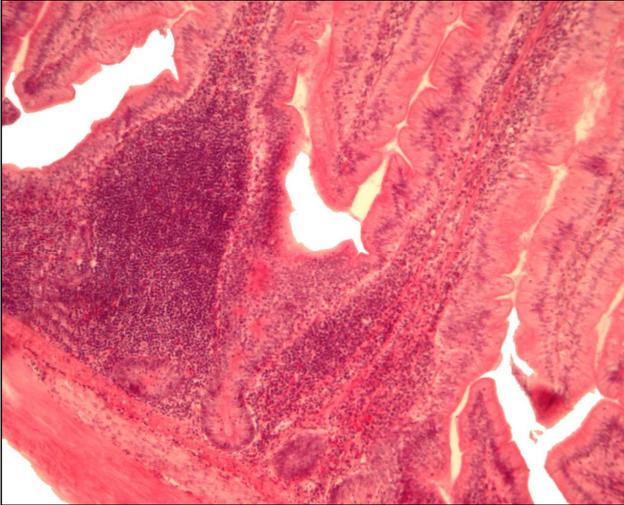


Abb. 130 Corpus caeci, WP, 24W
H/E, LM x 100

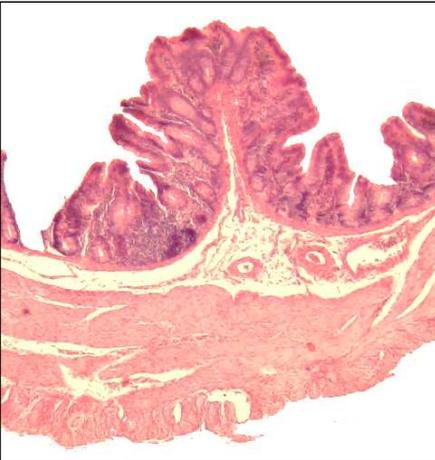


Abb. 131 Apex caeci, HP, 4W
H/E, LM x 25

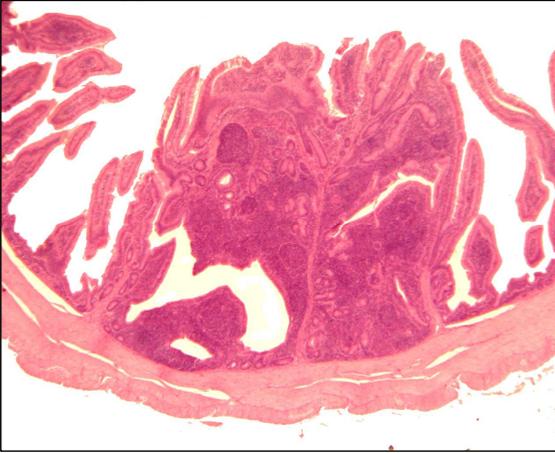


Abb. 132 Apex caeci, HP, 8W
H/E, LM x 25

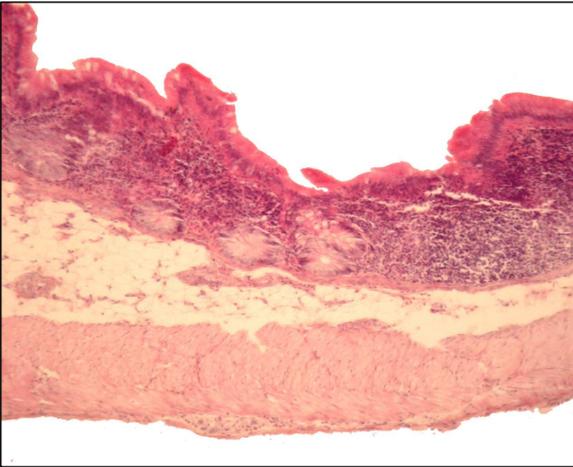


Abb. 133 Apex caeci, WP, 8W
H/E, LM x 25

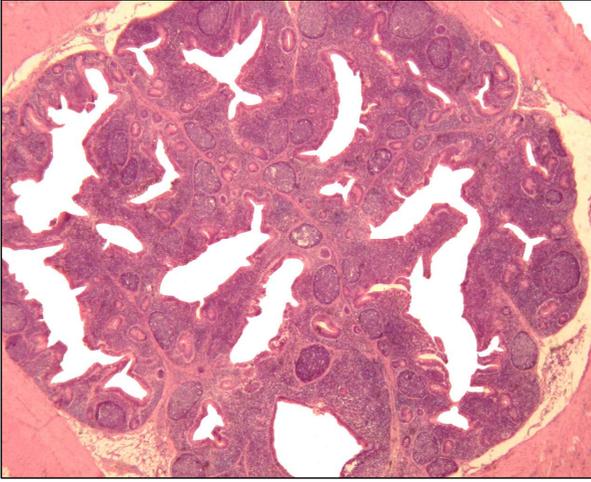


Abb. 134 Apex caeci, HP, 16W
H/E, LM x 25

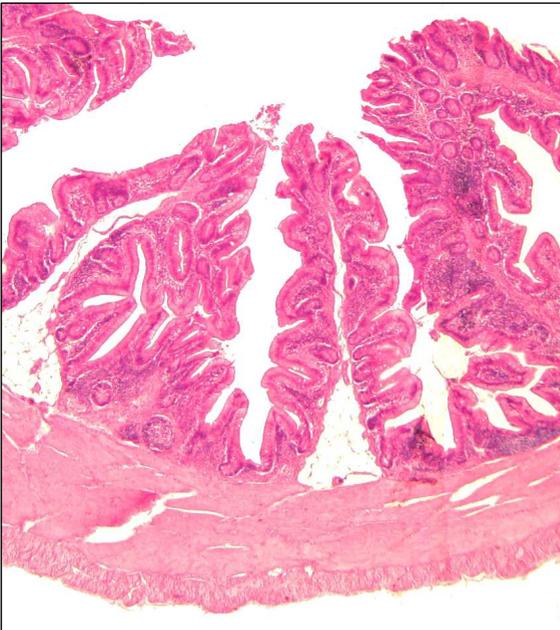


Abb. 135 Apex caeci, WP, 20W
H/E, LM x 25

2 Tabellen

Tabelle 8: Fütterung 1
Tük-Tük Putenstarter, Ströh-Hobbersdorf, Alleinfutter für Truthuhnküken, Typ 015, 0-6.
Lebenswoche

Inhaltsstoffe	
ME / UE	11,5 MJ
Rohprotein	26,00 %
Rohfett	6,50 %
Rohfaser	4,50 %
Rohasche	6,90 %
Phosphor	0,70 %
Natrium	0,18 %
Calcium	1,20 %
Methionin	0,50 %

Futtermittel-Zusatzstoffe je kg	
Vitamin A	13.500 IE
Vitamin D3	3.000 IE
Vitamin E DL- α -Tocopherol	40 mg
Kupfer(II)sulfat Pentahydrat	16 mg

Inhaltsstoffe	
Sojaextraktionsschrot*	36,86 %
Weizen	26,22 %
Rapexpeller	11,60 %
Mais	6,00 %
Gerste	5,00 %
Sojaöle*	4,00 %
Melasse	3,00 %
Kartoffeleiweiß	2,20 %
Maiskleber	2,00 %
Ca-Na-Phosphat	1,40 %
Calciumcarbonat	0,70 %

* hergestellt aus genetisch veränderten Organismen (GVO)

Tabelle 9: Fütterung 2
Tük-Tük Putenmittelmastfutter, Ströh-Hobbersdorf, Alleinfutter für Masttrüthühner, Typ 016,
7.-12. Lebenswoche

Inhaltsstoffe	
ME / UE	11,4 MJ
Rohprotein	21,70 %
Rohfett	4,50 %
Rohfaser	4,00 %
Rohasche	6,70 %
Phosphor	0,75 %
Natrium	0,20 %
Calcium	1,20 %
Methionin	0,42 %

Futtermittel-Zusatzstoffe je kg	
Vitamin A	13.500 IE
Vitamin D3	5.000 IE
Vitamin E DL- α -Tocopherol	40 mg
Kupfer(II)sulfat Pentahydrat	16 mg

Zusammensetzung	
Weizen	49,72%
Sojaextraktionsschrot*	31,66 %
Rapsexpeller	9,00 %
Melasse	4,00 %
Sojaöle*	2,40 %
Ca-Na-Phosphat	1,70 %
Calciumcarbonat	0,50 %

* hergestellt aus genetisch veränderten Organismen (GVO)

Tabelle 10: Fütterung 3
Tük-Tük Putenendmastfutter I, Ströh-Hobbersdorf, Alleinfutter für Masttrüthühner, Typ 017,
13. Lebenswoche-Schlachtung

Inhaltsstoffe	
ME / UE	11,5 MJ
Rohprotein	16,20 %
Rohfett	3,80 %
Rohfaser	3,70 %
Rohasche	6,50 %
Phosphor	0,70 %
Natrium	0,20 %
Calcium	1,30 %
Methionin	0,40 %

Futtermittel-Zusatzstoffe je kg	
Vitamin A	12.150 IE
Vitamin D3	4.500 IE
Vitamin E DL- α -Tocopherol	36 mg
Kupfer(II)sulfat Pentahydrat	15 mg

Zusammensetzung	
Weizen	58,00 %
Sojaextraktionsschrot*	12,57 %
Rapsexpeller	11,00 %
Mais	4,75 %
Melasse	4,00 %
Gerste	3,00 %
Maiskleberfutter	2,00 %
Ca-Na-Phosphat	1,90 %
Sojaöle*	1,20 %
Calciumcarbonat	0,70 %

* hergestellt aus genetisch veränderten Organismen (GVO)

Tabelle 11: Körpermasse Hausputen

Tiernummer	Alter in Wochen	Geschlecht 1 = männlich 2 = weiblich	Körpermasse [g]
1	4	1	795
2	4	2	753
3	4	1	591
4	4	1	612
5	4	1	652
6	8	1	2400
7	8	2	3160
8	8	2	2200
9	8	2	2860
10	8	1	2500
11	12	1	7280
12	12	1	5040
13	12	1	6640
14	12	2	5360
15	12	1	9200
16	16	1	9100
17	16	1	12000
18	16	1	11000
19	16	1	11200
20	16	1	10010
21	20	1	19000
22	20	1	16800
23	20	1	19700
24	20	1	17600
25	20	1	19400

Tabelle 12: Körpermasse Wildputen

Tiernummer	Alter in Wochen	Geschlecht 1 = männlich 2 = weiblich	Körpermasse [g]
1	4	1	294
2	4	1	340
3	4	1	333
4	4	1	248
5	4	2	231
6	4	1	253
7	4	1	357
8	4	1	234
9	8	1	1180
10	8	1	1130
11	8	2	910
12	8	1	1100
13	8	1	1280
14	8	2	1210
15	8	1	1250
16	8	1	1030
17	12	2	1660
18	12	1	2360
19	12	1	2280

IX ANHANG

20	12	1	1740
21	12	2	1500
22	12	1	2300
23	12	1	2020
24	12	2	1880
25	16	1	3900
26	16	1	2800
27	16	2	2100
28	16	1	3700
29	16	1	3600
30	16	1	3100
31	16	1	3600
32	16	1	3200
33	20	2	3900
34	20	2	3700
35	20	2	3600
36	20	1	5360
37	20	1	4900
38	20	2	3600
39	20	2	3400
40	20	2	3600
41	24	2	4080
42	24	2	4120
43	24	2	4540
44	24	2	3900
45	24	2	4520
46	24	1	6640
47	24	2	3900
48	24	1	6260

Tabelle 13: Daten durchschnittliche Körpermasse

Alter in Wochen		Hauspute Körpermasse [g]	Wildpute Körpermasse [g]	Quotient Körpermasse HP / WP
4	\bar{x}	680,6	286,25	2,38
	s	89,2	51,40	
8	\bar{x}	2624	1136,25	2,31
	s	383,51	122,35	
12	\bar{x}	6704	1967,5	3,41
	s	1668,92	324,60	
16	\bar{x}	10662	3250	3,28
	s	1124,60	587,97	
20	\bar{x}	18500	4007,5	4,62
	s	1244,99	717,05	
24	\bar{x}		4745	
	s		1084,95	

n=5

Tabelle 14: Daten Zunge

Alter in Wochen		Hauspute, Zunge		Wildpute, Zunge	
		Länge	Breite	Länge	Breite
		[mm]			
4	\bar{x}	19,2	8,4		
	s	1,10	0,89		
8	\bar{x}	28,2	11,8	25	10,2
	s	3,96	1,48	1,58	0,45
12	\bar{x}	31,4	15	29,75 *	11,75 *
	s	2,3	0,71	0,5	0,5
16	\bar{x}	37	13,8	31	13,8
	s	1,22	2,49	1,00	0,84
20	\bar{x}	39,8	19	35,2	14
	s	1,79		4,76	1,22
24	\bar{x}			43,4	17,8
	s			8,68	2,28

n=5, * nur 4 Tiere vermessen

Tabelle 15: Daten Drüsenmagen

Alter in Wochen		Hauspute Drüsenmagen		Wildpute Drüsenmagen	
		Länge [mm]	Breite [mm]	Länge [mm]	Breite [mm]
4	\bar{x}	25,6	16,8		
	s	3,78	1,64		
8	\bar{x}	35,4	21,6	27,2	17,6
	s	5,77	2,3	5,63	3,29
12	\bar{x}	38,6	24,4	30 *	20 *
	s	2,19	3,44	0	0
16	\bar{x}	47,4	24,6	35,4	26,6
	s	3,71	2,7	4,56	2,3
20	\bar{x}	43	28	32,2	22,6
	s	4,47	2,74	9,96	2,3
24	\bar{x}			31,6	25
	s			3,21	2,55

*n=5; * nur 4 Tiere vermessen*

Tabelle 16: Daten Pars intermedia

Alter in Wochen		Hauspute Pars intermedia		Wildpute Pars intermedia	
		Länge [mm]	Breite [mm]	Länge [mm]	Breite [mm]
4	\bar{x}	5 *	5 *		
	s				
8	\bar{x}	10,4	11,8	5,2	
	s	2,88	2,05	1,79	
12	\bar{x}	12	14,4	8,75	11
	s	2,12	1,34	4,97	3,37
16	\bar{x}	17	14,8	12	13,6
	s	4,69	3,27	2,12	2,51
20	\bar{x}	21	20	12,4	13,4
	s	5,48	0,00	3,29	3,13
24	\bar{x}			10,4	12,6
	s			2,88	3,97

*n=5; * nur 1 Tier vermessen*

Tabelle 17: Daten Muskelmagen

Alter in Wochen		HP Muskelmagen		WP Muskelmagen	
		Länge [mm]	Breite [mm]	Länge [mm]	Breite [mm]
4	\bar{x}	51	48,4		
	s	5,48	5,50		
8	\bar{x}	71,6	65	56	56,6
	s	11,08	10,61	6,25	10,85
12	\bar{x}	88	85	63	75
	s	10,37	12,25	6,71	5,0
16	\bar{x}	98	99	77	87
	s	13,96	16,36	6,71	6,71
20	\bar{x}	84	92	76	74
	s	8,94	10,37	4,18	15,57
24	\bar{x}			65	80,4
	s			8,43	4,28

n=5

Tabelle 18: Daten M.crassus, M.tenuis

Alter in Wochen		HP Muskelmagen		WP Muskelmagen	
		M.crassus [mm]	M. tenuis [mm]	M.crassus tenuis [mm]	M. [mm]
4	\bar{x}	14,67*	3,67*		
	s	0,58	0,58		
8	\bar{x}	24,2	6	18,2	5
	s	4,55	1,22	1,79	2,00
12	\bar{x}	35,8	9,2	25,4	5,8
	s	4,27	1,30	1,79	1,79
16	\bar{x}	38,8	7,8	28,6	7,2
	s	6,18	2,39	4,93	0,45
20	\bar{x}	35,4	7,4	29,8	6,2
	s	6,39	1,67	3,83	1,64
24	\bar{x}			25,8	5,8
	s			5,76	1,92

n=5; *nur 3 Tiere vermessen

Tabelle 19: Daten Darm Gesamtlänge

Alter in Wochen		Hausputen Gesamtlänge [mm] Darm	Wildputen Gesamtlänge[mm] Darm	Quotient Darmlänge HP / WP
4	\bar{x}	1667,5		
	s	160,91		
8	\bar{x}	2293,4	1800	1,27
	s	227,11	105,21	
12	\bar{x}	2611	1851	1,41
	s	347,43	169,39	
16	\bar{x}	3222	2275,2	1,42
	s	204,10	106,71	
20	\bar{x}	3225,8	1862,6	1,73
	s	215,41	149,64	
24	\bar{x}		2166,6	
	s		266,97	

n=5

Tabelle 20: Daten Dünndarm Gesamtlänge, prozentual

Alter in Wochen	Hausputen Duodenum % Gesamtlänge Dünndarm	Wildputen Duodenum % Gesamtlänge Dünndarm	Hausputen Jejunioileum % Gesamtlänge Dünndarm	Wildputen Jejunioileum % Gesamtlänge Dünndarm
4	15,73		84,27	
8	17,14	20,07	82,86	79,93
12	14,83	19,56	85,17	80,44
16	14,12	15,23	85,88	84,77
20	17,58	19,64	82,42	80,36
24		15,59		84,41

Tabelle 21: Daten Dünndarm Gesamtlänge

Alter in Wochen		Hausputen Gesamtlänge [mm] Dünndarm	Wildputen Gesamtlänge [mm] Dünndarm	Quotient Darmlänge HP / WP
4	\bar{x}	1284		
	s	123,36		
8	\bar{x}	1692	1295,4	0,53
	s	135,17	122,83	
12	\bar{x}	1932	1309	1,48
	s	280,24	114,80	
16	\bar{x}	2387	1669,2	1,43
	s	104,14	112,79	
20	\bar{x}	2331,8	1316,6	1,77
	s	171,50	135,23	
24	\bar{x}		1580,4	
	s		216,51	

n=5

Tabelle 22: Daten Duodenum Länge

Alter in Wochen		Hausputen Länge [mm] Duodenum	Wildputen Länge [mm] Duodenum	Quotient Darmlänge HP / WP	Quotient Körpermasse HP / WP
4	\bar{x}	202			2,38
	s	13,51			
8	\bar{x}	290	260,8	1,11	2,31
	s	12,25	41,30		
12	\bar{x}	286	256	1,11	3,41
	s	21,62	37,98		
16	\bar{x}	337	254,2	1,33	3,28
	s	27,29	12,97		
20	\bar{x}	410	258,6	1,58	4,62
	s	10,00	35,6		
24	\bar{x}		246,4		3,99
	s		19,93		

n=5

Tabelle 23: Daten Jejunioileum Länge

Alter in Wochen		Hausputen Länge [mm] Jejunioileum	Wildputen Länge [mm] Jejunioileum	Quotient Darmlänge HP / WP	Quotient Körpermasse HP / WP
4	\bar{x}	1082			2,38
	s	121,79			
8	\bar{x}	1402	1034,6	1,36	2,31
	s	132,93	147,89		
12	\bar{x}	1646	1053	1,56	3,41
	s	273,18	94,97		
16	\bar{x}	2050	1415	1,45	3,28
	s	88,25	104,76		
20	\bar{x}	1921,8	1058	1,82	4,62
	s	175,37	111,16		
24	\bar{x}		1334		3,99
	s		214,29		

n=5

Tabelle 24: Daten Duodenum Zotten

Alter in Wochen		Hauspute Zottenlänge [µm] Duodenum	Wildpute Zottenlänge [µm] Duodenum	Quotient Zottenlänge HP / WP
4	\bar{x}	1938,71	1163,10	1,67
	s	269,10	333,60	
8	\bar{x}	2515,32	1775,30	1,42
	s	356,31	358,70	
12	\bar{x}	2383,16	2083,64	1,14
	s	345,44	352,30	
16	\bar{x}	2865,07	2125,45	1,35
	s	174,56	252,30	
20	\bar{x}	2698,91	2408,77	1,1
	s	338,46	256,23	
24	\bar{x}		2397,6	
	s		502,18	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20

Tabelle 25: Daten Jejunoileum Zotten

Alter in Wochen		Hauspüte Zottenlänge [µm] Jejunoileum	Hauspüte Zottenlänge [µm] Jejunoileum	Quotient Zottenlänge HP / WP
4	\bar{x}	1695,36	934,27	1,81
	s	353,85	536,63	
8	\bar{x}	1377,00	1257,00	1,09
	s	448,86	163,30	
12	\bar{x}	1523,36	1276,15	1,19
	s	354,30	148,20	
16	\bar{x}	1924,98	1469,72	1,31
	s	362,86	170,28	
20	\bar{x}	2318,80	1713,08	1,35
	s	207,13	498,28	
24	\bar{x}		1879,67	
	s		328,11	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20

Tabelle 26: Daten Duodenum Krypten

Alter in Wochen		Hauspüte Kryptentiefe [µm] Duodenum	Hauspüte Kryptentiefe [µm] Duodenum	Quotient Kryptentiefe HP / WP
4	\bar{x}	106,70	219,15	0,49
	s	11,85	61,38	
8	\bar{x}	135,20	203,76	0,66
	s	28,06	48,13	
12	\bar{x}	145,63	130,49	1,12
	s	4,70	27,27	
16	\bar{x}	126,15	138,14	0,91
	s	33,49	27,42	
20	\bar{x}	131,81	129,06	1,02
	s	15,02	25,88	
24	\bar{x}		138,74	
	s		30,48	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Krypten / Tier = 20

Tabelle 27: Daten Jejunoileum Krypten

Alter in Wochen		Hauspute Kryptentiefe [μm] Jejunoileum	Hauspute Kryptentiefe [μm] Jejunoileum	Quotient Kryptentiefe HP / WP
4	\bar{x}	121,84	173,50	0,70
	s	42,98	46,61	
8	\bar{x}	93,48	117,14	0,80
	s	4,31	36,89	
12	\bar{x}	118,06	182,80	0,65
	s	27,82	35,61	
16	\bar{x}	132,76	141,73	0,94
	s	37,08	34,15	
20	\bar{x}	122,75	116,68	1,05
	s	29,75	8,44	
24	\bar{x}		112,78	
	s		21,14	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Krypten / Tier = 20

Tabelle 28: Daten Duodenum Zotten / Krypten Verhältnis

Alter in Wochen	Hausputen Zotten/Krypten Verhältnis	Wildputen Zotten/Krypten Verhältnis	Faktor HP / WP
4	18,17	5,31	3,42
8	18,60	8,71	2,14
12	16,37	15,97	1,03
16	22,70	15,39	1,47
20	20,59	18,66	1,10
24		17,29	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten /Krypten Tier = 20

Tabelle 29: Daten Jejunioleum Zotten / Krypten Verhältnis

Alter in Wochen	Hausputen Zotten/Krypten Verhältnis	Wildputen Zotten/Krypten Verhältnis	Faktor HP / WP
4	13,91	5,38	2,59
8	14,73	10,73	1,37
12	12,90	6,98	1,85
16	14,50	10,37	1,4
20	18,89	14,68	1,29
24		16,67	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten /Krypten Tier = 20

Tabelle 30: Daten Duodenum Vergrößerungsfaktor Zotten

Alter in Wochen		Hausputen VF Zotten Mittelwert Duodenum	Wildputen VF Zotten Mittelwert Duodenum	Quotient VF Zotten HP / WP
4	\bar{x}	10,46	11,38	1,01
	s	1,02	3,43	
8	\bar{x}	13,55	17,21	0,79
	s	0,45	7,41	
12	\bar{x}	11,8	10,56	1,12
	s	1,58	3,85	
16	\bar{x}	[22,81]*	15,08	[1,51]
	s	0	4,80	
20	\bar{x}	14,72	15,00	0,98
	s	3,06	5,02	
24	\bar{x}		15,19	
	s		6,12	

HP n=5, WP n=8; * nur 2 Werte

Tabelle 31: Daten Jejunoileum, Vergrößerungsfaktor Zotten

Alter in Wochen		Hausputen VF Zotten MW Jejunoileum	Wildputen VF Zotten MW Jejunoileum	Quotient VF Zotten HP / WP
4	\bar{x}	9,98	7,65	1,30
	s	1,57	3,73	
8	\bar{x}	11,67	14,51	0,80
	s	9,14	3,71	
12	\bar{x}	8,87	9,76	0,91
	s	1,77	1,90	
16	\bar{x}	13,39	11,73	1,14
	s	2,25	3,01	
20	\bar{x}	17,87	12,56	1,43
	s	4,49	4,44	
24	\bar{x}		17,40	
	s		6,12	

HP n=5, WP n=8

Tabelle 32: Daten Duodenum, Vergrößerungsfaktor Krypten

Alter in Wochen		Hausputen VF Krypten MW Duodenum	Wildputen VF Krypten MW Duodenum	Quotient VF Krypten HP / WP
4	\bar{x}	0,89	2,50	0,36
	s	0,24	0,94	
8	\bar{x}	1,39	2,56	0,54
	s	0,26	1,12	
12	\bar{x}	0,96	1,52	0,63
	s	0,13	0,59	
16	\bar{x}	[1,49]*	1,30	1,15
	s		0,59	
20	\bar{x}	1,09	1,63	0,67
	s	0,37	0,35	
24	\bar{x}		1,57	
	s		0,87	

HP n=5, WP n=8; *nur 1 Wert!

Tabelle 33: Daten Jejunoileum, Vergrößerungsfaktor Krypten

Alter in Wochen		Hausputen VF Krypten MW Jejunoileum	Wildputen VF Krypten MW Jejunoileum	Quotient VF Krypten HP / WP
4	\bar{x}	1,1	1,62	0,68
	s	0,54	0,47	
8	\bar{x}	0,71	1,76	0,40
	s	0,29	0,62	
12	\bar{x}	0,84	2,12	0,39
	s	0,08	0,43	
16	\bar{x}	1,06	1,65	0,64
	s	0,18	0,42	
20	\bar{x}	0,80	1,18	0,67
	s	0,24	0,10	
24	\bar{x}		1,42	
	s		0,59	

HP n=5, WP n=8

Tabelle 34: Daten Duodenum, Epithelhöhe

Alter in Wochen		Hausputen Epithelhöhe [µm] Duodenum	Wildputen Epithelhöhe [µm] Duodenum	Quotient Epithelhöhe HP / WP
4	\bar{x}	45,25	35,87	1,26
	s	6,04	12,03	
8	\bar{x}	42,43	43,54	0,97
	s	4,36	4,78	
12	\bar{x}	44,18	50,19	0,88
	s	5,71	3,67	
16	\bar{x}	38,67	47,78	0,81
	s	1,41	2,96	
20	\bar{x}	43,17	47,56	0,90
	s	1,45	3,41	
24	\bar{x}		45,90	
	s		4,28	

HP n=5, WP n=8, 20 vermessene Zellen je Tier

Tabelle 35: Daten Jejunioileum, Epithelhöhe

Alter in Wochen		Hausputen Epithelhöhe [μm] Jejunioileum	Wildputen Epithelhöhe [μm] Jejunioileum	Quotient Epithelhöhe HP / WP
4	\bar{x}	41,94	38,44	1,09
	s	7,52	8,76	
8	\bar{x}	35,85	41,48	0,86
	s	2,29	5,34	
12	\bar{x}	40,55	39,28	1,03
	s	7,19	3,07	
16	\bar{x}	40,41	41,04	0,98
	s	1,30	4,01	
20	\bar{x}	35,38	39,25	0,90
	s	4,01	4,51	
24	\bar{x}		44,21	
	s		5,85	

HP n=5, WP n=8, 20 vermessene Zellen je Tier

Tabelle 36: Daten Caecum links, Länge

Alter in Wochen		Hausputen Länge [mm] Caecum li.	Wildputen Länge [mm] Caecum li.	Quotient Caecumlänge li. HP / WP
4	\bar{x}	157,5		
	s	18,48		
8	\bar{x}	258	207,6	1,24
	s	60,58	15,61	
12	\bar{x}	284	214	1,33
	s	63,09	37,82	
16	\bar{x}	376	243	1,55
	s	58,57	13,96	
20	\bar{x}	374	223	1,68
	s	54,13	37,01	
24	\bar{x}		233,6	
	s		20,18	

HP n=5, WP n=5

Tabelle 37: Daten Caecum rechts, Länge

Alter in Wochen		Hausputen Länge [mm] Caecum re.	Wildputen Länge [mm] Caecum re.	Quotient Caecumlänge re. HP / WP
4	\bar{x}	152,5		
	s	16,58		
8	\bar{x}	265	207	1,28
	s	61,23	21,68	
12	\bar{x}	303	229	1,32
	s	77,10	26,08	
16	\bar{x}	354	257	1,38
	s	57,71	17,18	
20	\bar{x}	398	226	1,76
	s	41,47	31,90	
24	\bar{x}		243,4	
	s		29,75	

HP n=5, WP n=5

Tabelle 38: Daten Corpus caeci, Zotten

Alter in Wochen		Hauspute Zottenlänge [µm] Corpus caeci	Wildpute Zottenlänge [µm] Corpus caeci	Quotient Zottenlänge HP / WP
4	\bar{x}	433,87	202,04	
	s	212,53	76,23	2,15
8	\bar{x}	935,96	464,78	2,01
	s	254,64	300,01	
12	\bar{x}	1428,35	963,74	1,48
	s	361,72	77,25	
16	\bar{x}	1305,54	871,29	1,49
	s	197,51	252,66	
20	\bar{x}	1667,02	1181,48	1,41
	s	355,51	272,89	
24	\bar{x}		1179,78	
	s		279,51	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20

Tabelle 39: Daten Apex caeci, Zotten

Alter in Wochen		Hauspute Zottenlänge [µm] Apex caeci	Wildpute Zottenlänge [µm] Apex caeci	Quotient Zottenlänge HP / WP
4	\bar{x}	181,62		
	s	44,73		
8	\bar{x}	210,45	230,39	0,91
	s	31,08	203,15	
12	\bar{x}	315,41*	193,05	1,63
	s		71,59	
16	\bar{x}	166,91	505,09 *	0,33
	s	9,66		
20	\bar{x}	267,78	205,31	1,3
	s	47,07	43,12	
24	\bar{x}		230,11	
	s		62,22	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20; * nur 1 Messwert

Tabelle 40: Daten Corpus caeci, Krypten

Alter in Wochen		Hauspute Kryptentiefe [µm] Corpus caeci	Wildpute Kryptentiefe [µm] Corpus caeci	Quotient Kryptentiefe HP / WP
4	\bar{x}	99,05	149,06	0,66
	s	6,88	40,01	
8	\bar{x}	139,33	120,88	1,15
	s	48,07	62,16	
12	\bar{x}	151,41	175,34	0,86
	s	17,86	41,07	
16	\bar{x}	133,54	179,4	0,74
	s	33,18	14,66	
20	\bar{x}	149,02	129,84	1,15
	s	29,02	23,82	
24	\bar{x}		152,09	
	s		26,06	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20

Tabelle 41: Daten Apex caeci, Krypten

Alter in Wochen		Hauspute Kryptentiefe [μm] Apex caeci	Wildpute Kryptentiefe [μm] Apex caeci	Quotient Kryptentiefe HP / WP
4	\bar{x}	138,96		
	s	11,98		
8	\bar{x}	157,04	105,39	1,49
	s	39,11	41,76	
12	\bar{x}	121,82 *	118,85	1,02
	s		34,20	
16	\bar{x}	101,84	221,06 *	0,46
	s	11,02		
20	\bar{x}	144,68	105,33	1,37
	s	15,77	29,04	
24	\bar{x}		108,06	
	s		7,87	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20; * nur 1 Messwert

Tabelle 42: Daten Corpus caeci, Zotten / Krypten Verhältnis

Alter in Wochen	Hausputen Zotten/Krypten Verhältnis Corpus caeci	Wildputen Zotten/Krypten Verhältnis Corpus caeci	Faktor HP / WP
4	4,38	1,36	3,22
8	6,72	3,84	1,75
12	9,43	5,5	1,71
16	9,78	4,86	2,01
20	11,19	9,1	1,23
24			

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten /Krypten Tier = 20

Tabelle 43: Daten Apex caeci, Zotten / Krypten Verhältnis

Alter in Wochen	Hausputen Zotten/Krypten Verhältnis Apex caeci	Wildputen Zotten/Krypten Verhältnis Apex caeci	Faktor HP / WP
4	1,31		
8	1,34	2,19	0,61
12	2,59	1,62	1,6
16	1,64	2,25	0,73
20	1,85	1,95	0,95
24		2,13	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten /Krypten Tier = 20

Tabelle 44: Daten Corpus caeci, Vergrößerungsfaktor Zotten

Alter in Wochen		Hausputen VF Zotten Corpus caeci Mittelwert	Wildputen VF Zotten Corpus caeci Mittelwert	Quotient VF Zotten HP / WP
4	\bar{x}	2,55	3,94	0,65
	s	0,32	1,56	
8	\bar{x}	5,64	4,87	1,16
	s	1,29	3,00	
12	\bar{x}	7,61	6,97	1,1
	s	2,82	1,39	
16	\bar{x}	8,39	5,75	1,5
	s	2,09	2,43	
20	\bar{x}	6,9	7,81	0,88
	s	4,53	1,27	
24	\bar{x}		7,6	
	s		3,51	

HP n=5, WP n=8

Tabelle 45: Daten Apex caeci, Vergrößerungsfaktor Zotten

Alter in Wochen		Hausputen VF Zotten MW Apex caeci	Wildputen VF Zotten MW Apex caeci	Quotient VF Zotten HP / WP
4	\bar{x}	0,43		
	s	0,09		
8	\bar{x}	2,43	2,79	0,87
	s	0,30	1,41	
12	\bar{x}	2,5 *	1,8	1,39
	s		0,27	
16	\bar{x}	2,18	4,24 *	0,51
	s	0,29		
20	\bar{x}	5,01	2,06	2,43
	s	5,11	0,45	
24	\bar{x}		1,87	
	s		0,37	

HP n=5, WP n=8; * nur 1 Wert

Tabelle 46: Daten Corpus caeci, Vergrößerungsfaktor Krypten

Alter in Wochen		Hausputen VF Krypten MW Corpus caeci	Wildputen VF Krypten MW Corpus caeci	Quotient VF Krypten HP / WP
4	\bar{x}	1,12	2,26	0,5
	s	0,12	0,73	
8	\bar{x}	1,62	1,91	0,85
	s	0,85	0,82	
12	\bar{x}	1,02	1,69	0,60
	s	0,10	0,46	
16	\bar{x}	1,14	1,61	0,71
	s	0,07	0,38	
20	\bar{x}	0,86	1,26	0,68
	s	0,40	0,39	
24	\bar{x}		1,09	
	s		0,21	

HP n=5, WP n=8

Tabelle 47: Daten Apex caeci, Vergrößerungsfaktor Krypten

Alter in Wochen		Hausputen VF Krypten MW Apex caeci	Wildputen VF Krypten MW Apex caeci	Quotient VF Krypten HP / WP
4	\bar{x}	0,74		
	s	0,31		
8	\bar{x}	2,04	1,19	1,71
	s	0,69	0,31	
12	\bar{x}	0,73 *	1,12	0,65
	s		0,49	
16	\bar{x}	1,23	1,85 *	0,66
	s	0,15		
20	\bar{x}	1,29	1,01	1,28
	s	0,22	0,34	
24	\bar{x}		0,87	
	s		0,16	

HP n=5, WP n=8; * nur 1 Wert

Tabelle 48: Daten Corpus caeci, Epithelhöhe

Alter in Wochen		Hauspute Epithelhöhe [µm] Corpus caeci	Wildputen Epithelhöhe [µm] Corpus caeci	Quotient Epithelhöhe HP / WP
4	\bar{x}	44,28	32,64	1,36
	s	8,58	4,37	
8	\bar{x}	50,61	46,05	1,10
	s	5,95	8,49	
12	\bar{x}	47,51	33,54	1,42
	s	6,62	3,91	
16	\bar{x}	43,41	38,24	1,14
	s	7,28	8,14	
20	\bar{x}	46,20	41,55	1,11
	s	5,55	7,88	
24	\bar{x}		46,37	
	s		2,00	

HP n=5, WP n=8, 20 vermessene Zellen je Tier

Tabelle 49: Daten Apex caeci, Epithelhöhe

Alter in Wochen		Hauspute Epithelhöhe [μm] Apex caeci	Wildputen Epithelhöhe [μm] Apex caeci	Quotient Epithelhöhe HP / WP
4	\bar{x}	35,20		
	s	5,17		
8	\bar{x}	40,43	43,98	0,92
	s	3,56	5,44	
12	\bar{x}	49,71*	43,03	1,16
	s		5,16	
16	\bar{x}	49,55	35,52*	1,4
	s	5,17		
20	\bar{x}	36,79	44,58	0,83
	s	9,33	7,40	
24	\bar{x}		51,09	
	s		4,77	

HP n=5, WP n=8, 20 vermessene Zellen je Tier; * nur 1 Messwert

Tabelle 50: Daten Colorectum, Länge

Alter in Wochen		Hausputen Länge [mm] Colorectum	Wildputen Länge [mm] Colorectum	Quotient Darmlänge HP / WP
4	\bar{x}	58		
	s	11,51		
8	\bar{x}	78,4	90	0,87
	s	13,97	7,38	
12	\bar{x}	92	99	0,92
	s	15,25	15,57	
16	\bar{x}	105	106	0,99
	s	8,66	13,42	
20	\bar{x}	122	97	1,26
	s	14,83	13,51	
24	\bar{x}		109,2	
	s		9,93	

HP n=5, WP n=5

Tabelle 51: Daten Colorectum, Zotten

Alter in Wochen		Hausputen Zottenlänge [µm] Colorectum	Wildputen Zottenlänge [µm] Colorectum	Quotient Zottenlänge HP / WP
4	\bar{x}	489,59	365,72	1,34
	s	116,59	165,72	
8	\bar{x}	458,18	570,68	0,8
	s	75,33	197,07	
12	\bar{x}	761,84	469,35	1,62
	s	256,07	85,57	
16	\bar{x}	733,96	384,28	1,91
	s	226,95	134,35	
20	\bar{x}	858,91	478,49	1,8
	s	191,65	167,15	
24	\bar{x}		525,59	
	s		138,21	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20

Tabelle 52: Daten Colorectum, Krypten

Alter in Wochen		Hausputen Kryptentiefe [µm] Colorectum	Wildputen Kryptentiefe [µm] Colorectum	Quotient Kryptentiefe HP / WP
4	\bar{x}	112,32	82,88	1,36
	s	22,59	7,27	
8	\bar{x}	127,62	98,30	1,3
	s	32,02	21,93	
12	\bar{x}	178,24	168,56	1,06
	s	59,62	31,72	
16	\bar{x}	141,50	129,00	1,1
	s	10,26	15,84	
20	\bar{x}	162	126,99	1,28
	s	15,68	23,80	
24	\bar{x}		102,26	
	s		19,94	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten / Tier = 20

Tabelle 53: Daten Colorectum Zotten / Krypten Verhältnis

Alter in Wochen	Hausputen Zotten/Krypten Verhältnis	Wildputen Zotten/Krypten Verhältnis	Faktor HP / WP
4	4,36	4,41	0,99
8	3,59	5,81	0,62
12	4,27	2,78	1,54
16	5,19	2,98	1,74
20	5,30	3,77	1,41
24		5,14	

HP n=5, WP n=8, Vermessene Zotten /Krypten Tier = 20

Tabelle 54: Daten Colorectum, Vergrößerungsfaktor Zotten

Alter in Wochen		Hausputen VF Zotten Mittelwert	Wildputen VF Zotten Mittelwert	Quotient VF Zotten Hauspute / Wildpute
4	\bar{x}	4,97	3,83	1,3
	s	1,35	0,98	
8	\bar{x}	3,33	5,59	0,6
	s	0,87	2,15	
12	\bar{x}	4,12	3,96	1,04
	s	1,19	0,75	
16	\bar{x}	4,72	2,69	1,53
	s	1,07	0,72	
20	\bar{x}	5,72	3,42	1,67
	s	2,15	1,05	
24	\bar{x}		4,98	
	s		1,83	

HP n=5, WP n=8

Tabelle 55: Daten Colorectum, Vergrößerungsfaktor Krypten

Alter in Wochen		Hausputen VF Krypten Mittelwert	Wildputen VF Krypten Mittelwert	Quotient VF Krypten HP / WP
4	\bar{x}	1,16	1,10	1,05
	s	0,28	0,23	
8	\bar{x}	1,21	0,97	1,25
	s	0,31	0,37	
12	\bar{x}	1,37	1,57	0,87
	s	0,42	0,51	
16	\bar{x}	1,23	1,23	1
	s	0,42	0,22	
20	\bar{x}	1,24	1,16	1,07
	s	0,30	0,13	
24	\bar{x}		1,34	
	s		0,21	

HP n=5, WP n=8

Tabelle 56: Daten Colorectum, Epithelhöhe

Alter in Wochen		Hausputen Epithelhöhe [µm] Colorectum	Wildputen Epithelhöhe [µm] Colorectum	Quotient Epithelhöhe HP / WP
4	\bar{x}	34,36	30,53	1,13
	s	4,73	3,42	
8	\bar{x}	41,94	40,63	1,03
	s	5,35	2,64	
12	\bar{x}	41,29	39,49	1,05
	s	2,10	3,85	
16	\bar{x}	36,13	39,79	0,91
	s	4,39	4,23	
20	\bar{x}	39,24	42,66	0,92
	s	5,67	4,18	
24	\bar{x}		42,63	
	s		4,39	

HP n=5, WP n=8, 20 vermessene Zellen je Tier

Tabelle 57: Daten Kloake, Länge

Alter in Wochen		Hausputen Kloake Mittelwert [mm]	Wildputen Kloake Mittelwert [mm]	Quotient HP / WP
4	\bar{x}			
	s			
8	\bar{x}	20,2		
	s	7,60		
12	\bar{x}	26		
	s	5,48		
16	\bar{x}	29,6	32	0,93
	s	6,58	7,58	
20	\bar{x}	34	22,8	1,5
	s	5,48	4,76	
24	\bar{x}		31	
	s		10,95	

HP n=5, WP n=5

Teile der vorliegenden Dissertation wurden bereits wie folgt veröffentlicht:

B. Berenfeld, K. Mainzer, H. Hünigen, J. Plendl (2006)

„Wildpute versus Hauspute, Gastrointestinaltrakt, Anatomie und Histologie“
I. Doktorandensymposium am Fachbereich für Veterinärmedizin, S. 49
Mensch und Buch Verlag, ISBN: 3-89820-793-5,

H. Hünigen, B. Berenfeld, K. Mainzer, P. Custodis, H.M. Hafez, J. Plendl (2008)

„A comparative study of intestine of a modern heavy- and a wild-type turkey line“
7th International Symposium on Turkey Diseases, S. 8-13
Verlag der DVG Service GmbH

P. Custodis, B. Berenfeld, K. Mainzer, H. Hünigen, H.M. Hafez, J. Plendl (2009)

“A comparative study on the proventriculus and ventriculus (gizzard) of a modern heavy- and a wild-type turkey line“
Turkey Production: Toward better Welfare and Health, S. 97-105
Mensch und Buch Verlag, ISBN 978-3-86664-701-5

H. Hünigen, B. Berenfeld, K. Mainzer, P. Custodis, H.M. Hafez, J. Plendl (2009)

“A comparative study of large intestine of Canadian wild-type and modern heavy-turkey lines“
Turkey Production: Toward better Welfare and Health, S.106-112
Mensch und Buch Verlag, ISBN 978-3-86664-701-5

XI DANKSAGUNG

Ich bedanke mich bei Frau Prof. Johanna Plendl für die Überlassung dieses Themas und die dauerhafte Unterstützung und Beratung beim Erarbeiten und Verfassen der Dissertation.

Herrn Prof. H.M. Hafez danke ich für das Bereitstellen des untersuchten Geflügels und die Beratung beim erstellen der Arbeit.

Besonders danken möchte ich Frau Dr. Hana Hünigen, die wirklich jederzeit eine freundliche, unschätzbar wertvolle Hilfe war.

Ich danke Frau Dr. Pia Custodis, die mich im letzten Teil der Arbeit unterstützt hat.

Vielen Dank an alle medizinisch-technischen AssistentInnen des Instituts für Veterinär-Anatomie der FU Berlin. Der lieben Frau Schütz für ihre Hilfe bei den Paraffinschnitten und dass wir ihr Labor monatelang belagern durften, Frau Sachtleben für die Hilfe bei den Elektronenmikroskopie-Proben und die netten Gespräche beim Einbetten, Frau Küster-Krehahn für all ihre guten Tipps auch über die Diss hinaus. Frau Gröniger für ihren Einsatz in der Patho und allen anderen Mitarbeitern, die mit der Bereitstellung von Laboren, Materialien, Wissen und Gesprächen zu dieser Arbeit beigetragen haben.

Danke an die Mitarbeiter des Instituts für Geflügelkrankheiten der FU Berlin, insbesondere Dr. Rüdiger Hauck für die Organisation und den Pflegern für die Hilfe in der Patho.

Danke an die Mitarbeiter des Instituts für Tierpathologie der FU Berlin für die Bereitstellung von Räumen und Materialien.

Danke den Mitarbeitern des Instituts für Biometrie der FU Berlin für die Unterstützung bei der statistischen Auswertung meiner Daten.

Meinen herzlichen Dank an Dr. Kathleen Mainzer, mit der ich auch in den dunkelsten Stunden extrem viel gelacht habe und wir einfach nur zusammen versuchten, „das Beste“ draus zu machen. Von nächtlichen Färreaktionen ohne Material bis hin zu schönen Fotos im Umkleideraum.

Mein ganz besonderer Dank gilt meiner Familie, insbesondere meinen Eltern, Helga Berenfeld und Dr. Adolf Berenfeld, ohne die die Ergreifung dieses wunderschönen Berufes und die nachfolgende Dissertation gar nicht erst möglich gewesen wäre. Ich danke euch für die unermüdliche Unterstützung, das Aufbauen, Vorantreiben und Mut geben und natürlich auch für die Finanzierung meines großen Lebenstraums.

Ein besonderer Dank gilt auch Tim Weickert, der Geduld, Nerven und Urlaub geopfert hat, mich stets motivierte, aufbaute, zerstreute, mit Ahoi-Brause versorgte, zur rechten Zeit auch tadelte und damit einen riesigen Teil zu meinem beruflichen Weiterkommen beigetragen hat.

XI DANKSAGUNG

Vielen Dank an Dr. Kerstin Politz, die mich, nicht nur medizinisch, sondern auch im Endspurt super unterstützt hat.

Vielen lieben Dank an meine Freunde Dr. Julia Haertel, Dr. Stephanie Pfitzner, Gitte & Martin Kunze, Kai Zwick, Thilo Voges und alle anderen, die jahrelang, durch Studium und Dissertation hindurch, meine Zweifel anhören mussten und wo es nur ging, tatkräftig zum Durchhalten beigetragen haben.

Ich danke meiner Katze „Gemma“, dass sie genau im richtigen Moment in mein Leben trat und eigentlich die ganze Zeit des einsamen Schreibens über bei mir saß und mir Gesellschaft leistete.

Allen anderen, die hier nicht namentlich erwähnt sind, möchte ich danken, dass sie Gejammer und Stimmungsschwankungen ertragen haben und mich motivierten, nicht aufzugeben.

Vielen, vielen Dank! Ich freue mich so!

per aspera ad astra

XII SELBSTSTÄNDIGKEITSERKLÄRUNG

Hiermit bestätige ich, dass die vorliegende Arbeit selbständig angefertigt habe. Ich versichere, dass ich ausschließlich die angegebenen Quellen und Hilfen in Anspruch genommen habe.

Hamburg, den 2.6.2011

Bronja Maria Berenfeld