

**UNTERSUCHUNGEN ZUM FORTPFLANZUNGSZYKLUS  
VON WARZENENTEN  
(CAIRINA MOSCHATA FORMA DOMESTICA)**

**MARTIN LINDE**

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



*édition scientifique*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**



**Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.**

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

1. Auflage 2010

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

1<sup>st</sup> Edition 2010

© 2010 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen  
Printed in Germany



*édition scientifique*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

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

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

Aus dem Klinikum Veterinärmedizin, Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie, und  
Andrologie der Groß und Kleintiere mit Tierärztlicher Ambulanz der  
Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. A. Wehrend

**UNTERSUCHUNGEN ZUM FORTPFLANZUNGSZYKLUS VON  
WARZENENTEN (CAIRINA MOSCHATA FORMA DOMESTICA)**

INAUGURAL-DISSERTATION  
zur Erlangung des Grades eines

Dr. med. vet.

beim Fachbereich Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

**Martin Linde**

Tierarzt aus Merseburg (Sachsen-Anhalt)

Gießen 2010

gefördert durch die DEUKA, Deutsche Tiernahrung Cremer GmbH & Co. KG,  
Düsseldorf

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

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

Gutachter: Prof. Dr. A. Wehrend  
Prof. Dr. M. Lierz

Tag der Disputation: 15.06.2010

MEINEN ELTERN



**INHALTSVERZEICHNIS**

<b>1</b>	<b>EINLEITUNG</b>	<b>5</b>
<b>2</b>	<b>LITERATURÜBERSICHT</b>	<b>6</b>
<b>2.1</b>	<b>Warzenenten</b>	<b>6</b>
2.1.1	Wildform	6
2.1.2	Zoologische Systematik	6
2.1.3	Domestikation und Verbreitung	7
2.1.4	Wirtschaftliche Bedeutung	8
2.1.4.1	Produktion von Moulardenten	8
<b>2.2</b>	<b>Anatomie der weiblichen Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina) bei Nutzgeflügel</b>	<b>9</b>
2.2.1	Embryonalentwicklung	9
2.2.2	Makromorphologie der weiblichen Geschlechtsorgane	10
2.2.2.1	Ovarium	10
2.2.2.2	Oviduct	11
2.2.2.2.1	Infundibulum	12
2.2.2.2.2	Magnum	12
2.2.2.2.3	Isthmus	13
2.2.2.2.4	Uterus	14
2.2.2.2.5	Vagina	14
2.2.3	Histomorphologie der weiblichen Geschlechtsorgane	15
2.2.3.1	Ovarium	15
2.2.3.2	Oviduct	16
2.2.3.2.1	Tunica mucosa	16
2.2.3.2.1.1	Lamina epithelialis mucosae	16
2.2.3.2.1.1.1	Infundibulum	16
2.2.3.2.1.1.2	Magnum	17
2.2.3.2.1.1.3	Isthmus	18
2.2.3.2.1.1.4	Uterus	18
2.2.3.2.1.1.5	Vagina	19
2.2.3.2.1.2	Lamina propria mucosae	19
2.2.3.2.1.2.1	Infundibulum	19
2.2.3.2.1.2.2	Magnum	20

## Inhaltsverzeichnis

---

2.2.3.2.1.2.3	Isthmus	21
2.2.3.2.1.2.4	Uterus	22
2.2.3.2.1.2.5	Vagina	22
2.2.3.2.2	Tunica muscularis	23
2.2.3.2.3	Tunica serosa	24
2.2.4	Veränderungen des Oviductes während des Reproduktionszyklus	24
2.2.4.1	Makromorphologische Veränderungen	24
2.2.4.2	Histomorphologische Veränderungen	25
<b>2.3</b>	<b>Spermienverteilung im Oviduct bei Nutzgeflügel</b>	<b>26</b>
2.3.1	Spermientransport	26
2.3.2	Spermienspeicherung	27
<b>2.4</b>	<b>Reproduktionsendokrinologie bei Nutzgeflügel</b>	<b>29</b>
<b>2.5</b>	<b>Biostimulation durch männliche Artgenossen bei Nutztieren</b>	<b>33</b>
2.5.1	Biostimulation bei Schafen	33
2.5.2	Biostimulation bei Ziegen	34
2.5.3	Biostimulation bei Schweinen	35
2.5.4	Biostimulation bei Rindern	36
2.5.5	Biostimulation bei Geflügel	37
<b>3</b>	<b>TIERE, MATERIAL UND METHODEN</b>	<b>38</b>
<b>3.1</b>	<b>Untersuchte Tiere</b>	<b>38</b>
<b>3.2</b>	<b>Aufstallung und Haltung der Tiere</b>	<b>39</b>
<b>3.3</b>	<b>Versuchsdesign</b>	<b>40</b>
3.3.1	Bestimmung der Kloakenmorphologie	40
3.3.2	Testung auf Biostimulation durch männliche Artgenossen	42
3.3.3	Detektion der Legetätigkeit	42
3.3.4	Spermienverteilung	43
3.3.5	Einteilung des Fortpflanzungszyklus	43
3.3.6	Bestimmung des endokrinen Status	44
3.3.7	Morphologische Untersuchungen	45
3.3.7.1	Post-mortem-Untersuchung	45
3.3.7.1.1	Makroskopisch-anatomische Untersuchung	46
3.3.7.1.2	Mikroskopisch-anatomische Untersuchung	46
3.4	Statistische Auswertung	49
<b>4</b>	<b>ERGEBNISSE</b>	<b>52</b>

<b>4.1</b>	<b>Biostimulation durch männliche Artgenossen</b>	<b>52</b>
<b>4.2</b>	<b>Kloakenmorphologie vor Legebeginn</b>	<b>54</b>
<b>4.3</b>	<b>Endokrinologische Befunde</b>	<b>56</b>
4.3.1	Östradiol-17 $\beta$	56
4.3.2	Progesteron	59
<b>4.4</b>	<b>Makroskopische Befunde</b>	<b>62</b>
4.4.1	Morphologie des Oviductes	62
4.4.1.1	Infundibulum	64
4.4.1.2	Magnum	65
4.4.1.3	Isthmus	65
4.4.1.4	Uterus	66
4.4.1.5	Vagina	66
4.4.2	Länge der Oviducte	67
4.4.3	Mittlerer Durchmesser der Oviducte	69
4.4.4	Morphologie des Ovars	71
4.4.5	Durchmesser der dominierenden Dotterkugel	73
<b>4.5</b>	<b>Mikroskopische Befunde</b>	<b>75</b>
4.5.1	Oviduct	75
4.5.1.1	Tunica mucosa	76
4.5.1.1.1	Innenrelief	76
4.5.1.1.1.1	Infundibulum	78
4.5.1.1.1.2	Magnum	79
4.5.1.1.1.3	Isthmus	80
4.5.1.1.1.4	Uterus	81
4.5.1.1.1.5	Vagina	82
4.5.1.1.2	Lamina epithelialis mucosae	83
4.5.1.1.2.1	Infundibulum	89
4.5.1.1.2.2	Magnum	90
4.5.1.1.2.3	Isthmus	93
4.5.1.1.2.4	Uterus	96
4.5.1.1.2.5	Vagina	98
4.5.1.1.3	Lamina propria mucosae	101
4.5.1.1.3.1	Infundibulum	101
4.5.1.1.3.2	Magnum	102

---

4.5.1.1.3.3	Isthmus	103
4.5.1.1.3.4	Uterus	103
4.5.1.1.3.5	Vagina	104
4.5.1.2	Tunica muscularis	105
4.5.1.3	Tunica serosa	105
4.5.2	Spermienverteilung	105
<b>4.6</b>	<b>Zusammenhänge zwischen endokrinen Parametern, makroskopischen und mikroskopischen Befunden</b>	<b>108</b>
<b>5</b>	<b>DISKUSSION</b>	<b>112</b>
<b>5.1</b>	<b>Diskussion der Fragestellung</b>	<b>112</b>
<b>5.2</b>	<b>Diskussion der Methodik</b>	<b>114</b>
<b>5.3</b>	<b>Biostimulation durch männliche Artgenossen</b>	<b>117</b>
<b>5.4</b>	<b>Vorhersage des Legebeginns</b>	<b>117</b>
<b>5.5</b>	<b>Endokrinologische Ergebnisse</b>	<b>118</b>
<b>5.6</b>	<b>Makroskopische Ergebnisse</b>	<b>119</b>
<b>5.7</b>	<b>Histologische Ergebnisse</b>	<b>120</b>
5.7.1	Infundibulum	120
5.7.2	Magnum	121
5.7.3	Isthmus	122
5.7.4	Uterus	122
5.7.5	Vagina	123
<b>5.8</b>	<b>Spermienverteilung</b>	<b>124</b>
<b>6</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG</b>	<b>126</b>
<b>7</b>	<b>SUMMARY</b>	<b>129</b>
<b>8</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS</b>	<b>132</b>
<b>9</b>	<b>ANHANG</b>	<b>151</b>
	<b>ERKLÄRUNG</b>	<b>182</b>
	<b>DANKSAGUNG</b>	<b>183</b>

### 1 EINLEITUNG

Der weibliche Reproduktionszyklus wurde in den letzten Jahrzehnten bei vielen Geflügelarten sehr gut untersucht. Im Nutzgeflügelbereich ist die Reproduktionsphysiologie von Hühnern (AITKEN 1971, YU u. MARQUARDT 1972, GERSTBERGER u. BARTH 2004), Puten (BAKST 1987, BRILLARD u. BAKST 1990, MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI 2008) und stockentenartigen Hausenten (BLUHM et al. 1983a, SHARMA u. DUDA 1989, ÖZEN et al. 2009) intensiv erforscht worden. Aber auch über die Reproduktionsphysiologie von Hausgeflügel wie Tauben (MAO et al. 2004, MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI 2008), Gänsen (MICHEL 1982) und Perlhühnern (YOSHIMURA u. OGAWA 1998), sowie einigen Wildvögeln (BLUHM et al. 1983b, CHAUDHURI u. MAITI 1999) wurden wissenschaftliche Arbeiten abgefasst. Zielsetzung dieser Untersuchungen beim Nutzgeflügel war es, die Effizienz der Tierproduktion unter der Berücksichtigung wirtschaftlicher Aspekte zu steigern. Obwohl Warzenenten in der weltweiten Geflügelproduktion stetig an Bedeutung gewinnen (PINGEL 2004), sind derartige Untersuchungen bei ihnen bisher nicht durchgeführt worden. Sowohl Stock- als auch Warzenenten werden in die Familie der Entenvögel eingeordnet. Sie gehören allerdings unterschiedlichen Gattungen an (PINGEL 2008b). Deshalb sind reproduktionsphysiologische Unterschiede zwischen beiden Arten wahrscheinlich und machen diesbezügliche Untersuchungen bei Warzenenten notwendig.

In der vorliegenden Arbeit ist der Reproduktionszyklus der weiblichen Warzenente untersucht worden. Es wurde beabsichtigt, den hormonellen Status sowie die makroskopischen und mikroskopischen Veränderungen und die Spermienverteilung während des Reproduktionszyklus zu ermitteln. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen sollen die Grundlage sein, biotechnologische Verfahren zur Beeinflussung der Reproduktion von Warzenenten zu etablieren.

Gleichzeitig sollte festgestellt werden, ob die Reproduktionsleistung von weiblichen Warzenenten durch Biostimulation mit männlichen Artgenossen positiv beeinflusst werden kann und eine klinische Untersuchung der Kloake die Möglichkeit zur Vorhersage des Legebeginns birgt, wodurch die Effizienz der Warzenentenproduktion gesteigert werden könnte.

Bei Haussäugetieren ist die Biostimulation durch männliche Artgenossen eine günstige und effektive Methode zur Beeinflussung der Reproduktionsleistung (REKWOT et al. 2001). Der Versuch derartige Effekte bei Entenvögeln nachzuweisen, ist bisher noch nicht unternommen worden.

## 2 LITERATURÜBERSICHT

### 2.1 Warzenenten

#### 2.1.1 Wildform

Die Wildform der domestizierten Warzenente ist die in Mittel- und Südamerika beheimatete Moschusente (*Cairina moschata*) (SCHMIDT 1989a; KOLBE 1999, 1972; PINGEL 2008b). OGILVIE und YOUNG (2002) beschreiben die Moschusente als schwarzbraune Ente mit weißem Spiegel und der typischen schwarzen bis roten, federlosen Hautregion von der Schnabelbasis bis hinter das Auge. Laut KOLBE (1972, 1999), PINGEL (1985a) und OGILVIE und YOUNG (2002) haben alle Moschusenten einen fleischigen, federlosen Höcker zwischen Nasenwurzel und Nasenlöchern. Auch die Augenzügelregion ist warzig aufgewülstet (KOLBE 1999). Moschusenten zeigen einen ausgeprägten Geschlechtsdimorphismus in Körpergröße, -gewicht und Höckerbildung. Für die Erpel variieren die Gewichtsangaben zwischen 4,5 – 5,5 kg (PINGEL 1985a) und 3 – 5 kg (KOLBE 1999). Die der Enten liegen zwischen 3 – 3,5 kg (PINGEL 1985a) und 1,6 – 2,8 kg (KOLBE 1999). Mit einer Körperlänge von durchschnittlich 66 (OGILVIE u. YOUNG 2002) bis 70 cm (PINGEL 1985a) bei den Enten und 84 (OGILVIE u. YOUNG 2002) bis 90 cm (PINGEL 1985a) bei den Erpeln gehören die Moschusenten zu einer der größten Entenarten (PINGEL 2008b). Laut KOLBE (1972) ist der ausgeprägte Schnabelhöcker, den die Erpel tragen, bei weiblichen Tieren nur schwach ausgebildet beziehungsweise nur angedeutet, laut PINGEL (1985a) ist er bei Weibchen gar nicht vorhanden. Ihr Verbreitungsgebiet erstreckt sich von Mexiko im Norden bis nach Uruguay und Nordargentinien im Süden (KOLBE 1972; OGILVIE u. YOUNG 2002). Es wird westlich von den Anden und östlich vom Atlantik begrenzt. Hier bewohnen die Moschusenten bewaldete tropische Feuchtgebiete (OGILVIE u. YOUNG 2002). Sie sind aber auch an Brackwasserlagunen und ruhig fließenden Flüssen zu finden, sofern diese von Hochwald umgeben sind. Während der Paarungszeit gehen die Erpel keine feste Paarbindung ein und beteiligen sich weder an der, in Baumhöhlen stattfindenden fünfundreißigtägigen Brut, noch an der Aufzucht der Jungen (KOLBE 1999).

#### 2.1.2 Zoologische Systematik

Die Moschusente (*Cairina moschata*) gehört innerhalb der Ordnung der Enten- und Gänseartigen (Anseriformes) in die Familie der Gänse- und Entenvögel (Anatidae). Bereits innerhalb dieser Familie grenzt sich der Tribus der Glanzenten (Cairinini), dem die

Moschusente mit der Gattung der aufbaumenden Enten (Cairina) angehört, von dem Tribus der Gründelenten (Anatini) ab (Tab. 2-1). Den Gründelenten gehört die Stockente (Anas platyrhynchos), die Wildform aller anderen heutigen Entenrassen, an (PINGEL 2008b).

**Tabelle 2-1:** Stellung der Stammarten der Hausenten im zoologischen System modifiziert nach PINGEL (2008b)

Ordnung	Anseriformes (Gänseartige Vögel)	
Unterordnung	Anseres	
Familie	Anatidae (Gänse- und Entenvögel)	
Unterfamilie	Anatinae (Entenverwandte)	
Tribus	Cairinini (Glanzenten)	Anatini (Gründelenten)
Gattung	Cairina (aufbaumende Enten)	Anas (Schwimmenten)
Art	Cairina moschata (Moschusente)	Anas platyrhynchos (Stockente)

Hybriden (siehe Kapitel 2.1.4.1) aus Stockentenabkömmlingen und Warzenenten (Moulardenten) sind steril (PINGEL 2008c). SCHMIDT (1989b) führt dies darauf zurück, dass Warzenenten 80, Stockentenabkömmlinge 78 Chromosomen im diploiden Chromosomensatz besitzen. WÓJCIK (2007, 2008) und DENJEAN et al. (1987) beschreiben bei beiden Arten einen diploiden Chromosomensatz von 80 Chromosomen, die aber in Größe und Form nicht generell übereinstimmen und deshalb zur Sterilität bei Moulardenten führen.

### 2.1.3 Domestikation und Verbreitung

DONKIN (1989) vermutet, dass die Moschusente eines der ersten Wildtiere ist, das auf dem amerikanischen Kontinent von den Ureinwohnern domestiziert wurde. Laut SCHMIDT (1989a) hat bereits vor der Entdeckung Amerikas eine Domestikation, vor allem in Peru und Mexiko, stattgefunden. Maßgeblich durch spanische und portugiesische Seefahrer gelangten domestizierte Moschusenten im 16. Jahrhundert zuerst nach Afrika und etablierten sich im 17. Jahrhundert ostwärts bis nach Asien und Ozeanien (DONKIN 1989). PINGEL (1989a) schreibt, dass 1550 erstmalig zahme Moschusenten in Afrika erwähnt worden sind. Von hier aus wurde sie nach Europa gebracht. Laut PINGEL (2008b) wurden bereits 1555 in Frankreich und ab 1694 in Taiwan domestizierte Moschusenten unter dem Namen Guineaente kommerziell produziert. Eine erste Nutzung für Fleisch-, Eier- und Federproduktion in Deutschland begann erst ab 1890 nach Neuimporten domestizierter Tiere aus Argentinien.

Diese weite Verbreitung hat dazu geführt, dass domestizierte Moschusenten unter vielen verschiedenen Namen bekannt geworden und in den Handel gekommen sind. Die gängigsten Bezeichnungen sind laut PINGEL (1989a) Bisamente, Türkenente, Stummente, Flugente, Barberie-Ente, Gansente und Warzenente. Vor allem die letztgenannte hat sich im deutschen Sprachraum durchgesetzt und wird vom Bund Deutscher Rassegeflügelzüchter (BDRG) als offizielle Rassebezeichnung geführt (PLATZBECKER 2000).

### **2.1.4 Wirtschaftliche Bedeutung**

Nach dem 2. Weltkrieg wuchs parallel in Frankreich, der BRD, der DDR, Südostasien und auf dem amerikanischen Kontinent das Interesse, Warzenenten in großen Mengen industriell zu reproduzieren, um die breite Bevölkerung mit Geflügelfleisch zu versorgen. In der DDR wurde die Erzüchtung einer besonders großen fleischreichen Zuchtform unter dem Markennamen „Cairina 2000“ vorangetrieben. In Frankreich nahm die Warzenente in den achtziger Jahren des zwanzigsten Jahrhunderts mit ca. 60 Kilotonnen 80 % des Marktanteils des produzierten Entenfleisches ein (PINGEL 1989a). SCHMIDT (1989b) weißt daraufhin, dass sich Warzenenten aufgrund ihrer geringen Ansprüche an Haltung, Fütterung und Zucht besonders zur Fleisch-, aber auch zur Federgewinnung eignen. Die Warzenente spielt derzeit weltweit bei der Federgewinnung eine untergeordnete und für die Eierproduktion keine Rolle (PINGEL 2004). Warzenentenerpel, wie auch Moularderpel werden neben Gänsen vor allem in Frankreich zur Produktion von Foie gras (Entenstopfleber) genutzt (GUÉMÉNÉ et al. 1999). Die industrielle Produktion von Entenfleisch unterliegt weltweit einem stetigen Wachstum (PINGEL 2004). Zwischen 1980 und 2001 stieg die Jahresproduktion von 460 Millionen auf über 2 Milliarden Schlachttiere an (Yan 2004). Nach China ist Frankreich das Haupterzeugerland für Entenfleisch. Hier wurden bis zum heutigen Tag 80 – 90 % der Pekingentenbestände durch Warzenenten oder deren Hybriden ersetzt (PINGEL 2004).

#### 2.1.4.1 Produktion von Moulardenten

Eine wirtschaftlich wichtige Rolle spielen Warzenenten als Elterntiere bei der Produktion von Moulardenten für Mastzwecke. Zur Erzeugung von Moulardenten werden Warzenerpel mit stockentenartigen Hausenten gekreuzt (CHENG et al. 2003). Als Muttertiere werden in Frankreich und in Asien Pekingenten verwendet (WEGNER 1987; WATANABE 1961). In letzter Zeit hat sich allerdings in Asien eine Drei-Linien-Kreuzung zur Produktion von Moulardenten durchgesetzt (HU et al. 2004). Während als Vätertiere weiter Warzenerpel Verwendung finden, werden als Mutterlinie weibliche Kayiaenten, Hybriden aus Tsaiyaenten

mit hoher Legeleistung und Pekingenten mit guter Mastleistung eingesetzt (CHENG et al. 2003; BRUN u. LARZUL 2003). Die weiblichen Hybriden dieser zwischenartlichen Kreuzung haben unterentwickelte Eierstöcke und Eileiter, legen nicht und zeigen kein Paarungsverhalten, sind aber den männlichen Tieren in Größe und Form sehr ähnlich. Die männlichen Hybriden zeigen hin und wieder Paarungsverhalten, haben aber mehrkernige Geschlechtszellen und sind deshalb nicht zeugungsfähig. Eine Kreuzung aus einem stockentenartigen Hauserpel und einer Warzenente bringt Hybriden mit einem deutlichen Größenunterschied hervor und wird deshalb nicht industriell zur Zucht von Masthybriden eingesetzt (PINGEL 1985b).

## **2.2 Anatomie der weiblichen Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina) bei Nutzgeflügel**

### **2.2.1 Embryonalentwicklung**

Während der Ontogenese werden je ein linkes und rechtes Ovarium mit dem entsprechenden Oviduct angelegt. Ab dem vierten Bruttag kommt es unter Östrogenwirkung zu einer asymmetrischen Weiterentwicklung. Nach dem siebten Bruttag beginnt die Ausbildung des linken Ovariums mit dem selektiven Einwandern der sekundären Keimstränge in die linke Organanlage (HUMMEL 2000). Nach GERSTBERGER u. BARTH (2004) enthält das linke Ovarium beim Haushuhn (*Gallus gallus domesticus*) während der Embryonalentwicklung einige Millionen ovocytenhaltige Follikel. Bei Nutzgeflügelembryos werden zwei Müllersche Gänge angelegt. Der linke Gang differenziert sich beim weiblichen Embryo zu dem linken Oviduct (KAMAR u. YAMANI 1962), während der rechte Gang atrophiert (GERSTBERGER u. BARTH 2004). Die Regression des rechten Oviductes wird unter Einfluss des Anti-Müller-Hormones am zehnten Bruttag initiiert (HUTSON et al. 1985). Beim Haushuhn kann sich das rechte Ovarium zu einer Zyste auswachsen, die mit dem rechten Urodeum der Kloake in Verbindung steht (HUMMEL 2000). Nach WAIBL u. SINOWATZ (2004) sind diese Zysten bis walnussgroß, haben aber keine offene Verbindung zur Kloake. Als Grund für die Rudimentation des rechten Oviductes sieht KÖNIG et al. (2008) eine Gewichtsersparnis zur Erhaltung der Flugfähigkeit. Laut WAIBL u. SINOWATZ (2004) wurde diese Ansicht aufgrund der hervorragenden Flugeigenschaften einiger Greifvögel, die beide Legedärme und beide Gonaden aufweisen, verworfen.

### 2.2.2 Makromorphologie der weiblichen Geschlechtsorgane

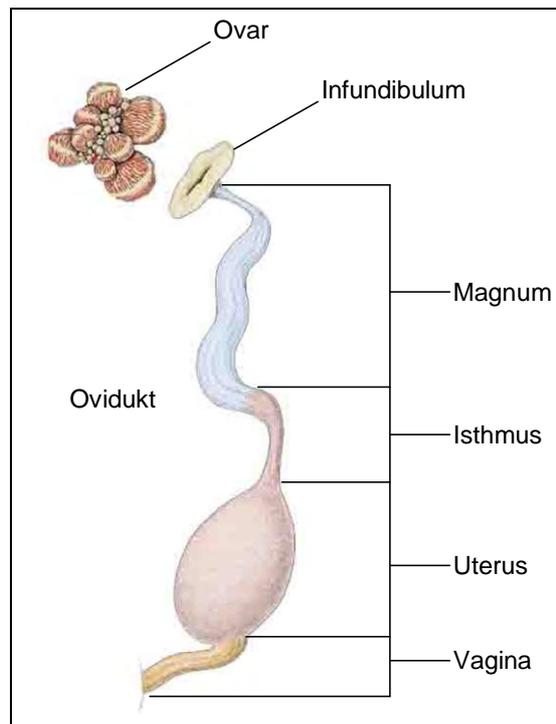
Die Ausbildung des weiblichen Genitalapparates der Vögel weicht vom allgemeinen Bauplan des Haussäugetieres zum Teil erheblich ab (KÖNIG et al. 2008). Bei allen Nutzgeflügelrassen wird der weibliche Geschlechtsapparat von dem linken Ovarium (Eierstock) und dem linken Oviduct (Legedarm) gebildet (MARSHALL 1962). Die rechten Eierstock- und Legedarmanlagen sind meist noch als Rudimente erkennbar (WAIBL u. SINOWATZ 2004; SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008). Das rechte Ovarium ist beim adulten Vogel nur noch als schlecht abgrenzbarer Gewebstreifen rechts ventral an der Vena cava caudalis sichtbar (KING 1975; HUMMEL 2000). Nach WAIBL u. SINOWATZ (2004) können in Ausnahmefällen individualspezifisch Hühner, Enten und Gänsen eine bilaterale Ausbildung der Genitalorgane aufweisen. KAMAR u. YAMANI (1962) haben bei einer Pekingente, CHAMPION (1955) und BICKFORD (1965) bei einem Haushuhn ein linkes und ein rechtes Oviduct beschrieben. Die untersuchten Tiere hatten alle nur ein einzelnes normalgroßes Ovarium auf der linken Körperseite.

#### 2.2.2.1 Ovarium

Das Ovarium liegt kraniodorsal innerhalb des Eingeweidebauchfellsackes. Hier ist es an seinem sehr kurzen Gekröse, dem Mesovarium, aufgehängt. Kranial grenzt es an die linke Lunge, kaudal ist es breitflächig mit dem kranialen Abschnitt der linken Niere verbunden (SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008). Laut WAIBL u. SINOWATZ (2004) und JOHNSON (2000) ist das Ovarium nur indirekt kaudodorsal über ein kurzes Bindegewebsstück mit der linken Niere verbunden. Dorsomedial grenzt es zu der Aorta abdominalis und der Vena cava caudalis und ist nach rechts mit dem Rudiment des rechten Ovariums verwachsen (WAIBL u. SINOWATZ 2004). Zum Zeitpunkt des Schlupfes können im Eierstock noch eine Rindenzone (Cortex ovarii), die die Follikel aus Follikelepithelzellen und Eizellen einschließt, und die innen gelegene Markzone (Medulla ovarii) unterschieden werden. Mit Erreichen der Geschlechtsreife wird die makroskopisch-anatomische Trennung zunehmend unauffälliger und verschwindet später vollkommen (GERSTBERGER u. BARTH 2004; KÖNIG et al. 2008). Das ruhende Ovarium hat bei Haushuhn und der Pute eine dreieckige Gestalt und ist von feinkörniger Struktur (KÖNIG et al. 2008). Das aktive Ovar hat, durch die starke Größenzunahme einzelner Follikel ein traubenförmiges Aussehen. Neben vier bis sechs großen Follikeln liegen beim Haushuhn noch weitere 1100 - 1600 (SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008), nach JOHNSON (2000) sogar über 2000 kleine Follikel vor.

### 2.2.2.2 Oviduct

Das Oviduct (Syn: Eileiter, Legedarm) gliedert sich aufgrund anatomischer und funktioneller Gesichtspunkte in fünf Abschnitte (Abb. 2-1): Infundibulum (Eileitertrichter), Magnum, Isthmus (Eileiterenge), Uterus (Eihälter, Schalendrüse) und Vagina (Scheide) (DAS u. BISWAL 1968; SCHWARZ 1969a; SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008).



**Abbildung 2-1:** Aufbau des Vogeloviductes modifiziert nach GERSTBERGER u. BARTH (2004)

Es hat beim Vogel nicht nur eine Transportfunktion für die befruchtete Eizelle, es liefert auch das Material für den Eiaufbau, leitet Samenzellen zur Befruchtung in den Eileitertrichter und speichert Samen für eine spätere Verwendung (SCHWARZ 1969a; SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008). Das Oviduct stellt sich bei Hühnervögeln außerhalb der Legeperiode als unscheinbarer Schlauch in der gemeinsamen Körperhöhle dar. Während der Brut- und Mauserzeit ist es stark verkürzt. Innerhalb der Legeperiode nimmt der Eileiter deutlich an Größe zu und füllt in weiten Schlingen, innerhalb des Eingeweidebauchfellsackes, den gesamten dorsalen und kaudalen Quadranten der Zölonhöhle aus (HUMMEL 2000; WAIBL u. SINOWATZ 2004; KÖNIG et al. 2008) und mündet mit seinem Ostium cloacale oviductus sinistri in das Urodeum der Kloake (SCHWARZ 1969b; HUMMEL 2000; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Das Gekröse des Eileiters lässt sich makroskopisch in einen dorsalen

und ventralen Abschnitt unterteilen. Der dorsale Abschnitt (Ligamentum dorsale oviductus) entspringt in Höhe der letzten Rippe der dorsolateralen Wand der Leibeshöhle, verläuft kaudal der linken Niere und senkt sich auf der linken Körperseite bis zur Kloake ab. Das Ventralgekröse (Ligamentum ventrale oviductus) liegt dem Infundibulum ventral an und zieht bis zur Vagina (KAR 1947; WAIBL u. SINOWATZ 2004; KÖNIG et al. 2008). Nach SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS (2008) befestigt es hier einige Schlingen des Infundibulums und Magnums an dem Uterus und der Vagina. Das Ligamentum ventrale oviductus weist in seinem Anfangsteil eine muskuläre Verstärkung, den Funiculus musculosus auf (KAR 1947, SHUNSAKU 1981, HUMMEL 2000).

### 2.2.2.2.1 Infundibulum

Das Infundibulum besteht beim Haushuhn aus einem dünnwandigen, trichterförmig erweiterten Anfangsabschnitt (SCHWARZ 1969b; SHUNSAKU et al. 1981) oder auch der Ampulle (AITKEN 1971) und einem kaudal folgenden röhrenförmigen Teil, dem Tubus infundibularis (SCHWARZ 1969b; HUMMEL 2000) oder auch der Hagelschnur-Region (AITKEN 1971). Seine kraniale Öffnung (Ostium infundibulare) ist nach SCHWARZ (1969b) groß und oval, nach WAIBL u. SINOWATZ (2004) schlitzförmig. Seine dorsoventral abgeflachten Lippen sind laut SCHWARZ (1969b) glatt und im Gegensatz zu den Verhältnissen beim Säugetier fimbrienlos. Laut BAKST u. HOWARTH (1975) und SHUNSAKU et al. (1981) tragen die Lippen des Infundibulums beim Haushuhn kleine Fransen (Fimbriae infundibulares) und sind verdickt. Das Schleimhautrelief des Anfangsteils wird durch flache (DAS u. BISWAL 1968), kurz und stumpf wirkende (AITKEN 1971) Schleimhautfalten geprägt, die dicht beieinander liegen (SCHWARZ 1969b). Diese werden in Richtung des Tubus infundibularis größer, sind im letzten Drittel des Infundibulums sehr lang und schlank und bilden hohe Sekundär- und Tertiärfalten aus, die durch enge Krypten getrennt sind (SCHWARZ 1969b, AITKEN 1971). Diese können im Querschnitt Drüsenlumina simulieren. GIERSBERG (1923) bezeichnet sie deshalb als Drüsenfalten. Die Schleimhautfalten haben eine breite Basis und verjüngen sich luminal, können aber auch kolbig aufgetrieben sein (SCHWARZ 1969b).

### 2.2.2.2.2 Magnum

Da Magnum stellt bei allen Vogelspezies den längsten und weitesten Abschnitt des weiblichen Genitaltraktes dar (KÖNIG et al. 2008; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Beim Huhn erfolgt der Übergang vom Infundibulum zum Magnum durch eine allmähliche

Zunahme des Organdurchmessers, der dann über die ganze Länge des Magnums beibehalten wird (SCHWARZ 1969b). Beim Hausgeflügel unterscheidet sich nach AITKEN (1971) das Magnum von dem Infundibulum makroskopisch vor allem durch die trüb-weiße Farbe, den größeren Außendurchmesser und der deutlich dickeren Wand des Magnums. Es verläuft in der Zölonhöhle dünnarmschlingenähnlich gewunden (KÖNIG et al. 2008; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Das Schleimhautrelief im Magnum des Haushuhnes ist wulstig und windungsreich, an Gehirngyri erinnernd (SCHWARZ 1969b) Die Schleimhautfalten verlaufen spiralförmig (DRAPER et al. 1972) und füllen das Eileiterlumen nahezu vollständig aus. Ihre Breite ändert sich von der Basis bis zur Kuppe kaum. Die freien Ränder der Mucosafalten sind glatt und ohne sekundäre Faltung (SCHWARZ 1969b; AITKEN 1971; YOSHIMURA u. OGAWA 1998). Ab dem abovarial letzten Drittel beginnen die Schleimhautfalten stetig weniger voluminös zu werden und kleine Sekundärfalten zu bilden. (AITKEN 1971). Laut BACHA u. BACHA (2000) zeigt das Schleimhautrelief im Magnum des Haushuhnes sogar Tertiärfalten.

### 2.2.2.2.3 Isthmus

Die Grenze zwischen Magnum und Isthmus markiert beim Huhn eine deutliche und plötzliche Verminderung des Eileiterdurchmessers (SCHWARZ 1969b). Nach König et al. (2008) existiert beim Haushuhn eine, den Übergang markierende, wenige Millimeter lange, Engstelle zwischen Magnum und Isthmus, die Pars translucens isthmi. Nach dieser einschnittartigen Verengung nimmt der Isthmus nach einigen Millimetern allmählich wieder an Weite zu, ohne die für das Magnum typischen Ausmaße zu erreichen (SCHWARZ 1969b). Im Übergang vom dritten zum vierten Viertel des Isthmus ist erneut ein Rückgang des Durchmessers zu erkennen, wenn auch weniger deutlicher. Das letzte Isthmusviertel geht dann unter allmählicher Erweiterung in den Uterus über (SCHWARZ 1969b). Die Schleimhaut in der Pars translucens isthmi ist sehr dünn und völlig faltenfrei (DRAPER et al. 1972, KÖNIG et al. 2008). Die Schleimhautstruktur des restlichen Isthmus beim Haushuhn unterscheidet sich vom Magnum deutlich. Ihre Falten sind niedriger, schlanker und luminal spitz. Die Schleimhauterhebungen zeigen von der Basis bis zur Spitze zahlreiche Inzisuren (SCHWARZ 1969b). Die Schleimhautfalten verlaufen, im Gegensatz zu denen im Magnum, longitudinal und nicht zirkulär (DRAPER et al. 1972). BACHA u. BACHA (2000) beschreiben beim Haushuhn eine deutliche Sekundärfältelung der longitudinal verlaufenden Mucosafalten. Im vierten Viertel des Isthmus unterscheiden sich die Falten deutlich vom Anfangsteil. Sie sind niedriger und schlanker mit auffällig vielen Inzisuren (SCHWARZ 1969b). DRAPER et al.

(1972) beschreiben hingegen im ersten Drittel des Isthmus kleine Falten, die im weiteren Verlauf an Höhe zunehmen und im letzten Drittel wieder abflachen. Die Zwischenräume zwischen den Mucosafalten sind deutlich weiter als im Magnum (AITKEN 1971).

### 2.2.2.2.4 Uterus

Der Uterus beim Huhn ist nicht röhrenförmig, sondern stellt ein etwa eiförmiges sackartiges Gebilde dar. Kloakenwärts verjüngt sich der Uterus und geht in die Vagina über (SCHWARZ 1969b). JOHNSTON et al. (1963) und AITKEN (1971) unterscheiden an dem Uterus beim Hausgeflügel zwei Teile. Einen kurzen schmalen Anfangsteil und einen taschenartigen hinteren Teil, der sowohl bei legenden Tieren, als auch bei Vögeln in der Zuchtruhe zu finden ist. FUJII (1963) bezeichnet diesen Abschnitt als Recessus uteri. Dieser Recessus ist makroskopisch gräulich-weiß, stellt sich allerdings kurz nach einer Eipassage rötlich dar (AITKEN 1971). Die Schleimhautfalten verlaufen blättchenartig als Ringwülste, quer zur Längsachse. Das Schleimhautrelief des Uterus beim Haushuhn ist durch schlanke, feine und relativ lange Falten mit vielen Inzisuren geprägt (SCHWARZ 1969b). Die Schleimhautfalten von Haus- und Perlhühnern sind im Uterus signifikant höher als im Magnum und Isthmus, wobei die uterinen Mucosafalten der Perlhühner höher sind als die der Galliformen (YOSHIMURA u. OGAWA 2007). Bei Stockentenartigen sind die Schleimhautfalten des Uterus kleiner als die des Magnums (DAS u. BISWAL 1968). Laut MOHAMMADPOUR (2007) zeigen sich bei Stockentenabkömmlingen höhere Primärfalten, aber kleinere Sekundärfalten als bei Haushühnern. Im Querschnitt fällt auf, dass die Auffaltungen der Uterusinnenauskleidung keine reinen Schleimhautbildungen sind, sondern Teile der Wandmuskulatur mit einbeziehen. Während der Passage eines Eies nimmt die Schleimhautdicke um 50 % ab und die Zwischenräume zwischen den Schleimhautfalten werden durch Abknicken und Stauchen so stark minimiert, dass sie eine, dem Ei zugewandte, nahezu ebene Oberfläche bilden (SCHWARZ 1969b).

### 2.2.2.2.5 Vagina

Der kaudalste Abschnitt des Oviductes, die Vagina, ist beim Haushuhn wieder röhrenförmig und verläuft stark gewunden bis sie in das Urodeum der Kloake mündet (SCHWARZ 1969b). Die Vagina von Hühnervögeln bildet laut KÖNIG et al. (2008) eine sigmoide Schleife. Die Mündungsöffnung in das Urodeum wird als Ostium cloacale oviductus sinistri bezeichnet (SCHWARZ 1969b; HUMMEL 2000; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Die sichtbaren Schleimhautfalten der Vagina des Haushuhnes verlaufen unter leichter, stellenweise etwas

stärkerer Schlängellung quer zur Längsachse (SCHWARZ 1969b). Diese bilden nach MICHEL (1982) drei Ringfalten, die bei Gans und Pute deutlich, bei Hühnerartigen eher undeutlich ausgebildet sind. Die Schleimhautfalten sind schlank, verjüngen sich luminal kaum und erscheinen durch viele Sekundärfältchen gefiedert (SCHWARZ 1969b, BACHA u. BACHA 2000; KÖNIG et al. 2008). Bei Stockentenabkömmlingen sind die Mucosafalten im Bereich des uterovaginalen Übergang besonders flach (PAL 1977).

### **2.2.3 Histomorphologie der weiblichen Geschlechtsorgane**

#### 2.2.3.1 Ovarium

Das Ovarium setzt sich bei allen bisher untersuchten Vögeln aus einer Rindenzone (Cortex Ovarii) und einer Markzone (Medulla ovarii) zusammen, die deutlich voneinander abgegrenzt sind (DAS u. BISWAL 1968; BACHA u. BACHA 2000). Die Cortex wird von einer Schicht isoprismatischer Zellen gebildet, welche das germinative Epithel darstellt und einer darunter gelegenen dichten Bindegewebsschicht, der Tunica albuginea. Unter der Tunica albuginea befindet sich ein Stroma aus gefäßreichen, lockeren Bindegewebe in dem Primärfollikel (DAS u. BISWAL 1968, BACHA u. BACHA 2000) und Granulozyten (RANDALL u. REECE 1996) eingebettet sind. Die Medulla wird durch kollagene Bindegewebsfasern und glatte Muskelfaserbündel gebildet, zwischen denen Blutgefäße und Ganglienzellen verlaufen. In der Medulla finden sich Lymphozyten, Interstitial- und Lutealzellen (DAS u. BISWAL 1968). Die Primärfollikel enthalten Oozyten I. Ordnung, die im Diplotän (Prophase der 1. Reifeteilung) verharren und Vitellus (Dotter) in ihrem Zytoplasma angesammelt haben (WAIBL und SINOWATZ 2004). Die Primärfollikel wachsen unter Östrogeneinfluss durch Dottereinlagerung zu reifen Follikeln (DAS u. BISWAL 1968). Sie treten durch das Stroma des Cortex ovarii. Die sprungreifen Dotterkugeln liegen, aufgehängt an einem Stiel aus cortikalem Gewebe, an der Oberfläche des Ovariums (BACHA u. BACHA 2000). Die Oozyten sind von einem einschichtigen, dotterbildenden Follikelepithel umgeben (WEYRAUCH et al. 2009), welches BACHA u. BACHA (2000) als Membrana granulosa bezeichnen. Zwischen Oozyt und Follikelepithel liegt die, aus einem Maschenwerk langer Filamente bestehende Lamina perivitellina (WEYRAUCH et al. 2009) oder perivitelline Membran (BACHA u. BACHA 2000). Der Follikel wird von einer geschichteten Theca folliculi umgeben (WEYRAUCH et al. 2009). Sie setzt sich nach BACHA u. BACHA (2000) aus einer Theca externa, bestehend aus kompaktem Bindegewebe und vereinzelt Gruppen interstitieller Lutealzellen, und einer, aus kompakt liegenden Spindelzellen bestehenden Theca interna zusammen. Diese, den Oozyt umhüllenden Schichten, bilden die

Follikelwand. Die Ovulation erfolgt an einer gefäßfreien Stelle der Follikelwand (Stigma) und hinterlässt eine kelchartige Struktur, die sich vollständig zurückbildet (WEYRAUCH et al. 2009).

### 2.2.3.2 Oviduct

Die Wand des linken aviären Oviductes besteht aus 3 Schichten, der Tunica mucosa, der Tunica muscularis und der Tunica serosa, die minimal regional variieren (AITKEN 1971; YOSHIMURA u. OGAWA 1998; BACHA u. BACHA 2000; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Eine vierte Schicht wird von SHUNSAKU et al. (1981) beim Haushuhn, bei allen Vögeln von KÖNIG et al. (2008) und SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS (2008) beschrieben. Die Autoren bezeichnen das zwischen Tunica mucosa und Tunica muscularis gelegene lymphozytenhaltige Bindegewebe als Tela submucosa. MOHAMMADPOUR (2007) beschreibt bei Stockentenartigen und Hühnern eine Tunica submucosa. HUMMEL (2000) weist hingegen ausdrücklich darauf hin, dass eine Tela submucosa im Oviduct von Vögeln nicht vorhanden ist.

#### 2.2.3.2.1 Tunica mucosa

Die Tunica mucosa springt mit zum Teil hohen und für die einzelnen Eileiterabschnitte typisch ausgestalteten Falten gegen das Lumen vor. An ihr lässt sich ein Epithel (Lamina epithelialis) und eine daruntergelegene Bindegewebsschicht (Lamina propria) mit ihren für jeden Abschnitt charakteristischen Drüsen unterscheiden (WAIBL u. SINOWATZ 2004).

##### 2.2.3.2.1.1 Lamina epithelialis mucosae

###### 2.2.3.2.1.1.1 Infundibulum

Das Epithel ist im Bereich des freien Randes der Lippen zweischichtig. Hier geht die Tunica serosa in die Tunica mucosa über (SHUNSAKU et al. 1981). Das restliche Infundibulum weist bei Hühnervögeln (BAKST 1998) und bei Stockentenartigen (MOHAMMADPOUR 2007) mehrreihiges und hochprismatisches Epithel auf. MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI (2008) fanden bei Truthühnern (*Gallus meleagris domestica*) im proximalen Teil des Infundibulums ein einreihiges isoprismatisches, im mittleren und distalen Teil ein einreihiges kinezilienbesetztes, hochprismatisches Epithel. Bei Haustauben (*Columba livia domestica*) ist das gesamte Epithel des Infundibulums kinezilienbesetzt und hochprismatisch. Das infundibuläre Epithel setzt sich beim Hausgeflügel aus zilientragenden Zellen und zilienlosen Becherzellen zusammen (DAS u. BIWAL 1968; BAKST 1998;

WEYRAUCH et al. 2009). Diese Becherzellen sezernieren während der Passage der Dotterkugeln Glykoproteine und Vorstadien der Chalazaen (Hagelschnüre) (AITKEN u. JOHNSTON 1963; SCHWARZ 1969a; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Das Epithel im kranialen Abschnitt des Infundibulums besteht nach SHUNSAKU (1981), BAKST (1998) und MOHAMMADPOUR (2007) ausschließlich aus zilientragenden Zellen. Im kaudalen, abovarialen Abschnitt sind zilientragende und zilienlose Zellen etwa gleich häufig verteilt. Nach AITKEN (1971) befinden sich auch abovarial nur vereinzelt Becherzellen. Die Zellverteilung entlang der einzelnen infundibulären Schleimhautfalten ist ebenfalls nicht gleichmäßig. Luminal sind verstärkt zilientragende Zellen nachzuweisen. Basal, in den Krypten, dominieren eher zilienlose Becherzellen (AITKEN 1971; BAKST 1998). Beide Zelltypen sind mit Mikrovilli ausgestattet. Die sekretorisch aktiven Zellen weisen apikal einen hohen Gehalt an Granula auf (AITKEN 1971, WAIBL u. SINOWATZ 2004). Laut RICHARDSON (1935) gleichen die zilienlosen Zellen der Krypten denen der sekretorischen Drüsen der Lamina propria im abovarialen Teil des Infundibulums. AITKEN u. JOHNSTON (1963) berichten hingegen, dass sich die beiden Zelltypen in der Struktur des Golgi-Apparates deutlich voneinander unterscheiden.

### 2.2.3.2.1.1.2 Magnum

Das Epithel des Magnums von Hühnern ist mehrreihig hochprismatisch (BACHA u. BACHA 2000; WEYRAUCH 2009) bis einreihig isoprismatisch (AITKEN 1971) und besteht wie im Infundibulum aus zilientragenden und Schleim produzierenden Zellen (AITKEN 1971; BACHA u. BACHA 2000; WEYRAUCH 2009). Bei Truthühnern und Perlhühnern (*Numida meleagris*) ist es mehrreihig isoprismatisch, bei Haustauben mehrreihig hochprismatisch (YOSHIMURA u. OGAWA 1998; MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI 2008). WAIBL u. SINOWATZ (2004) beschreiben das Epithel im Anfangsteil des Magnums als mehrreihig hochprismatisch, wie im Infundibulum. Im weiteren Verlauf kommt es kontinuierlich zu einer Reduzierung des mehrreihigen Epithels, die schließlich zu einem einschichtigen Epithel führt. Dieses einschichtige Epithel ist in den kranialen Abschnitten des Magnums isoprismatisch und wird allmählich hochprismatisch. Nach MAO et al. (2006) ist ein Großteil der Oberfläche des Magnums bei Hühnervögeln und Haustauben mit zilientragenden Zellen ausgekleidet. DAS u. BISWAL (1968) beschreiben die Lamina epithelialis bei Stockentenartigen mit zahlreichen zilienlosen Becherzellen. Beim Haushuhn ist charakteristisch, dass sich zilientragende Zellen und zilienlose granulareiche Zellen sehr regelmäßig abwechseln (FERTUCK u. NEWSTAD 1969; AITKEN 1971; WYBURN et al. 1970). Kurz vor dem

Übergang des Magums in den Isthmus nehmen die granularen zilienfreien Zellen an Größe und Anzahl ab (WAIBL u. SINOWATZ 2004). Nach WYBURN et al. (1970) und AITKEN (1971) steigt die Zellhöhe der Epithelzellen in abovarialer Richtung stetig an. Auch die Granula der zilienlosen Becherzellen werden in Richtung Isthmus größer und scheinen zu konfluieren. Im Anfangsteil des Magnums häufen sich die Granula an der Zellspitze dieser Zellen und wölben sich in das Lumen. In Richtung Isthmus sind die Zellen immer gleichmäßiger mit Granula gefüllt. Die Zellkerne liegen basal und sind rund bis abgeflacht, die der zilientragenden Zellen liegen eher apikal (WYBURN et al. 1970).

### 2.2.3.2.1.1.3 Isthmus

Das Epithel des Isthmus beim Hausgeflügel ist mehrreihig hochprismatisch, bestehend aus kinozilientragenden und zilienlosen, sekretorisch aktiven Becherzellen (BACHA u. BACHA 2000). Die beiden Zelltypen sind beim Haushuhn in annähernd gleichmäßiger Anzahl vorhanden (DRAPER et al. 1972). Bei Stockentenartigen weist das zilientragende Epithel nur wenige zwischengelagerte Becherzellen auf (DAS u. BISWAL 1968). Gegen Ende der Pars translucens isthmi kommt es beim Haushuhn zu einem abrupten Abfall der Epithelhöhe. Es ist weniger hochprismatisch als das Epithel im Magnum (DRAPER et al. 1972). Das Epithel der Pars translucens isthmi beim Haushuhn unterscheidet sich deutlich von dem des Magnums und des eigentlichen Isthmus. Der Mangnum-Isthmus-Übergang ist ausschließlich mit sekretorisch aktiven Zilienzellen ausgekleidet (MAO et al. 2006). In den Becherzellen des eigentlichen Isthmus liegen apikal gehäuft Granula vor, die sich in das Lumen vorwölben und luminale Bläschen bilden. Der Zellkern liegt basal, im Gegensatz zu den zilientragenden Zellen, die einen apikalen Zellkern besitzen (DRAPER et al. 1972).

### 2.2.3.2.1.1.4 Uterus

Die luminale Oberfläche beim Hausgeflügel weist ein mehrreihig hochprismatisches Epithel, mit in zwei Ebenen liegenden Zellkernen auf. Die Zellen, deren Zellkerne sich nahe der Basalmembran befinden werden als Basalzellen bezeichnet. Als Apikalzellen bezeichnet man die Zellen, deren Zellkerne sich in der luminalen Zellhälfte befinden, obwohl auch diese Zellen Kontakt zur Basalmembran haben (RICHARDSON 1935; JOHNSTON et al. 1963, MOHAMMADPOUR 2007). An der Oberfläche der Apikalzellen sind Kinozilien nachweisbar, die Basalzellen sind zilienlos (WYBURN et al. 1973; MOHAMMDPOUR 2007). WYBURN et al. (1973) bezeichnen die Basalzellen, in Anlehnung an die proximaleren Abschnitte des Oviductes, als Granula-Zellen und die Apikalzellen als Zilienzellen. Die

Basalzellen weisen eosinophile Granula auf, die in den Apikalzellen fehlen. Die Apikalzellen besitzen dafür während der Legetätigkeit basophile, im apikalen Zytoplasma gelegene Granula (RICHARDSON 1935; JOHNSTON et al. 1963, WYBURN et al. 1973). Der Kalziumgehalt der Epithelzellen im Vogeluterus ist höher als der in den Zellen der Propriadrüsen, was eine Beteiligung der Epithelzellen an der Schalenbildung vermuten lässt (HOHMAN u. SCHRAER 1966).

### 2.2.3.2.1.1.5 Vagina

Das Epithel der Vagina ist mehrreihig hochprismatisch mit kinozilientragenden Epithelzellen (BAKST 1987). MICHEL (1982) charakterisiert das Vaginaepithel als zweistufig hochprismatisch. Den kinozilientragenden Zellen sind vereinzelt Becherzellen zwischengelagert (BACHA u. BACHA 2000), die kloakenwärts in ihrer Zahl zunehmen und das Eihütchen (Cutikula) sezernieren (HUMMEL 2000). Die zilentragenden Zellen sind bei Hühnerartigen, Puten (BAKST 1987), Gänsen (MICHEL 1982) und Stockentenabkömmlingen (PAL 1977) apikal aufgetrieben und haben einen apikalständigen Kern, während der Kern der Becherzellen eher basal zu finden ist. Das Epithel setzt sich bis in die, in der Lamina propria mucosae gelegenen Tubuli spermatici (siehe Kapitel 2.2.3.2.1.2.5) fort und kleidet diese aus (BAKST 1987; WAIBL u. SINOWATZ 2004).

### 2.2.3.2.1.2 Lamina propria mucosae

#### 2.2.3.2.1.2.1 Infundibulum

Im Anfangsteil des Infundibulums ist die Lamina propria bei allen Vögeln drüsenfrei (WAIBL u. SINOWATZ 2004). Nahe des Magnums (AITKEN 1971), aber noch im trichterförmig erweiterten Bereich (WAIBL u. SINOWATZ 2004), erscheinen tubuläre Drüsen, die eine deutliche Steigerung der Faltdicke verursachen. Sie ähneln aufgrund ihrer eosinophilen Granula den Drüsen im Magnum, treten aber nur vereinzelt auf und haben rundere und weniger randständige Zellkerne (AITKEN 1971). Diese Fossae glandulares infundibuli sind zunächst alveoläre Aussackungen in der Lamina propria (BRILLARD 1990; WAIBL u. SINOWATZ 2004; KÖNIG et al. 2008), beziehungsweise Invaginationen der Schleimhautkrypten (WYBURN et al. 1970). Ihre Funktion ist eine kurzzeitige Spermaspeicherung kurz vor der Passage der noch unbefruchteten Eizelle (KOYANAGI u. NISHIYAMA 1981; BRILLARD 1990). Die Zahl der Propriadrüsen und die Komplexität ihrer Ausgestaltung nehmen in abovarialer Richtung deutlich zu. Im Bereich des Tubus infundibularis werden die Propriadrüsen als Glandulae tubi infundibularis bezeichnet

(BAKST 1998; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Sie sezernieren ein proteinreiches Sekret, das zur Bildung des Albumens beiträgt und haben ein verhältnismäßig großes Lumen. Das Drüsenepithel wird von isoprismatischen Zellen mit runden Zellkernen gebildet, die den Zellen des Oberflächenepithels sehr ähneln (AITKEN u. JOHNSTON 1963; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Im Übergang zum Magnum liegen die Glandulae tubi infundibularis umgeben von Magnumdrüsen (Glandulae magni). Sie lassen sich deutlich von den Drüsenzellen des Magnums unterscheiden, da die infundibulären Drüsenzellen weniger, kleinere, optisch dichtere und basophilere sekretorische Granula und rundere, nicht so stark randständige Zellkerne aufweisen (AITKEN 1971). AITKEN u. JOHNSTON (1963) beschreiben zwei Zelltypen. Typ-I-Zellen weisen inhomogene Granula des rauhen endoplasmatischen Retikulums (rER) auf, die einen dichten äußeren Ring und einen weniger dichten Kern besitzen. Die Typ-II-Zellen haben hingegen homogene Granula des rER.

### 2.2.3.2.1.2.2 Magnum

Laut WYBURN et al. (1970) ist die Lamina propria beim Haushuhn im Bereich des Magnums aufgrund des massiven Gehalts an Drüsengewebe dicker als in allen anderen Teilen des Oviductes. Diese Propriadrüsen werden nach WAIBL u. SINOWATZ (2004) als Glandulae magni bezeichnet. Die Drüsenschicht grenzt sich durch eine schmale Zone aus Bindegewebsfasern, Blutgefäßen und Plasmazellen von der Lamina epithelialis ab (WYBURN et al. 1970). Bei Hausenten der Gattung *Anas* besteht die Lamina propria nach DAS u. BISWAL (1968) in jeder Schleimhautfalte aus einer kompakten Schicht Magnumdrüsen, die um einen zentralen Kern aus Blutgefäßen, glatten Muskelfasern und Bindegewebe angeordnet sind. Die Drüsen sind tubulär, lang und verästelt (DAS u. BISWAL 1968; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Die Zellen, die die Drüsentubuli auskleiden, wirken pyramidal (AITKEN 1971). Bei Perlhühnern befinden sich in der Lamina propria der Sekundärfalten gangartige Strukturen, die bei Haushühnern nicht zu finden sind (YOSHIMURA u. OGAWA 1998). Die Lamina propria des Magnums beim Hausgeflügel ist aufgrund des reichlich im Zytoplasma der pyramidenartigen Drüsenzellen vorhandenen Ovalbumins stark eosinophil. In stärkerer Vergrößerung zeigen sich kurz vor der Eipassage massenhaft eosinophile Granula, nach der Eipassage wirken die Drüsenzellen depletiert und klarer umrissen (AITKEN 1971; RANDALL u. REECE 1996, MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI 2008). Die Glandulae magni sezernieren das Stratum internum des Albumen rarum. Die Drüsen im Bereich der Magnum-Isthmus-Verbindung sezernieren das Albumen densum (RICHARDSON 1935; AITKEN 1971) oder auch Perialbumen (SULTANA et al.

2003; MAO et al. 2006). Die Glandulae magni haben keine echten Ausführungsgänge. Das sekretorisch aktive Drüsengewebe dehnt sich an einigen Stellen bis zur Oberfläche aus, wo sich die granularen Drüsenzellen mit den Zellen des Oberflächenepithels vereinen (WYBURN et al. 1970). Laut AITKEN 1971 hat jedes tubuläre Drüsennest eine Verbindung zum Lumen. Im Magnum des Haushuhnes befinden sich drei Drüsentypen, die überall in der magnalen Propria vorkommen (FERTUCK u. NEWSTEAD 1969; WYBURN et al. 1970). Typ-A-Drüsen besitzen Zellen, die eine Vielzahl an optisch dichten Granula aufweisen. Die Zellen der Typ-B-Drüsen sind durch große intrazelluläre amorph strukturierte Areale charakterisiert. Typ-C-Drüsenzellen weisen ein sehr ausgeprägtes rER und einen prominenten Golgi-Apparat auf (WYBURN et al. 1970).

### 2.2.3.2.1.2.3 Isthmus

Die Lamina propria des Isthmus beim Hausgeflügel ist weit weniger voluminös als die des Magnums (AITKEN 1971). Sie grenzt sich von der Lamina epithelialis durch eine schmale, blutgefäß- und plasmazellreiche Bindegewebsschicht ab (DRAPER et al. 1972). Die Lamina propria des Haushuhnisthmus weist zahlreiche tubuläre Drüsen, die Glandulae isthmi, auf (BACHA u. BACHA 2000; KÖNIG et al. 2008). DRAPER et al. (1972) beschreiben diese Isthmusdrüsen als weniger tubuläre, sondern eher als Knäuldrüsen, die sich nicht zu verzweigen scheinen. Mehrere Drüsenknäule haben eine gemeinsame luminale Öffnung. Die Drüsen sind beim Hausgeflügel mit schwach anfärbaren vakuolisierten Zellen ausgekleidet (RANDALL u. REECE 1996). Nach AITKEN (1971) sind diese Zellen pyramidal, mit ovoiden bis gewinkelten Zellkernen und weisen deutliche eosinophile Granula auf. Allerdings sind diese Granula im Gegensatz zum Magnum kleiner und konfluieren kaum. Im Bereich der Isthmus-Uterus-Verbindung finden sich Übergansdrüsen, die sich durch eine relative Knappheit an sekretorischen Granula und eine häufige Vakuolisierung des basalen Zytoplasmas von den typischen Glandulae isthmi unterscheiden (JOHNSTON 1963). DRAPER et al. (1972) beschreiben die Drüsenzellen als eher kuboidal, mit eosinophilen Granula, die sich zufällig auf das Zytoplasma zu verteilen scheinen. Bei Stockentenabkömmlingen beschreiben DAS u. BISWAL (1968) die Lamina propria als undeutlich und drüsenarm. Die Glandulae isthmi sezernieren das restliche Eiklar und schwefelhaltige Proteine, die die keratinhaltige, semipermeable innere und äußere Schalenhaut bilden (BAKER u. BALCH 1962). Bei der Isthmuspassage entsteht am stumpfen Eipol, zwischen innerer und äußerer Schalenhaut, die Luftblase. Im Endabschnitt des Isthmus

beginnt die Bildung des organischen Anteils der Eischale, das Stratum mamillare (SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008).

### 2.2.3.2.1.2.4 Uterus

Die Mucosadrüsen des Uterus sind tubulär und mit Zellen, die blass gefärbte Granula aufweisen, ausgekleidet (MOHAMMADPOUR 2007). YOSHIMURA u. OGAWA (1998) haben beim Haus- und Perlhühnern eine unterschiedliche Verteilung der Propriadrüsen in den einzelnen Mucosafalten festgestellt. An der Basis der Schleimhautfalten liegen die Drüsennester deutlich dichter als in der Spitzenregion. Die Drüsenzellen enthalten auffällig viele Glykogenpartikel, Granula und Vakuolen. Die lateralen Zellmembranen der Drüsenzellen verzahnen sich ineinander. An den Zellmembranen finden zahlreiche aktive Ionen- und Wassertransportprozesse statt (WYBURN et al. 1973). Die Propriadrüsen haben kurze, luminal öffnende Ausführungsgänge (RANDALL u. REECE 1996) und sezernieren vor allem anorganisches Kalziumkarbonat und organische Protein-Karbohydrat-Komplexe, die sich der äußeren Eihaut des passierenden Eies anlagern und die eigentliche Eischale bilden (WYBURN et al. 1973). Im Bereich des Recessus uteri sind die Uterusdrüsen kürzer und weniger häufig anzutreffen. GILBERT et al. (1968) bezeichnen sie deshalb als Übergangsdüsen.

### 2.2.3.2.1.2.5 Vagina

In der Lamina propria der uterovaginalen Verbindung befinden sich Invaginationen des luminalen Epithels. Sie stellen sich nach BAKST (1987) unverzweigte tubulär, nach WAIBL u. SINOWATZ 2004 verzweigt tubulär dar. In der Literatur finden sich für diese Strukturen viele Synonyme. Sie werden als Uterovaginaldrüsen, Fossulae spermaticae (GILBERT 1968; König et al. 2008), Fossulae vaginales (HUMMEL 2000), Tubuli spermatici (WAIBL u. SINOWATZ 2004), Sperm-Storage Glands, (BAKST 1987), Sperm-Storage-Tubules (SST) (MERO u. OGASAWARA 1970) oder Sperm-Host Glands (TAKEDA 1964; PAL 1977; FRIESS et al. 1987; RENDEN et al. 1981) bezeichnet. Ihre Gesamtheit bezeichnet BAKST (1987) als Sperm-Storage-Tissue. In den SST sind nach intrakloakaler und auch intravaginaler Besamung große Mengen von Spermatozoen zu finden (FUJII u. TAMURA 1963; TAKEDA 1964; SCHINDLER et al. 1967). Die SST werden jedoch nur von motilen Spermien erreicht (ALLEN u. GRIGG 1957; WISHART u. PALMER 1985; FROMAN 2003). Allerdings resultiert eine Besamung mit motilen Spermien nicht zwangsläufig in hohen Befruchtungsrate (BRILLARD 1993). Die Spermatozoen werden hier zwischengespeichert und wieder

abgegeben, um die Befruchtung mehrere Eizellen mit nur einer Besamung zu gewährleisten (KOYANAGI u. NISHIYAMA 1981; BRILLARD u. BAKST 1990; KING et al. 1999). Die Effektivität der Spermaspeicherung ist von der Legefrequenz und -permanenz abhängig (BILGILI et al. 1984). Die Spermatozoenspeicherkapazität korreliert mit der Dimension der Schleimhautkrypten in den SST (COMPTON u. VAN KREY 1979) und weist eine gewisse Heritabilität auf (VAN KREY et al. 1971). Nach FUJII u. TAMURA (1963) penetrieren die gespeicherten Spermien während ihres Aufenthalts in den SST den interzellulären Raum des Epithels der SST. Dem widersprechen SCHINDLER et al. (1967), nach denen die Spermien während der gesamten Speicherung frei im Lumen der SST liegen. Nach GILBERT et al. (1968) findet man die SST beim Haushuhn in einem ringförmigen, zwei bis fünf Millimeter breiten Streifen distal des uterovaginalen Sphinkters. Nach BACHA u. BACHA (2000) sind sie in das Bindegewebe der Tunica mucosa nahe der uterovaginalen Verbindung eingebettet. Die Uterovaginaldrüsen von Hühnervögeln und Stockentenabkömmlingen sind mit, von der Lamina epithelialis ausgehendem Epithel ausgekleidet (PAL 1977; BAKST 1987) Dieses Epithel formt zahlreiche oberflächenvergrößernde Krypten (COMPTON u. VAN KREY 1979). Es ist hier allerdings einreihig, besteht aus zilientragenden hochprismatischen Zellen und weist keine Becherzellen auf Die Epithelzellen der Tubuli spermatici zeigen eine apikale Vakuole und einen, im basalen Zelldrittel gelegenen Kern (PAL 1977; BAKST 1987). Zwischen den Epithelzellen finden sich auffällig viele intraepitheliale Lymphozyten (BAKST 1987).

### 2.2.3.2.2 Tunica muscularis

Die Tunica muscularis besteht in allen Abschnitten des Oviductes aus glatten Muskelzellen, die eine innere zirkuläre (Stratum circulare) und äußere Längsmuskelschicht (Stratum longitudinale) bilden (DAS u. BISWAL 1968; HUMMEL 2000, MOHAMMADPOUR 2007). Im Bereich des Infundibulums ist die Tunica muscularis nur sehr dezent, in Form von längsverlaufenden glatten Muskelfasern ausgebildet. Ein Stratum circulare ist nur im Bereich des Ostium infundibulare deutlich, fehlt sonst nahezu völlig (SHUNSAKU 1981). Im Magnum ist die Tunica muscularis bei Hühnervögeln (BACHA u. BACHA 2000) und Stockentenartigen (DAS u. BISWAL 1968) deutlich besser entwickelt als im Infundibulum, wird im Isthmus noch deutlicher (BACHA u. BACHA 2000) und ist im Uterus besonders dick (GIERSBERG 1923; RANDALL u. REECE 1996). Im Bereich des uterovaginalen Übergangs weist die Tunica muscularis eine Verdickung auf, die als Musculus sphincter

vaginae (AITKEN 1971; KÖNIG et al. 2008) oder auch als uterovaginaler Sphinkter (GILBERT et al. 1968) bezeichnet wird.

### 2.2.3.2.3 Tunica serosa

Die Tunica serosa wird in allen Abschnitten des Oviductes von einer dünnen Schicht mesothelialer Zellen und Bindegewebsfasern gebildet (DAS u. BISWAL 1968). Nach MOHAMMADPOUR (2007) besteht sie nur aus lockerem Bindegewebe. Es stellt das viszerale Blatt des Eingeweidebauchfellsacks dar. LIEBICH und KÖLLE (2010) bezeichnen die Schicht lockeren Bindegewebes als Lamina propria serosae und die Schicht mesothelialer Zellen als Epithelium serosae.

## 2.2.4 Veränderungen des Oviductes während des Reproduktionszyklus

### 2.2.4.1 Makromorphologische Veränderungen

Das Oviduct erfährt während des Reproduktionszyklus morphologische Veränderungen (YU u. MARQUARDT 1974; CHAUDHURI u. MAITI 1999). Beim Haushuhn erscheint das Oviduct nach WAIBL u. SINOWATZ (2004) vor der Legereife als dünner Schlauch, der sich als weißlicher Streifen dorsal im Eingeweidebauchfellsack vom Eierstock bis zur Kloake erstreckt. Bei der adulten legenden Henne ist er dagegen cirka 70 cm lang und füllt dünndarmschlingenähnlich liegend den linken oberen Quadranten des Eingeweidebauchfellsacks aus. Außerhalb der Legeperiode reduziert sich der Eileiter wieder zu einem weißlichen bandähnlichen Schlauch von Strohalmstärke. Diese gravierenden Veränderungen werden nach YU u. MARQUARDT (1974) sowohl durch hyperplastische als auch hypertrophe Prozesse hervorgerufen. Es zeigen sich deutliche Parallelen zwischen dem Gewicht und der Länge des Oviductes und dem Stand der Entwicklung im Reproduktionszyklus (YU et al. 1971). Beim Haushuhn sind während des Reproduktionszyklus deutliche Veränderungen der Gesamtmasse, der Zellzahlen und der durchschnittlichen Zellmasse des Oviductes zu beobachten. Die Gesamtmasse steigt vom geschlechtsunreifen Jungtier bis zum Höhepunkt der Legeperiode von 0,02 auf 60 g, also um  $3 \times 10^5$  % an, um dann in der Legeruhe auf drei bis fünf Gramm abzufallen. Die mittlere Zellmasse, als Maß für die Aktivität der Zellen, steigt im selben Zeitraum um 289 % von durchschnittlich 532 pg auf 1538 pg an und fällt in der Legeruhe auf 399 pg ab. Den gleichen Trend zeigt der Verlauf der absoluten Zellzahlen im Reproduktionszyklus. Während inaktive Oviducte durchschnittlich  $0,05 \times 10^9$  Zellen aufweisen, sind es bei Oviducten in der Legeperiode durchschnittlich  $679 \times 10^9$  Zellen und bei Oviducten nach vollständiger

Regression durchschnittlich  $97 \times 10^9$  Zellen. Die einzelnen Abschnitte des Oviductes zeigen während des Fortpflanzungszyklus eine sehr unterschiedliche Entwicklung. Die Veränderungen an Infundibulum und der Isthmus, ausgehend vom juvenilen Stadium, über die Legeperiode bis hin zur Regression in der Legeruhe, verhalten sich nahezu proportional. Das Magnum hingegen, das beim geschlechtsunreifen Jungtier 19 % des Oviductes ausmacht, wächst exzessiv, bis es in der Legeperiode 49 % des Gesamtoviductes einnimmt. Es verkleinert sich in der Legeruhe auf lediglich 25 % des Gesamtoviductes. Der Uterus nimmt mit 43 % den größten Teil des geschlechtsunreifen Oviductes ein, entwickelt sich zur Legereife hin eher Verhalten und stellt sich zur Legeruhe hin wieder relativ groß dar. Die Vagina erfährt eine ähnliche Entwicklung, ist aber in ihren Ausmaßen nur halb so groß wie der Uterus (YU u. MARQUARDT 1974). Bei Stockenten zeigt das Oviduct eine ähnliche Entwicklung. Nach SHARMA u. DUDA (1989) sind massive Unterschiede der einzelnen Abschnitte des Oviductes bei Tieren vor Legebeginn und in der Legephase zu beobachten. Das Magnum macht von allen Anteilen des Oviductes mit einem Wachstum um 280 % die stärkste Entwicklung durch. Es ist vor Legebeginn  $9,3 \pm 3,26$  cm lang und  $0,48 \pm 0,21$  cm breit und in der Legephase  $35,3 \pm 12,19$  cm lang und  $0,96 \pm 0,57$  cm breit. Aber auch die weiteren Abschnitte des Oviductes zeigen eine massive Zunahme (Infundibulum 78 %, Isthmus 85 %, Uterus 66%, Vagina 25 %) in Länge und Breite. HOLM u. RIDDERSTÅLE (2002) beschreiben während der Maturation der, zu den Galliformen gehörenden, japanischen Wachteln (*Coturnix japonica*) eine Längenzunahme des Gesamtoviductes um 600 %, CHAUDHURI u. MAITI (1999) bei Wanderelstern um 350 %.

### 2.2.4.2 Histomorphologische Veränderungen

Bei Haushühnern zeigen sich während des Reproduktionszyklus deutliche histomorphologische Veränderungen (YU u. MARQUARDT 1972). Die Zellen der tubulären Mucosadrüsen weisen Stadien der Formation, Sekretion und Involution auf. Im kaum entwickelten juvenilen Oviduct ist ein Großteil der Tunica mucosa durch Stromazellen mit gestreckten Zellkernen besetzt. Ab einem Gesamtgewicht von über einem Gramm ist eine beginnende, vom oberflächlichen Epithel ausgehende Zelldifferenzierungen der tubulären Mucosadrüsen zu beobachten. Ab einem Gewicht von 10 Gramm wird ein Großteil der Tunica mucosa durch die tubulären Drüsen eingenommen. Die Größe der einzelnen tubulären Drüsen nimmt bis zum Höhepunkt der Legeperiode stetig zu. Mit dem Eintritt in die Legeruhe beginnt eine Regression der tubulären Drüsen, die mit einer steigenden Zahl von Stromazellen in der Tunica mucosa einhergeht (YU u. MARQUARDT 1973, KHOKHLOV u.

KUZNETCOV 2007). Während der Legeperiode kann bei Hühnervögeln in der Wand aller Abschnitte des Oviductes eine vermehrte Infiltration mit Lymphozyten und Plasmazellen festgestellt werden (CHOUSALKAR u. ROBERTS 2008). Bei Stockentenabkömmlingen zeigen sich während des Fortpflanzungszyklus deutliche Veränderungen in der Tunica muscularis und in der Tunica mucosa. Die Dicke der Tunica muscularis des Magnums nimmt während der Geschlechtsentwicklung bis hin zur Legetätigkeit relativ ab und nimmt in der Legeruhe dann wieder relativ zu. Bei allen anderen Abschnitten des Oviductes nimmt sie zur Legereife hin zu, um sich in der Legeruhe wieder zu vermindern. Die Dicke der Lamina propria mucosae und die Höhe der Mucosafaltenhöhe erfahren während der Entwicklung zur Legereife eine deutliche Zunahme. Bei legenden Tieren ist die gesamte Lamina propria von tubulären Drüsen ausgefüllt, die in ihrem Durchmesser von der ruhenden zur legeaktiven Phase um 58,6 % zunehmen. Genauso nehmen die Epithelhöhe und die Anzahl an sekretorischen Zellen während der Geschlechtsentwicklung zu und vermindern sich dann wieder in der Legeruhe (SHARMA u. DUDA 1989). Die Sperm-Storage-Tubules entwickeln sich während der sexuellen Maturation der weiblichen Tiere als knospende Invaginationen des oberflächlichen Epithels, die sich nach und nach verlängern. Ihre Ausdifferenzierung wird bereits vor der ersten Ovulation abgeschlossen. Nur der Durchmesser der Sperm-Storage-Tubules nimmt bis zum Höhepunkt der Legeperiode weiter zu (HOLM u. RIDDERSTÅLE 2002). Die Reduktion der Größe und die Degeneration der tubulären Propriadrüsen im Magnum Isthmus und Uterus nach Beendigung der Legeperiode gehen mit einer zunehmenden Proliferation von Bindegewebe einher. Massive Einschlüsse von Zellresten in den Drüsenlumina des Magnums, Isthmus und Uterus sind für die Phase der Regression charakteristisch (EROSCHENKO u. WILSON 1974).

### **2.3 Spermienverteilung im Oviduct bei Nutzgeflügel**

#### **2.3.1 Spermientransport**

Nach erfolgter Kopulation oder Besamung durchwandert ein Teil der Spermien sehr schnell den gesamten Legetrakt, sodass etwa 24 - 25 Stunden später das erste befruchtete Ei anfallen kann (PINGEL 2008d). Bereits 15 Minuten post inseminationem sind Spermatozoen durch das gesamte Oviduct transportiert worden und im Infundibulum nachweisbar (ALLEN u. GRIGG 1957). Die Motilität der Spermien nimmt im Oviduct sehr schnell ab. Bereits vier Stunden nach der Besamung oder dem Tretakt sind die Spermatozoen nicht mehr beweglich (SCHINDLER u. HURWITZ 1965). Ein großer Teil der Spermien stirbt bereits in

der Vagina ab. Etwa 10 – 20 % der Spermien werden in den Sperm-Storage-Tubules (SST) des uterovaginalen Überganges des Oviductes gespeichert, in denen sie bei Gänsen und Enten ungefähr 20 Tage (PINGEL 2008d) und bei Hühnern 14 – 21 Tage (SCHINDLER u. HURWITZ 1965) lebensfähig sind. Über einen noch nicht völlig geklärten Mechanismus gelangen die Spermien aus den SST in das Infundibulum, wo sie auf das ovulierte Ovum treffen und die Befruchtung stattfindet (PINGEL 2008d). Nur motile Spermien können nach intravaginaler Besamung oder nach einem Tretakt die Vagina durchqueren und die uterovaginale Verbindung erreichen (ALLEN u. GRIGG 1957; WISHART 1984; WISHART u. PALMER 1985). Aber nur ein geringer Prozentsatz der lebenden motilen Spermien werden von hier aus durch das restliche Oviduct in Richtung Infundibulum weitertransportiert. Eine experimentelle intrauterine Besamung mit lebenden, aber auch toten Spermien führt zu einem starken Anstieg der Spermatozoenzahl im Infundibulum, was vermuten lässt, dass es im Bereich der uterovaginalen Verbindung zu einer Selektion der Spermien kommt und dass sich die Transportmechanismen distal und proximal der uterovaginalen Verbindung voneinander unterscheiden. Von der Vagina bis zu dieser Verbindung sind es offensichtlich vor allem die aktiven Bewegungen der Spermien, die den Spermientransport bedingen. Ab dem uterovaginalen Übergang sind aktive Spermienbewegungen unwichtig für den Transport. Ab hier unterstützen nach adovarial gerichtete Bewegungen der Zilien des Oviductepithels den Transport der Spermatozoen in Richtung Infundibulum (PARKER 1930; ALLEN u. GRIGG 1957). Kontrovers ist, dass ein ovuliertes Ovum auch durch Zilienbewegungen durch das Oviduct transportiert wird, allerdings in kloakaler Richtung. Auch antiperistaltische Kontraktionen der Muskulatur des Oviductes oberhalb des uterovaginalen Sphinkters sind an der Beförderung der Spermien beteiligt. Sie werden durch taktile Stimuli beim Tretakt oder der Besamung ausgelöst. Spermien, die aktiv die uterovaginale Verbindung erreicht haben, müssen nicht mehr motil sein, um das restliche Oviduct zu durchqueren (ALLEN u. GRIGG 1957). MIMURA (1941) konstatiert, dass ausschließlich antiperistaltische Bewegungen für den schnellen Spermientransport in das Infundibulum verantwortlich sind.

### **2.3.2 SpermienSpeicherung**

Eine signifikante Eigenschaft der Fortpflanzungsphysiologie bei Vögeln ist die Fähigkeit der Speicherung und Abgabe von Spermatozoen in den SST über einen längeren Zeitraum (VAN KREY et al. 1966). Laut FUJI u. TAMURA (1963) und TAKEDA (1964) gibt es zwei Lokalisationen im Oviduct von Geflügel, in denen Spermien über einen längeren Zeitraum gespeichert werden. Zum einen in den SST des uterovaginalen Übergangs und zum anderen in

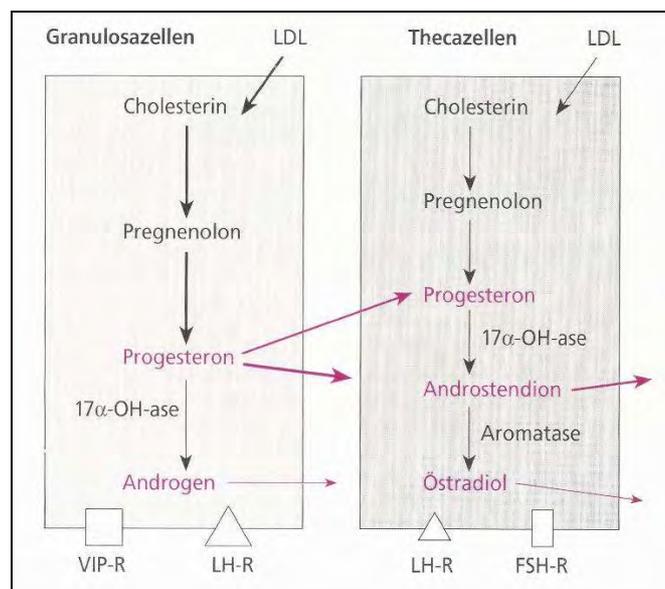
den Fossulae glandulares infundibuli des, als Tubus infundibularis bezeichneten kaudalen Bereich des Infundibulum. Der Speichermechanismus ist nicht sicher geklärt. Die meisten Spermien liegen frei in den Drüsenlumina, viele liegen sehr nah an dem auskleidenden Epithel oder scheinen sich ihm anzuheften. Eine Penetration der Epithelzellen durch die Spermienköpfe, wie von FUJI u. TAMURA (1963) beschrieben, wurde nicht festgestellt (SCHINDLER et al. 1967). Nach erfolgter Kopulation oder Insemination wird die maximale Füllung der SST bei Hühnern nach einem Tag und bei Puten nach 2 Tagen erreicht (BOBR et al. 1964; BRILLARD 1993). Die Spermien werden bevorzugt in Drüsen des mittleren Teiles der uterovaginalen Verbindung gespeichert. Die weiter proximal und distal gelegenen Drüsen sind nicht so lang und pleomorph wie die mittleren Drüsen (BAKST u. VINYARD 2002). Laut BOBR et al. (1964a) kommt es nur in den SST und nicht in den infundibulären Drüsen zu einer Langzeitspeicherung von Spermatozoen. Deshalb sind nur die SST für die kontinuierliche Befruchtung der Eier verantwortlich. Die Spermien werden bei Hühnern (BURKE u. OGASAWARA 1969) und Puten (BAKST u. VINYARD 2002) während des Fortpflanzungszyklus kontinuierlich aus den SST freigesetzt. Offensichtlich entlassen nicht alle Drüsen gleichzeitig einen Teil der in ihnen gespeicherten Spermien und geben die restlichen Spermien später ab. Es scheint eher, dass es während des Prozesses der Spermien-depletion dazu kommt, dass sich einige Drüsenlumina vollständig entleeren, während andere zeitweise unentleert bleiben (SCHINDLER et al. 1967). Laut BOBR et al. (1964b) sind Spermien nur diskontinuierlich im Lumen des Oviductes zu finden. 24 Stunden nach erfolgter Kopulation oder Insemination sind die Spermien aus dem Oviductlumen verschwunden und liegen nur noch in den SST vor. Einige der gespeicherten Spermien treten nur unter dem Einfluss einer Eiablage oder einer Ovulation wieder in das Oviductlumen ein. Bei Hühnern erfolgt die Freisetzung der Spermien sieben mal schneller als bei Puten. Die Spermaspeicherkapazität der SST ist bei Tieren kurz vor Beginn der Legetätigkeit mit  $4 \times 10^6$  Spermien am höchsten (BRILLARD u. BAKST 1990). Bei Hennen, die kurz vor ihrem Legebeginn besamt werden, enthalten 94 % der SST Spermien, 21 % der SST sind vollkommen gefüllt. Nach der ersten Eipassage sind nur noch 73 % spermienhaltig, wobei 5 % vollkommen gefüllt sind. Wenn die Hennen nach ihrem Legebeginn besamt werden enthalten 78 % der SST Spermien und nur 4 % von ihnen sind vollständig gefüllt. Daraus lässt sich schließen, dass sich die Spermaspeicherkapazität nach dem Legebeginn und während der Legetätigkeit verringert. In den infundibulären Drüsen sind die Spermien während allen Stadien nur in sehr geringer Dichte verteilt (BAKST 1994). Die Rate der Spermienfreisetzung steigt bei Alttieren an, sodass es bei ihnen auch deshalb zu einer

Verkürzung der Dauer der Befruchtungsfähigkeit kommt (BRILLARD 1993). Die Spermatozoen, die das Infundibulum erreichen, werden in den Fossae glandulares infundibuli gespeichert. Hier werden sie durch die Sekretionsprodukte des Infundibulums immobilisiert. Bei Kontakt mit der perivitellinen Flüssigkeit des passierenden Ovums werden die Spermien wieder motil, obwohl die Spermien, die aus den Fossae glandulares infundibuli entlassen werden, so engen Kontakt mit der vitellinen Membran des passierenden Ovums haben, dass eine aktive Spermienbewegung unnötig ist (ALLEN u. GRIGG 1957). Laut BRILLARD u. BAKST (1990) hängt die Spermienkonzentration auf der perivitellinen Membran von der Spermaspeicherkapazität des Oviductes und der Spermiedichte des Samens ab. Die infundibulären und uterovaginalen Speicherdrüsen gleichen sich in ihrer Gewebe- und Zellstruktur. Daraus schließen SCHINDLER et al. (1967), dass die Faktoren, welche die Spermien während der Speicherzeit befruchtungsfähig halten, an beiden Orten ähnlich sind. Fünfzehn Tage nach einer erfolgten Besamung kommt es bei Hühnervögeln zu einer Zunahme der Anzahl und Größe von sekretorischen Granula in den Epithelzellen der SST. Der Inhalt der Granula wird in die Drüsenlumina abgegeben. Ab diesem Zeitpunkt degenerieren die Spermien. Die Degeneration beginnt an den Spermienköpfen. Es kommt zur Zerstörung des Akrosoms, zu einer Vergrößerung der Spermienköpfe und dem Untergang der Mitochondrien des Mittelteils. Letztendlich sind nur noch die axialen Filamente der Spermien sichtbar (KOYANAGI u. NISHIYAMA 1981).

### **2.4 Reproduktionsendokrinologie bei Nutzgeflügel**

Die Fortpflanzung von Nutzgeflügel unterliegt einer hormonalen Steuerung. Im Rahmen der Regulation der Follikulogenese sind zwei wichtige Vorgänge bestimmend. Zum Einen die Selektion eines Follikels für die schnelle, präovulatorische Wachstumsphase und zum Anderen die Atresie der restlichen, mit angebildeten Follikel. In prähierarchischen Follikeln, welche unmittelbar vor dem Eintritt in die schnelle, follikuläre Wachstumsphase stehen, ist die Selektion stark von der Expression und Aktivität eines urokinaseähnlichem Plasminogen-Aktivators abhängig, welcher in direktem Zusammenhang mit der Regulation zellulärer Regulationsvorgänge der extra- und intrazellulären Matrix steht. Unmittelbar nach der Selektion kommt es zu einem starken Abfall der Urokinaseaktivität. Die Reifung und Differenzierung der Follikel am Eierstock werden durch ein Peptidhormon der Hypophyse, dem follikelstimulierenden Hormon (FSH) und dem Vasoaktiven Intestinalen Peptid (VIP) des Gastrointestinaltraktes gesteuert (GERSTBERGER u. BARTH 2004; PINGEL 2008d).

Anders als beim Säugetier wird die Selektion eines Follikels beim Vogel nicht durch inhibitorische oder stimulierende Effekte angrenzender Follikel beeinflusst. Die Follikel sind rezeptiv für FSH und VIP, deren Wirkung über parakrine und autokrine Prozesse innerhalb des jeweiligen Follikels zelluläre Vorgänge vermitteln. Die unterschiedlichen Zellarten der Follikel synthetisieren drei verschiedene Gruppen von Steroidhormonen: Progestagene, Androgene und Östrogene, die sowohl innerhalb des Ovars (parakrin) als auch in die periphere Blutbahn (endokrin) sezerniert werden. Allerdings haben weder das Progesteron noch die Androgene allein einen Effekt auf die Entwicklung des Oviductes während der Geschlechtsreifung. Diese Hormone entwickeln ihre Wirkung nur synergistisch mit Östrogenen. Die folliculären Steroidhormone werden in den Granulosa- und Thecazellen (Abb. 2-2) des Follikles aus Low-Density-Lipoproteinen gebildet (GERSTBERGER u. BARTH 2004). Die Ovulation wird durch das luteinisierende Hormon (LH) der Adenohypophyse ausgelöst, dessen Blutserumkonzentration acht Stunden vor der Ovulation seinen Höhepunkt erreicht (PINGEL 2008d). Laut JOHNSON u. VAN TIENHOVEN (1980) zeigt sich der ovulationsauslösende Peak der LH-Plasmakonzentration beim Vogel zirka vier bis sechs Stunden vor der Ovulation. LH wirkt stimulierend auf die endo- und parakrine Aktivität der folliculären Theca- und Granulosazellen. In den kleinen, dotterfreien, vor ihrer schnellen Wachstumsphase stehenden Follikeln, sind lediglich die Thecazellen zur Steroidsynthese fähig.



**Abbildung 2-2:** Zwei-Zell-Modell der Steroidbiosynthese in späten präovulatorischen Follikeln der Henne nach GERSTBERGER u. BARTH (2004)

Unter LH-Einfluss steigt die Syntheserate ihrer Thecazellen, allerdings werden nur Androgene und Östrogene, jedoch kein Progesteron gebildet. Die Granulosazellen dieser Follikel sind, aufgrund einer fehlenden enzymatischen Hydroxylaseaktivität, nicht an der Steroidsynthese beteiligt, obwohl sie schon in diesem Stadium FSH-Rezeptoren besitzen (GERSTBERGER u. BARTH 2004). Mit beginnender enzymatischer Kompetenz kann FSH über einen spezifischen FSH-Rezeptor in den Granulosazellen die Steroidgenese induzieren. Erst in der Phase des schnellen Follikelwachstums wird von den Granulosazellen vermehrt Progesteron gebildet und den Thecazellen als Substrat für die Testosteron- und Östrogensynthese zur Verfügung gestellt (Abb. 2-2). Progesteron ist das wichtigste Steroidhormon in den Granulosazellen der schnell wachsenden präovulatorischen Follikeln. In diesem Stadium der Follikulogenese werden FSH-spezifische Rezeptorproteine der Granulosazellen nach und nach abgebaut und durch LH-spezifische Rezeptorproteine ersetzt. Das, in den Granulosazellen gebildete Progesteron wird in hohem Maße in das Blut sezerniert und induziert den ovulationsauslösenden LH-Peak (WILSON et al. 1982; GERSTBERGER u. BARTH 2004). Die maximale Progesteronkonzentration im Blutserum wird im ovulatorischen Zyklus von Vögeln sechs bis vier Stunden ante ovulationem erreicht, da die Granulosazellen des dominanten Follikels massiv Progesteron synthetisieren (ETCHES 1990). Die Progesteronserumkonzentration beginnt im ovulatorischen Zyklus von Stockentenartigen vier Stunden ante ovulationem anzusteigen, erreicht ihren Höhepunkt mit 3 ng / ml zum Zeitpunkt der Ovulation und sinkt über vier Stunden auf ihren Basiswert von ungefähr 1,5 bis 2 ng / ml ab, um 12 Stunden post ovulationem erneut einen Peak von zirka 3 ng / ml aufzuweisen (TANABE et al. 1980; BLUHM et al. 1983a; YANG et al. 2005a). Bei infantilen und juvenilen stockentenartigen Jungenten sind die Plasmaprogesteronkonzentrationen von ihrem Schlupf bis zu ihrer Pubertät nahezu konstant bei ungefähr 1 ng / ml (YANG et al. 2005b). Bei geschlechtsreifen Riesentafelenten (*Aythya valisineria*) schwankt die Serumkonzentration von Progesteron vor Legebeginn zwischen 1,5 und 3,5 ng / ml, während der Legeperiode liegen die Serumprogesteronkonzentrationen zwischen zirka 2 und 4,5 ng / ml (BLUHM et al. 1983b). Die Progesteronwirkung ist während der Geschlechtsentwicklung als auch während der Legeperiode bei Hühnervögeln sowohl antagonistisch als auch synergistisch zu der Wirkung der Östrogene. Bei geringen Östrogenkonzentrationen wirkt Progesteron synergistisch. Hohe Östrogenspiegel führen zu einer antagonistischen Progesteronwirkung. Progesteron führt in diesem Fall zu einer Hemmung der Proliferation, Formation und Differenzierung der tubulären Drüsen und des Epithels im Oviduct (OKA u. SCHIMKE 1969a). Die Ausschüttung von LH und FSH wird von dem Gonadotropin-Releasing-Hormon

(GnRH) gesteuert, welches im Hypothalamus synthetisiert und sezerniert wird. PINGEL (2008d) vermutet, dass die GnRH-Synthese stark lichtabhängig ist. Durch lang andauernden Lichteinfall auf die Lichtrezeptoren im Auge kommt es wahrscheinlich über neuronale Verschaltungen mit dem Hypothalamus des Großhirns zur GnRH-Ausschüttung. Mit zunehmendem Follikelwachstum werden durch die folliculären Thecazellen des Eierstockes vermehrt Östrogene gebildet (PINGEL 2008d). Östradiol-17 $\beta$  und auch Östron haben ihre höchste Plasmakonzentration sechs bis vier Stunden vor der Ovulation. Wachsende Follikel sezernieren mit zunehmender Größe immer mehr Östrogene. Ein Großteil der zirkulierenden Östrogene werden von den vier größten präovulatorischen Follikeln synthetisiert. Sie haben keinen Einfluß auf die Ovulation, sondern aktivieren den Hypothalamus und die Hypophyse, sodass Progesteron einen LH-Peak induzieren kann (WILSON u. SHARP 1976). Östrogene haben viele zusätzliche reproduktionsrelevante Funktionen. Sie regulieren zum Beispiel im Zusammenspiel mit dem aus der Nebenschilddrüse stammenden Parathormon den Kalziummetabolismus und die Eischalenbildung (ETCHES 1987). Sie induzieren die Ausprägung von Östrogen- und Oxytocinrezeptoren im Oviduct (MOEN u. PALMITER 1980) und Progesteronrezeptoren am Ovar und dem Legedarm (ISOLA et al. 1987). Östrogene führen im Oviduct von Hühnern zu einer deutlichen Zunahme des Gewichtes und der Länge, zur Formation der tubulären Drüsen und zur Epitheldifferenzierung, sowie zur Induktion der Sezernierung von Eiklarbestandteilen (OKA u. SCHIMKE 1969a, 1969b; PALMITER 1972). Diese Effekte kann man mit der, durch Östrogene hervorgerufenen, Steigerung der Mitoserate der Zellen des Oberflächenepithels und der deutlichen Erhöhung der RNA-Synthese vor allem in den magnalen Propriadrüsen erklären (O'Malley et al. 1974; MIKA et al. 1987). Laut TANABE et al. (1980), BLUHM et al. (1983a) und YANG et al. (2005a) schwankt die Plasmakonzentration von Östradiol-17 $\beta$  bei legeaktiven stockentenartigen Hausenten im Tagesverlauf zwischen zirka 100 und 250 pg / ml. Vier Stunden post ovulationem konnte ein Konzentrationspeak von zirka 350 pg / ml beobachtet werden. Die Östradiol-17 $\beta$ -Konzentration im Blutserum stockentenartiger Jungenten liegt kurz nach ihrem Schlupf bei etwa 70 pg / ml. Sie bleibt bis zum fünfunddreißigsten Lebenstag ohne signifikante Änderung auf diesem Level. Nach diesem Zeitpunkt kommt es zu einem sukzessiven Anstieg der Serumkonzentration, bis sie mit zirka 400 pg / ml zum Zeitpunkt der Pubertät ihr Maximum erreicht, um dann auf ungefähr 250 pg / ml während der Legeperiode zu fallen (YANG et al. 2005b). BLUHM et al. (1983b) zeigten, dass die Serumöstrogenkonzentration bei geschlechtsreifen Riesentafelenten in den letzten vier Wochen vor Beginn der Legeperiode von 100 pg / ml auf 160 pg / ml ansteigt, um dann

während der Legeaktivität auf 40 – 60 pg / ml abzufallen. Die Eiablage wird durch die Hypophysenhormone Oxytocin und Vasotocin gesteuert, die kurz vor der Ovulation in größerer Menge ausgeschüttet werden und Uteruskontraktionen hervorrufen (PINGEL 2008d).

### **2.5 Biostimulation durch männliche Artgenossen bei Nutztieren**

Bei Säugetieren übt der Kontakt, vor allem männlicher, aber auch gleichgeschlechtliche Tiere zu weiblichen Artgenossen, einen starken Einfluss auf die Reproduktionsaktivität aus. Optische, akustische, olfaktorische (vor allem über Pheromone vermittelt) und taktile Reize spielen eine wichtige Rolle in der Beeinflussung reproduktiver Prozesse. Diese Signale haben einen tiefgreifenden stimulierenden Einfluss auf die reproduktive Aktivität, indem sie über das hypothalamische System zu einer pulsativen Ausschüttung von Gonadotropin-Releasing-Hormon (GnRH) führen. Bei Haussäugetieren üben männliche Artgenossen einen positiven Einfluss auf den Pubertätseintritt, die Beendigung eines saisonalen Anöstrus und die Verkürzung des postpartalen Anöstrus aus. Jeder dieser Effekte steht im Zusammenhang mit der Beendigung eines anöstrischen Zustandes bei weiblichen Tieren (REKWOT et al. 2001). Auch der Kontakt zu geschlechtsreifen Weibchen der gleichen Spezies hat Auswirkungen auf die ovarielle Aktivität weiblicher Tiere (IZARD 1983). Zusammenfassend beschreibt man diese stimulierenden Effekte von Artgenossen auf den Östrus und die Ovulation weiblicher Tiere als Biostimulation (CHENOWETH 1983). Diese Biostimulation ist ein nützliches und wirtschaftliches Werkzeug, um die Reproduktionsleistung von Nutztieren zu optimieren (BURNS u. SPITZER 1992; REKWOT et al. 2001).

#### **2.5.1 Biostimulation bei Schafen**

Das plötzliche Zusammenführen von Schafböcken und zuvor isoliert gehaltenen Mutterschafen ist eine Möglichkeit zur Induktion des Östrus und der Ovulation bei den Muttertieren. Dieser exterozeptive Stimulus auf die Reproduktionsaktivität wird als Bockeffekt bezeichnet (SCHINKEL 1954; CUSHWA et al. 1992). Das Sexualverhalten der Böcke (PERKINS u. FITZGERALD 1994) und Geruchsstoffe in der Wolle und im Wollfett, die von den Talg- und Schweißdrüsen sezerniert werden, sind die vom Bock ausgehenden Hauptstimuli (KNIGHT u. LYNCH 1980). Andere Körperexkrete wie Urin oder Faeces (COHEN-TANNOUDI et al. 1992), das Aufspringen auf das weibliche Tier und der Deckakt haben keinen stimulierenden Effekt (PARSONS u. HUNTER 1967). Nach COHEN-

TANNOUDI et al. (1986) bedingen nicht ausschließlich olfaktorische Signale den Bockeffekt, da bulbektomierte anosmische und riechende Schafe keine signifikanten Unterschiede in ihrer biologischen Antwort auf die Anwesenheit eines Bockes zeigen (COHEN-TANNOUDI et al. 1985). Durch die Biostimulation des Bockes kommt es bei anöstrischen Schafen zu einem Peak der Blutplasmakonzentration des luteinisierenden Hormons (LH), wodurch nach 35 bis 40 Stunden eine nahezu gleichzeitige Ovulation der stimulierten Schafe ausgelöst wird. Dieser Vorgang wird als Primer-Effekt bezeichnet (COHEN-TANNOUDI et al. 1985; 1992). Dabei haben geschlechtsreife Böcke einen stärker stimulierenden Effekt auf die Ovulation, die Ovulationsrate, die Konzeptionsrate und das Brunstverhalten der Mutterschafe als Jungböcke (UNGERFELD et al. 2008). Die biologische Antwort der weiblichen Schafe auf die Biostimulation durch einen Bock ist am Anfang der Zuchtsaison am stärksten ausgeprägt (CUSHWA et al. 1992). Nach O'CALLAGHAN et al. (1994) nimmt der Bockeffekt nicht nur zu Beginn der Zuchtsaison Einfluss auf die Fortpflanzung. Im Gegensatz zu Schafen, die eingeschlechtlich gehalten werden, zeigen Schafe, die mit einem vasktomierten Bock vergesellschaftet sind, ein um durchschnittlich 42 Tage verkürztes Zyklusgeschehen während der Zuchtsaison und einen um 2 Monate verkürzten saisonalen Anöstrus. Durch den Bockeffekt haben Schafzüchter die Möglichkeit, einfach und ökonomisch die Länge der saisonalen Anöstrie zu verringern und eine Brunstsynchronisation durchzuführen (CUSHWA et al. 1992).

### **2.5.2 Biostimulation bei Ziegen**

Das gemeinsame Aufstallen eines Ziegenbocks mit einer Gruppe anöstrischer Ziegen kurz vor Beginn ihrer Zuchtsaison führt zu einer Einleitung eines synchronisierten Östrus 10 – 15 Tage nachdem die weiblichen Tiere Kontakt zu dem Bock aufgenommen haben. Der charakteristische strenge Geruch, aber auch das Sexualverhalten der Böcke, wirkt brunstauslösend auf die weiblichen Tiere (SHELTON 1960; OTT et al. 1980; VÉLIZ et al. 2002). Der von den Böcken ausgehende exterozeptive Stimulus regt im Übergang von der Zuchtruhe zur Zuchtsaison die ovarielle Aktivität der weiblichen Tieren an (CHEMINEAU 1987; ROMANO 1997). Bei einigen Tieren kommt es zusätzlich zu einer Verkürzung der Zykluslänge (OTT et al. 1980). Bei kleinen Wiederkäuern sind vor allem olfaktorische Stimuli der Böcke für die Induktion und Synchronisation des Östrus der weiblichen Tiere verantwortlich. Anders als beim Schaf beinhaltet der Urin des Ziegenbocks ein ovulationsstimulierendes Pheromon. Ziegenböcke imprägnieren deshalb während der Decksaison ihr Haarkleid mit Urin, um den Beginn des Östrus der Weibchen zu

beschleunigen und zu synchronisieren (IZARD 1983). Ziegen, die 10 Tage vor Beginn der Zuchtsaison mit einem vasektomierten Bock zusammengebracht werden, reagieren mit einer signifikant früheren Beendigung ihrer saisonalen Anöstrie (SHELTON 1960). Dabei ist es unerheblich, ob die Ziegen kontinuierlich oder nur temporären Kontakt zu den Böcken haben (RIVAS-MUÑOZ et al. 2007). Durch die mechanische Stimulation des Bockpenis in der Fornix vaginae der Ziegen kommt es zu einer Verkürzung der Östrusdauer (ROMANO 1994). Die Effektivität der Biostimulation bei Ziegen ist davon abhängig, wie weit die Zuchtsaison fortgeschritten ist. Böcke, die bei künstlich verlängertem Tageslicht gehalten werden, rufen eine stärkere biologische Reaktion bei den Weibchen hervor als Tiere, die unter kürzeren Tageslichtlängen gehalten werden (RIVAS-MUÑOZ et al. 2007). Im Zyklus befindliche weibliche Tiere in der Herde haben keinen Einfluss auf die Wirkung des Bockeffekts (VÉLIZ et al. 2002).

### **2.5.3 Biostimulation bei Schweinen**

Weibliche Schweine reagieren sehr sensibel auf Stimuli durch männliche Artgenossen. Jungsaunen erreichen durch den Kontakt zu einem Eber früher und synchroner die Geschlechtsreife (BROOKS u. COLE 1970; HEMSWORTH et al. 1988). Saugferkel hemmen bei ihren Müttern die Produktion von LH und des follikelstimulierenden Hormons (FSH) und führen so zu einer Laktationsanöstrie. Eberkontakt stimuliert die Beendigung dieses Anöstrus durch Stimulation der hypophysären Ausschüttung von LH und FSH bei den säugenden Sauen (IZARD 1983, MOTA et al. 2002, KEMP et al. 2005). Der gleiche Mechanismus führt während des Östrus zu einer Erhöhung der Ovulationsrate und zur Effizienzsteigerung des intragenitalen Spermientransportes (SOEDE 1993). Laut LANGENDIJK et al. (2000) ist die Follikeldynamik der Sauen von der Biostimulation durch einen Eber nicht betroffen. Durch die Biostimulation steigt jedoch die Anzahl der Sauen, die ein deutliches Follikelwachstum zeigen und zur Ovulation kommen. Der exterozeptive Stimulus ist vor allem olfaktorischer Natur. Bulbektomierte Sauen zeigen keine biologische Antwort auf Eberkontakt. Sie reagieren genauso wie riechende Tiere, die keinerlei Eberkontakt haben (KIRKWOOD et al. 1981). Die wichtigsten olfaktorischen Stimuli sind die, laut SIGNORET (1970), mit dem Präputialbeutelsekret ausgeschiedenen, beziehungsweise laut KIRKWOOD et al. (1981), mit dem Speichel der Glandula submaxillaris sezernierten C-19 Steroide (Pheromone) 5 $\alpha$ -Androstenon und 3 $\alpha$ -Androstenol (IZARD 1983). Sie vermitteln bei abgesetzten Sauen einen FSH-Anstieg und stimulieren einen schnellen Wiederbeginn des Sexualzyklus (BOOTH 1975, IZARD 1983, KNOX et al. 2004). Nach SIGNORET (1970) und KEMP et al. (2005)

sind es nicht allein die olfaktorischen Stimuli, die bei Sauen zur Brunstinduktion führen. Erst zusammen mit akustischen, optischen und taktilen Reizen kommt es zur vollen Ausprägung der Hochbrunst. Jungeber sind im Gegensatz zu Ebern, die Älter als 11 Monate sind, nicht in der Lage durch Biostimulation die maximalen biologischen Effekte bei weiblichen Tieren zu provozieren (KIRKWOOD et al. 1981). Bei Jungebern ist die biochemische und morphologische Entwicklung der submaxillären Speicheldrüse noch nicht vollständig abgeschlossen (IZARD 1983). Gleichzeitig sind sie noch nicht in der Lage,  $3\alpha$ -Androstenol und  $5\alpha$ -Androstenon in adäquaten Mengen zu synthetisieren (BOOTH 1975). Die biologische Antwort der Sauen kann auch durch Habituation reduziert werden. Bei Tieren, die nur in Intervallen Eberkontakt haben, wird der Östrus weit besser stimuliert als bei Tieren, die permanent mit Ebern zusammengehalten werden (CATON et al. 1986). Schweinezüchter können mittels Biostimulation durch Eber eine bessere Lebensleistung ihrer Zuchtsauen erreichen. Der Einfluss adulter Eber ist stimulierend genug, um günstig und effektiv eine Pubertätsinduktion und somit ein früheren ersten Partus, eine Brunstsynchronisation und eine Verbesserung der Ovulations- und Abferkelrate zu verwirklichen (THOMPSON u. SAVAGE 1978).

### **2.5.4 Biostimulation bei Rindern**

Die Biostimulation durch Artgenossen, vor allem über Pheromone, hat bei Rindern nicht den Stellenwert und nicht so deutliche Auswirkungen wie bei Schweinen oder kleinen Wiederkäuern. Weder eine kurzzeitige noch eine länger dauernde Biostimulation durch erwachsene Bullen hat einen Einfluss auf das Alter bei Eintritt in die Pubertät von Färsen (BERARDINELLI 1978; ROBERSON et al 1987) Nach LANDAETA-HERNÁNDEZ et al. (2006) werden bei Rindern weder die Dauer noch die Intensität des ersten und zweiten Östrus post partum durch einen männlicher Artgenossen beeinflusst. Biostimulatorische Effekte haben keine Wirkung auf die postpartale Uterusinvolution, die Follikelgröße und -anzahl im postpartalen Östrus (LANDAETA-HERNÁNDEZ et al. 2004). Laut ROBERSON et al. (1991) beeinflusst der Kontakt zu Bullen die Wachstumsrate der Färsen und wirkt so indirekt auf das Alter bei Pubertätseintritt. Laut STUMPF et al. (1992) zeigen intensiv gehaltene Fleischrinder und laut REKWOT et al. (2000) Zebus, welche die Möglichkeit zur sozialen Interaktion mit einem männlichen Artgenossen haben, einen verkürzten Intervall zwischen Partus und der Initiation des ersten Östrus post partum. Rinder, die im Weidegang mit und ohne Bullen gehalten werden, lassen keine Unterschiede in dem Partus-Östrus-Intervall erkennen (STUMPF et al. 1992). ZALESKY et al. (1984) und SOTO-BELOSIO et al. (1997)

konnten die Intervallverkürzung allerdings auch bei extensiv gehaltenen primiparen und multiparen Fleischrindern nachweisen. BURNS u. SPITZER (1992) haben festgestellt, dass sowohl die Biostimulation durch Bullen, als auch die durch testosteronbehandelte Kühe, eine Verkürzung des Partus-Östrus-Intervall um durchschnittlich acht Tage verursachen, woraus BURNS u. SPITZER (1992) schließen, dass Bullen und androgenisierte Kühe sehr ähnliche biostimulatorische Effekte auf postpartale Rinder haben. Laut BALAÑOS et al. (1998) vergrößern soziale Interaktionen der weiblichen Tiere untereinander den biostimulatorischen Effekt der Bullen. Die exterozeptiven Signale der Bullen bedingen einen Anstieg der Kortisolausschüttung aus der Nebenniere und stimulieren so die Wiederaufnahme der lutealen Aktivität der Kühe post partum. Der Urin eines Bullen hat keine Effekte auf weibliche Rinder. Daraus lässt sich schließen, dass Urin nicht der Mediator für stimulierende Signale ist (TAUCK et al. 2007), wie ursprünglich von IZARD u. VANDENBERGH (1982) vermutet.

### **2.5.5 Biostimulation bei Geflügel**

Geflügel reagiert sehr sensibel auf Einflüsse aus seiner Umwelt. Futter- und Wasserangebot, Haltungsformen, Stress, saisonale und nycthemerale Änderungen haben einen großen Einfluss auf die Reproduktionsaktivität und -effektivität (RAUD 1990; SIOPEs 2007; BARNETT et al. 2009). Eine Biostimulation durch Artgenossen wurde bei Wassergeflügel bisher nicht untersucht. Bei Puten haben männliche Tiere Einfluß auf die Anzahl parthenogenetisch befruchtete Eier (OLSEN 1972). WAAS et al. (2000) zeigten bei Königspinguinen, dass die Geräuschkulisse der eigenen, aber auch in geringerem Maß einer familienfremden Pinguinkolonie dazu beiträgt, die sexuelle Aktivität zu steigern und die Ovulation und somit die Eiablage zu terminisieren.

### 3 TIERE, MATERIAL UND METHODEN

#### 3.1 Untersuchte Tiere

In die Arbeit wurden 5 männliche und 36 weibliche Warzenenten (*Cairina moschata forma domestica*) integriert. Die Tiere stammten alle aus einer Linienzucht, um die individuelle genetische Variabilität möglichst gering zu halten. Alle Enten wurden mit gleichen Brutparametern (Tab. 3-1) künstlich erbrütet und nach Geschlechtern getrennt aufgezogen.

**Tabelle 3-1:** Brutparameter

<b>Bruttag</b>	<b>Bruttemperatur (°C)</b>	<b>Luftfeuchtigkeit(%)</b>	<b>Wenden der Eier</b>
1 bis 2	36,8	75	-
3 bis 14	37,3	80	6 mal täglich
15 bis 21	37,3	85	6 mal täglich
22 bis 32	37,0	85	6 mal täglich
33 bis 35	36,8	93	-

Die Gruppe der männlichen Tiere bestand aus zwei zuchterfahrenen Erpeln, geschlüpft am 02.05.2004 bzw. 14.04.2005, sowie drei Jungerpeln, geschlüpft am 28.04.2007. Die weiblichen Tiere setzten sich aus 33 juvenilen Enten zusammen, die bis zum Versuchsbeginn noch keine Legeaktivitäten gezeigt hatten und drei infantilen Enten im Alter von 10 Wochen. Jeweils 11 der juvenilen Enten waren am 28.04.2007, 24.05.2007 und 19.06.2007 geschlüpft. Die drei infantilen Tiere schlüpften am 02.05.2008. Alle männlichen Tiere waren mit einem individuellen Fußring des Bundes Deutscher Rassegeflügelzüchter (BDRG) und mit sich farblich unterscheidenden Plastikringen markiert. Die weiblichen Tiere waren ebenfalls mit Fußringen des BDRG und zusätzlich mit individuell nummerierten Plastikflügelmarken, die in den Flügelspannhäuten der rechten Flügel der Tiere befestigt waren, markiert (siehe Anhang Tab. A-1 und A-2). In den folgenden Kapiteln wird auf diese individuelle Nummerierung als Entennummer zur exakten Zuordnung zurückgegriffen. Alle Tiere wurden nach einer allgemeinen klinischen Untersuchung zu Versuchsbeginn als „gesund“ eingestuft. Zusätzlich wurde bei allen Erpeln an einer paarungsbereiten Altente eine ausreichende Libido sexualis und Potentia coeundi festgestellt. Die Libido sexualis war dann ausreichend, wenn der entsprechende Erpel bei Ansichtigwerden der Ente sofort zu balzen begann. Dies bedeutet ein Aufstellen des Nackengefieders, rhythmisches Auf- und Abführen des Kopfes, fauchende Lautäußerungen und das Anlaufen und Verfolgen der Ente. Die Potentia coeundi

war ausreichend, wenn er das Weibchen mit dem Schnabel fixiert und mit seinem Körper niedergedrückt hatte, dann auf ihren Rücken aufgestiegen war, seine Kloake gegen die der Ente gepresst und sich nach dem Eindringen in das weibliche Tier seitlich abgerollt hat, wobei der Phallus nach dem Abrollen noch kurz in der Kloake der Ente hing.

#### 3.2 Aufstallung und Haltung der Tiere

Vor Versuchsbeginn wurden alle Tiere nach Geschlechtern getrennt in Gruppen gehalten. Zu Beginn des Versuches wurden die 33 Enten, die im Jahr 2007 geschlüpft sind zufällig auf sechs 6 x 1,5 m große Außenvolieren verteilt. Jede Voliere war mit einem ein Meter langen Futtertrog, einer zehn Liter fassenden Stülptränke und einer Nisthöhle mit 60 cm Innendurchmesser, 50 cm Höhe und einem 30 cm großen Einschluflloch versehen.



**Abbildung 3-1:** Aufstallung der Enten (links) mit Erpelkontakt. Der Kontakt zu einem Erpel (rechts) ist olfaktorisch, optisch und akustisch durch einen Maschendrahtzaun möglich.

Alle Enten waren somit den gleichen klimatischen Bedingungen und den gleichen Lichtverhältnissen ausgesetzt. Je sechs Tiere wurden in drei Volieren untergebracht, die so

angeordnet waren, dass immer ein Erpel in einem benachbarten Auslauf aufgestellt werden konnte. Die hier untergebrachten Enten hatten somit immer direkten optischen, akustischen und olfaktorischen Kontakt mit einem Erpel durch den Volierendraht (Abb. 3-1). Je fünf Tiere wurden auf drei weitere Volieren verteilt, die ca. 100 m entfernt aufgebaut waren. Diese 15 Enten waren ohne jegliche Kontaktmöglichkeiten zu männlichen Tieren. Die fünf Erpel waren einzeln in 6 x 1,5 m großen Ausläufen, in direkter Nachbarschaft zu drei der Entenvolieren aufgestellt. Alle Tiere wurden bis zum Versuchsbeginn mit Futterweizen und Wasser ad libidum versorgt. Die Fütterung der Tiere wurde 14 Tage vor Aufstallung in die Versuchsvolieren auf pelletiertes Zuchtfutter (all-mash®-Zuchtfutter, pelletiert; DEUKA, Düsseldorf; siehe Anhang Tab. A-3) ad libidum umgestellt. Wasser stand allen Tieren jederzeit zur Verfügung. Für brütende Tiere wurde ein 5 x 5 m großer Innenstall mit acht 60 x 60 x 40cm (Länge x Breite x Höhe) messenden Bruthöhlen, einem ein Meter langen Futtertrog und einer zehn Liter fassenden Stülptränke ausgerüstet. Für den Aufenthalt der Tiere nach erfolgtem Natursprung bis zur geplanten Schlachtung stand ein 15 x 15 m großer, mit vier ein Meter langen Futtertrögen, zwei zehn Liter-Stülptränken und einer 1 x 1 m großer Badegelegenheit versehener Gemeinschaftsauslauf bereit. Die Aufzucht der drei Warzenenten mit dem Schlupfjahr 2008, die mit einem Alter von 70 Tagen geschlachtet wurden, sind bis zum Schlachtermin unter den gleichen Bedingungen aufgezogen wurden, wie die Versuchsenten des Vorjahres.

### **3.3 Versuchsdesign**

#### **3.3.1 Bestimmung der Kloakenmorphologie**

Nachdem die erste Ente durch Legen des ersten Eies das Eintreten der Versuchstiere in die Geschlechtsreife signalisierte, wurden alle Versuchsenten im Zweitagesrhythmus einer äußeren Kloakenuntersuchung unterzogen. Dabei wird das zu untersuchende Tier kopfüber zwischen den Beinen des sitzenden Untersuchers fixiert, der Schwanz mit Mittel-, Ring- und kleinem Finger der linken Hand auf den Rücken der Ente abgeknickt und die Kloake mit Daumen und Zeigefinger derselben Hand aus dem Federkleid freigelegt. Zu erhebende Befunde waren der Grad der Rötung und der Ödematisierung des Musculus sphincter cloacae (MSC), der Grad der Öffnung des MSC während des Abknicken des Schwanzes auf den Rücken der Ente, der Grad der Feuchtigkeit und Rötung der Kloakalschleimhaut und wie stark sich die Kloakalschleimhaut beim Abknicken des Schwanzes durch die Kloakenöffnung vorwölbt. Die Befunde wurden nach dem Schema in Tabelle 3-2 klassifiziert und der

entsprechenden Befundklasse (Abb. 3-2) dem Tier und dem Tag der Untersuchung zugeordnet. Nach dem Eintreten der Legeaktivität wurden die entsprechenden Daten in Tage vor dem Legebeginn umgerechnet, um die morphologischen Veränderungen vor Eintritt der Legetätigkeit zu beurteilen.

**Tabelle 3-2:** Charakterisierung der Befundklassen der Kloakenuntersuchung (ggr. = geringgradig, mgr. = mittelgradig, hgr. = hochgradig, MSC = Musculus sphincter cloacae)

<b>Befundklasse</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>
Rötung des MSC	keine	ggr.	mgr.	mgr. - hgr.
Ödematisierung des MSC	keine	ggr.	mgr.	mgr. - hgr.
Öffnung MSC beim Abknicken des Schwanzes	keine	ggr.	mgr.	hgr.
Feuchtigkeit in der Kloakenöffnung	keine	keine	ggr.	mgr. - hgr.
Rötung der Kloakalschleimhaut	keine	ggr.	mgr.	mgr. - hgr.
Vorwölbung Kloakalschleimhaut beim Abknicken des Schwanzes	keine	keine	ggr.	mgr. - hgr.



Kloaken der Befundklasse 1



Kloaken der Befundklasse 2



Kloaken der Befundklasse 3



Kloaken der Befundklasse 4

**Abbildung 3-2:** Kloaken der jeweiligen Befundklassen

#### **3.3.2 Testung auf Biostimulation durch männliche Artgenossen**

Jeweils 15 Enten wurden von Versuchsbeginn bis zu ihrem Legebeginn mit Kontakt zu einem Erpel, beziehungsweise strikt ohne jeden Kontakt zu einem Erpel gehalten (siehe Kapitel 3.2). Jede Ente, die in Anwesenheit eines Erpels eines Erpels aufgestellt wurde, hatte über diesen Zeitraum ununterbrochen optischen, akustischen und olfaktorischen Kontakt zu einem männlichen Tier. Um festzustellen, ob die Anwesenheit eines Erpels einen stimulierenden Effekt auf den Legebeginn und das Gewicht des ersten Eies hat, wurden von allen Versuchsenten das Alter in Tagen bei Legen des ersten Eies und das Gewicht des ersten Eies festgehalten (siehe Anhang Tab. A-4).

#### **3.3.3 Detektion der Legetätigkeit**

Die Bruthöhlen der Volieren wurden täglich zwischen acht und neun Uhr auf Vorhandensein eines Eies kontrolliert. Bei Auffinden eines Eies sind alle Tiere der entsprechenden Voliere auf Legetätigkeit digital kloakal untersucht worden. Dabei wurden die Flügel des zu untersuchenden Tieres mit der linken Hand des Untersuchers auf Höhe der Humeri fixiert und das Tier leicht auf den Boden gedrückt. Mit dem Mittel-, Ring- oder kleinen Finger der rechten Hand wurde dann vorsichtig in die Kloake eingegangen. Hier konnte, bei einer Ente

die gelegt hatte, das nächste, noch schalenlose, prall-elastische Ei durch die Kloakenwand rechts im Abdomen palpiert werden. Bei allen Tieren wurde das Alter bei Legebeginn in Tagen und das Gewicht des ersten Eies in Gramm bestimmt (siehe Anhang Tab. A-4).

#### **3.3.4 Spermienverteilung**

Um zu überprüfen wann sich wo und für welche Dauer Spermien im weiblichen Genitale der Ente während ihres Reproduktionszyklus aufhalten, wurden alle Enten, die ihr erstes Ei gelegt hatten, ca. 12 Stunden nach der Eiablage von einem Erpel einmalig getreten. Um einem Exhaust-Syndrom bei den männlichen Tieren vorzubeugen, kamen die fünf zur Verfügung stehenden Warzenerpel im Rotationsverfahren so zum Einsatz, dass jeder Erpel innerhalb von 72 Stunden nur einmal kopulieren durfte. Die zu besamende Ente wurde in den Auslauf des entsprechenden Erpels gesetzt. Es wurde kontrolliert, dass sich das weibliche Tier während der Excitatio niederlegt, der Erpel aufsitzt und die Ente mit seinem Schnabel am Nackengefieder fixiert. Die Ente musste dann ihren Schwanz nach dorsal aufrichten, damit das männliche Tier von der Seite her seine Kloakenöffnung gegen die der Ente pressen konnte. Wenn die Kopulation erfolgreich war, drang der Erpel dann mit seinem erigierten Phallus in die Kloake der Ente ein und ejakulierte sofort, was sich in einem seitlichen abrollen von dem Weibchen zeigte. Der Erpel stand dann als erster auf und entfernte sich von dem weiblichen Tier. Die Immissio war als erfolgreich zu bezeichnen, wenn die Tiere bei Aufstehen des Erpels über den Phallus sichtbar verbunden waren. Im histologischen Schnitt wurden dann die aufgefundenen Spermien gezählt und dem jeweiligen Abschnitt des Oviductes und der entsprechenden Zyklusphase (Tab. 3-3) zugeordnet.

#### **3.3.5 Einteilung des Fortpflanzungszyklus**

Der Fortpflanzungszyklus beim Haushuhn setzt sich laut YU u. MARQUARDT (1974) und KHOKHLOV u. KUZNETCOV (2007) aus der Periode der Geschlechtsentwicklung, der Legeperiode und der Periode der Regression in der Legeruhe zusammen. Um den endokrinen Status und die morphologische Veränderungen am Genitaltrakt weiblicher Warzenenten während dieses Zeitraumes beurteilen zu können, wurde diese Einteilung für den Fortpflanzungszyklus der Warzenente übernommen (Tab. 3-3).

**Tabelle 3-3:** Einteilung des Fortpflanzungszyklus der Warzenenten

	Zyklusperiode	Zyklusphase
<b>Fortpflanzungszyklus der Warzenente</b>	noch nicht legend	infantil
		juvenil
	legend	1. Ei gelegt
		2. Ei gelegt
		4. Ei gelegt
		6. Ei gelegt
		10. Ei gelegt
		15. Ei gelegt
		20. Ei gelegt
	brütend	5 Tage brütend
		35 Tage brütend

Lediglich die Periode der Legeruhe der Hühner ist bei Warzenenten, die noch einen ausgeprägten Bruttrieb besitzen als Brutperiode anzusehen. Um die Perioden genauer zu definieren und die Spermienverteilung während der Lege- und Brutperiode zu erfassen, wurden die Perioden nochmals in Phasen eingeteilt (Tab. 3-3). Je Phase wurden mindestens drei Enten geschlachtet (siehe Anhang Tab. A-5). Die als „infantil“ eingestuft Tiere wurden am 70. Lebenstag geschlachtet. Zu diesem Zeitpunkt sind die Tiere voll befiedert, das Größenwachstum ist noch nicht abgeschlossen und sie sind noch nicht geschlechtsreif. Die als „juvenil“ geschlachteten Tiere wurden zwischen ihrem 275. und 290. Lebenstag geschlachtet. Diese Enten sind voll ausgewachsen und bereits paarungsbereit. Bedingung zur Einstufung als „juvenil“ ist, dass die jeweilige Ente noch nicht gelegt und somit noch nicht ovuliert hat. Um die Veränderungen am weiblichen Genitale während der Legetätigkeit zu erfassen, wurden Versuchstiere cirka 12 Stunden nach dem Legen ihres ersten beziehungsweise zweiten, vierten, sechsten, zehnten, fünfzehnten und zwanzigsten Eies geschlachtet. Weitere Versuchstiere wurden zum Anfang (fünf Tage brütend) beziehungsweise Ende (35 Tage brütend) ihrer Bruttätigkeit geschlachtet.

### 3.3.6 Bestimmung des endokrinen Status

Von den zu schlachtenden Enten wurde während des Schlachtprozesses eine Serumblutprobe in einem Serumblutröhrchen (Fa. Sarstedt, Monovette, 10 ml) gewonnen. Um den Einfluss tageszeitlichen Schwankungen der Hormonkonzentrationen möglichst gering zu halten, wurde

die Schlachtung und Blutprobennahme immer zwischen 18.00 Uhr und 19.00 Uhr durchgeführt. Die Blutproben wurden zeitnah für 20 Minuten bei 3500 Umdrehungen pro Minute zentrifugiert. Das gewonnene Blutserum wurde in Probenröhrchen (Fa. Gosselin, 8 ml) abpipettiert und bei -20° C bis zur Untersuchung konserviert. In den Blutsera der Tiere wurden durch das Personal des hormonanalytischen Labors der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Groß- und Kleintiere mit Tierärztlicher Ambulanz der Justus-Liebig-Universität Gießen Konzentrationen von Östradiol-17 $\beta$  und Progesteron mittels Radioimmunoassays bestimmt. Für die Bestimmung wurden im Labor etablierte Verfahren angewandt (Hoffman et al. 1973; Hoffmann et al. 1992). Bei der Progesteronbestimmung lag der Intraassayvariationskoeffizient zwischen 8,8 % und 9,6 %, der Interassayvariationskoeffizient zwischen 8,9 % und 11,3%. Die untere Nachweisgrenze lag bei 0,1 ng / ml (0,318 nmol / ml). Bei der Bestimmung von Östradiol-17 $\beta$  lag der Intraassayvariationskoeffizient zwischen 6,0 % und 11,4 %, der Interassayvariationskoeffizient zwischen 13,1 % und 13,2%. Die untere Nachweisgrenze lag bei 0,4 pg / ml (1,47 pmol / ml).

#### **3.3.7 Morphologische Untersuchungen**

##### 3.3.7.1 Post-mortem-Untersuchung

Nach dem Schlachten wurde das zu untersuchende Tier auf dem Rücken gelagert. Zum Lösen der Haut wurde zuerst mit einem Skalpell ein Querschnitt von der rechten zur linken Apex pubis angebracht. Durch Spannen des entstehenden Hautlappens und durchtrennen des subkutanen Bindegewebes wurde die Haut des Bauches gelöst. Der Schnitt wurde dann auf der linken Körperseite nach kranial bis auf Höhe des kaudalen Drittel des Halses verlängert, die Haut abpräpariert und nach rechts weggeklappt. Die so freigelegten Musculi trunci wurden median in ihrer Aponeurose zwischen dem Trabeculum medianum sterni und der Aufwölbung des Musculus sphincter cloacae durchschnitten und die Zölomhöhle eröffnet. Durch Verlängern des Schnittes entlang des kaudalen Randes der Musculi pectorales nach lateral und Wegklappen der gelösten Bauchmuskulatur, konnte ein Teil des Situs freigelegt werden. Nach Durchtrennen der Rippen, des Muskelgewebes lateral des Sternums, der Ossa coracoidea und der Furcula, konnte das Sternum samt Muskulatur abgenommen und der Situs nun vollständig dargestellt werden. Durch Abpräparieren des Bauchfettes und der Luftsackhäute waren die Kloake, das linke Oviduct und das linke Ovarium darstellbar. Das Rectum ist vor seinem Eintritt in das Coprodaeum cloacae doppelt legiert und durchtrennt worden. Die Kloake wurde am Außenrand des Musculus sphincter cloacae externus

umschnitten und freipräpariert. Dann konnten unter Zug an der Kloake das Ligamentum oviductus dorsalis und ventralis durchschnitten und das Oviduct auf ganzer Länge abgehoben werden. Das Infundibulum wurde im Bereich des Überganges der trichterförmigen Erweiterung in den Tubus infundibularis durchtrennt und das Oviduct aus dem Situs entfernt.

#### 3.3.7.1.1 Makroskopisch-anatomische Untersuchung

Bereits kurz vor der Schlachtung wurden die Tiere gewogen und das Schlachtgewicht festgehalten. An dem im Situs belassenem Ovarium wurde der Durchmesser der größten Dotterkugel mit einer Schieblehre (Firma ATORN; INOX 150 mm, Linearskala, Messgenauigkeit 0,1 cm) bestimmt. Das entnommene Oviduct wurde gestreckt ausgelegt und seine Länge vom Eintritt in die Kloake bis zum Ende des Tubus infundibularis ermittelt. Gleichzeitig ist der Durchmesser des jeweiligen Oviductes alle 0,5 cm gemessen und daraus der mittlere Oviductdurchmesser ermittelt worden.

#### 3.3.7.1.2 Mikroskopisch-anatomische Untersuchung

Um eine mikroskopische Untersuchung des weiblichen Genitales durchführen zu können, wurden die entnommenen Organproben mit 14G Injektionsnadeln gestreckt, auf einer Styroporplatte befestigt und in Formol nach Lilly im Verhältnis 1 zu 10 (Gewebe zu Fixationslösung) fixiert. Sie konnten dann alle 5 cm, jedoch bei kurzen Oviducten mindestens in jedem der fünf makroskopischen Abschnitte querschnitten werden. Nach der Entnahme der Proben wurden diese im Ganzen für 72 Stunden bei 4 °C in neutral gepuffertem Formol nach Lilly fixiert. Nach Ablauf der 72 Stunden erfolgte die Überführung der Proben in einen pH-neutralen Phosphatpuffer und in diesem, ebenfalls bei 4 °C, die Lagerung bis zur weiteren Bearbeitung. Die fixierten Proben wurden aus der Pufferlösung entnommen und vorsichtig auf einem Styroporblock ausgebreitet. Die Entwässerung und Einbettung der Proben in Paraffin konnte mittels eines Einbettautomaten (Einbettautomat Microm Laborgeräte GmbH, Heidelberg) durchgeführt werden (Tabelle 3-4).

**Tabelle 3-4:** Protokoll für die Entwässerung und Einbettung der Gewebeschnitte

Arbeitsschritt	Reagenz	Konzentration	Temperatur	Dauer
1	Isopropanol	70 %	Raumtemperatur	15 Minuten
2	Isopropanol	80 %	Raumtemperatur	15 Minuten
3	Isopropanol	96 %	Raumtemperatur	15 Minuten
4	Isopropanol	100 %	Raumtemperatur	15 Minuten
5	Isopropanol	100 %	Raumtemperatur	15 Minuten
6	Xylol	-	Raumtemperatur	15 Minuten
7	Xylol	-	Raumtemperatur	15 Minuten
8	Paraffin	-	60 °C	15 Minuten
9	Paraffin	-	60 °C	15 Minuten
10	Paraffin	-	60 °C	15 Minuten

Im Anschluss an die Einbettung der entwässerten Proben wurden diese zur Aushärtung und Lagerung für mindestens zwölf Stunden bei einer Temperatur von 4 °C in einen Kühlschrank verbracht. Unmittelbar vor dem Schneiden wurden die Blöcke auf einer Kühlplatte mit einer Temperatur von -7 °C gelagert. Mit Hilfe eines Mikrotoms (Mikrotom, Reichardt Jung AG, Heidelberg) erfolgte die Herstellung von 5 µm dicken Schnitten. Als Messer fanden Einmalklingen (Disposalbe Mikrotome Blades Model 819 50 PCS, Leica Instruments GmbH, Nussloch) Verwendung. Nach dem Schneiden erfolgte ein Verbringen der Schnitte zur Streckung in ein Wasserbad (Typ 1052, Gesellschaft für Labortechnik mbH, Burgwedel), das eine Temperatur von 38 °C aufwies. Nachdem die Schnitte ihre endgültige Ausdehnung erreicht hatten, wurden sie direkt auf Objektträger (Objektträger 76 x 26 mm, geputzt, gebrauchsfertig, Firma Knittel) übertragen. Um die Haftung der Schnitte auf den Objektträgern zu erhöhen, erfolgte eine Beschichtung dieser mit 3-Aminopropyltriethoxysilan (APES). Dazu wurden vorgereinigte Objektträger in eine 2%ige APES-Lösung getaucht und anschließend jeweils zweimal in Aceton reinst und in Aqua destillata (Millipor-Anlage, Milli Q Biocel) gespült. Anschließend wurden die Objektträger in offenen Glasküvetten unter dem Abzug getrocknet und dann in geschlossenen Gefäßen staubarm bei Raumtemperatur gelagert. Bis zur anschließenden Färbung, mindestens jedoch für 24 Stunden, wurden die Präparate in einem auf 45 °C eingestellten Heizschrank (Memmert, Typ: ST 40, V 220; Hz 50; W 2000) getrocknet. Es folgte eine Hämatoxylin-Eosin-Färbung (ROMEIS 1989) (Tabelle 3-5).

**Tabelle 3-5:** Färbeprotokoll Hämatoxilin-Eosin

Arbeitsschritt	Reagenz	Dauer
1	Xylol	10 Minuten
2	Xylol	10 Minuten
3	Ethanol 96%	10 Minuten
4	Ethanol 80%	10 Minuten
5	Ethanol 70%	10 Minuten
6	Aqua dest.	10 Minuten
7	Hämalaun <sup>1</sup>	10 Minuten
8	Leitungswasser	10 Minuten
9	Aqua dest.	1 Minute
10	Eosin 1%	1 Minute
11	Aqua dest.	30 Sekunden
12	Ethanol 70%	30 Sekunden
13	Ethanol 80%	30 Sekunden
14	Ethanol 96%	30 Sekunden
15	Propanol <sup>2</sup>	1 Minute
16	Xylol	10 Minuten
17	Xylol	10 Minuten

<sup>1</sup> Hämalaun, Merck, Darmstadt

<sup>2</sup> 2-Propanol, Merck, Hohenbrunn

Die histologische Untersuchung erfolgte mit einem Lichtmikroskop (Zeiss Axioskop 50, Carl Zeiss Jena GmbH Jena, Germany), welches an eine Videokamera (Color Video Camera CCD-IRIS, 3CCD, Sony Corporation Tokio, Japan) angeschlossen war, die zeitgleich die Bilder auf einen Computer (DELL Optiplex GX240 mit Intel Pentium 4) übertrug. Auf dem Computer konnten Bildausschnitte mit einer Auflösung von 768 x 574 dpi und einer Farbtiefe von 24 Bit RGB gespeichert und dokumentiert und mittels eines Bildanalyseprogrammes (analySIS 2.1, Soft Imaging Software GmbH Münster, Germany) Parameter erhoben und ausgewertet werden. An den Schnitten der jeweiligen Abschnitte der Oviducte wurde die Art des Epithels bestimmt. Bei zwanzigfacher Vergrößerung wurde an drei verschiedenen Schnitten je Lokalisation die Fläche des Epithelsabschnittes im Gesichtsfeld ermittelt. Durch Messung der basalen Länge der Epithelfläche konnte die mittlere Epithelhöhe des Abschnittes errechnet

werden. Um zu charakterisieren, wie stark das gemessene Epithel in seiner Höhe variiert, wurde die maximale und minimale Höhe der gemessenen Epithelfläche festgehalten und daraus der maximale Höhenunterschied in der erfassten Epithelfläche bestimmt. Bei zweieinhalbfacher beziehungsweise fünffacher Vergrößerung wurde die Anzahl an Primärfalten je 1000 µm bestimmt. Hierzu wurde die Anzahl an Primärfalten entlang einer Messstrecke gezählt und auf Faltenzahl je 1000 µm hochgerechnet. Die Messstrecke wurde am Übergang von Tunica mucosa zu Tunica muscularis angelegt. Gleichzeitig wurden alle Lokalisationen auf das Vorhandensein von Spermatozoen im Oviductlumen oder, falls angeschnitten, in den Spermaspeicherdrüsen untersucht.

### 3.4 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Daten erfolgte elektronisch. Nach der Erfassung in Excel<sup>®</sup>-Datenblättern wurden die statistischen Fragestellungen (Tab. 3-6) mit Hilfe des SPSS 15.0 Statistikprogramms (SPSS Software GmbH, München) berechnet.

**Tabelle 3-6:** Statistische Fragestellungen und angewandte statistische Methoden

<b>Fragestellung</b>	<b>Verwendeter Test</b>
Unterschiede im Legebeginn und dem Ersteigewicht in Abhängigkeit von biostimulatorischen Effekten und dem Schlupfdatum	T-Test für Mittelwertgleichheit
Unterschiede in der Serum-Östradiol-17β-Konzentrationen während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Mann-Whitney-U-Test
Unterschiede in der Serum-Progesteron-Konzentration während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Mann-Whitney-U-Test
Unterschiede in der Oviductlänge während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Anova-Bonferoni-Test
Unterschiede im mittleren Oviductdurchmesser während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Anova-Bonferoni-Test

### 3 Tiere, Material und Methoden

Unterschiede im Dotterkugeldurchmesser während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Anova-Bonferoni-Test
Zusammenhang zwischen Serum-Östradiol-17 $\beta$ -Konzentration und Oviductlänge, mittlerem Oviductdurchmesser und Durchmesser der dominierenden Dotterkugel	Korrelationsanalyse nach Pearson
Zusammenhang zwischen Serum-Progesteron-Konzentration und Oviductlänge, mittlerem Oviductdurchmesser und Durchmesser der dominierenden Dotterkugel	Korrelationsanalyse nach Pearson
Unterschiede in der Epitheldicke des Oviductes während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Anova-Bonferoni-Test
Unterschiede in dem maximalen Höhenunterschied im Epithel während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Anova-Bonferoni-Test
Unterschiede in der Primärfaltenzahl je 100 $\mu$ m des Oviductes während des Fortpflanzungszyklus	Shapiro-Wilk-Test, Kruskal-Wallis-Test, Anova-Bonferoni-Test
Zusammenhang zwischen Serum-Östradiol-17 $\beta$ -Konzentration und mittlerer Epitheldicke, maximalem Höhenunterschied im Epithel und Primärfaltenzahl je 1000 $\mu$ m	Korrelationsanalyse nach Pearson
Zusammenhang zwischen Serum-Progesteron-Konzentration und mittlerer Epitheldicke, maximalem Höhenunterschied im Epithel und Primärfaltenzahl je 1000 $\mu$ m	Korrelationsanalyse nach Pearson
Zusammenhang zwischen Oviductlänge und mittlerer Epitheldicke, maximalem Höhenunterschied im Epithel und Primärfaltenzahl je 1000 $\mu$ m	Korrelationsanalyse nach Pearson

### 3 Tiere, Material und Methoden

---

Zusammenhang zwischen mittlerem Oviductdurchmesser und mittlerer Epitheldicke, maximalem Höhenunterschied im Epithel und Primärfaltenzahl je 1000 $\mu\text{m}$	Korrelationsanalyse nach Pearson
-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	----------------------------------

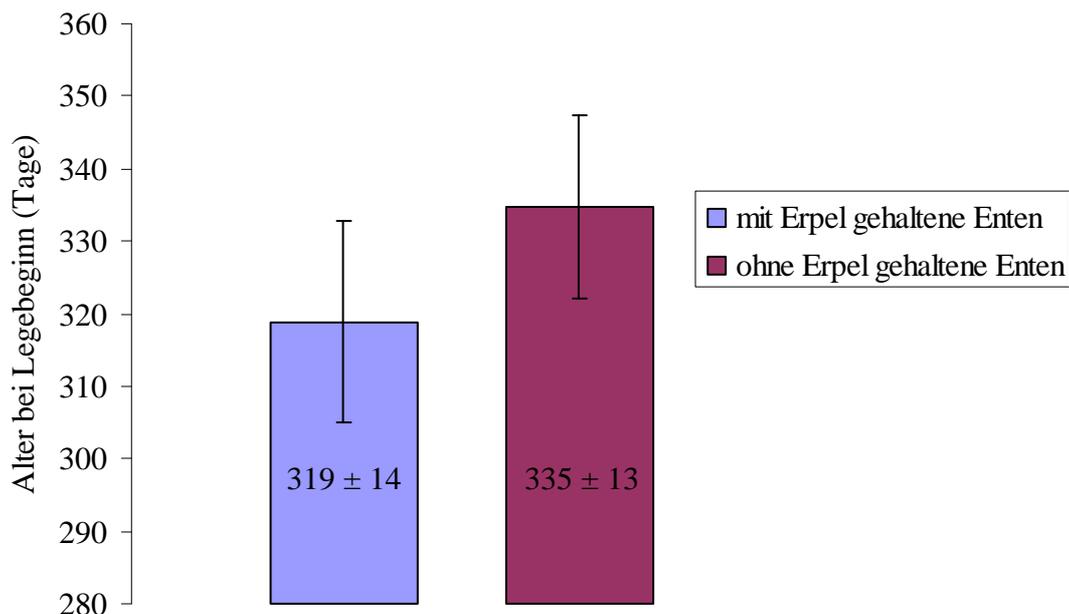
## **4 ERGEBNISSE**

### **4.1 Biostimulation durch männliche Artgenossen**

Alle 30 weiblichen Warzenenten, die ihre Legereife erreichten haben zwischen März und Mai mit dem Legen begonnen. Die Detektion der Legetätigkeit durch tägliche Nestkontrollen und anschließende digitale kloakale Untersuchungen stellte sich einfach und praktikabel dar. Bei jeder Ente war es möglich ihr zweites, noch schalenlos im Uterus befindliches Ei in der linken dorso-kaudalen Abdominalregion zu palpieren. Die fünfzehn Tiere, die mit optischen, olfaktorischen und akustischen Kontakt zu einem männlichen Artgenossen gehalten wurden, legten ihr erstes Ei in einem Alter von 289 bis 341 Tagen. Die allein gehaltenen Enten begannen zwischen dem 312. und 358. Lebenstag mit dem Legen (Tab. 4-1, Abb. 4-1). Die durch einen Erpel stimulierten Enten, legten mit durchschnittlich  $319 \pm 14$  Tagen 16 Tage vor den allein gehaltenen Weibchen. Diese haben mit durchschnittlich  $335 \pm 13$  Tagen mit dem Legen begonnen. Der Unterschied zwischen den beiden Gruppen ist statistisch signifikant ( $p = 0,003$ ).

**Tabelle 4-1:** Alter und Ersteigewichte der Warzenenten bei Legebeginn mit (n = 15) und ohne (n = 15) Biostimulation durch einen Erpel

mit Erpel gehaltene Enten				ohne Erpel gehaltene Enten			
Lfd.Nr.	Entenr.	Alter (Tage) bei Legebeginn	Gewicht (Gramm) des ersten Eies	Lfd.Nr.	Entenr.	Alter (Tage) bei Legebeginn	Gewicht (Gramm) des ersten Eies
1	39	289	81	1	32	312	70
2	27	299	78	2	16	321	79
3	18	309	81	3	13	323	76
4	34	310	82	4	9	325	79
5	37	313	73	5	21	328	80
6	12	315	75	6	25	329	79
7	11	316	79	7	17	333	73
8	24	322	78	8	7	333	98
9	6	322	82	9	8	333	79
10	38	325	83	10	1	338	78
11	29	325	78	11	20	342	78
12	3	327	77	12	19	347	87
13	2	333	75	13	22	350	82
14	30	337	82	14	36	350	81
15	15	341	77	15	28	358	68



**Abbildung 4-1:** Mittelwerte und Standardabweichungen des Alters von weiblichen Warzenenten bei Beginn ihrer Legetätigkeit in Tagen mit oder ohne Erpelkontakt (Gruppengröße je 15 Tiere). Der Altersunterschied ist statistisch signifikant ( $p = 0,003$ ).

Die Gewichte der zuerst gelegten Eier (Tab. 4-1) aus der Erpelkontaktgruppe betrug durchschnittlich  $78,7 \pm 3,0$  g. Mit einem Gewicht von durchschnittlich  $79,1 \pm 7,0$  g unterschieden sich die Eier der Enten ohne Erpelkontakt in ihrem Gewicht nicht signifikant ( $p = 0,841$ ) von denen der Tiere mit Erpelkontakt.

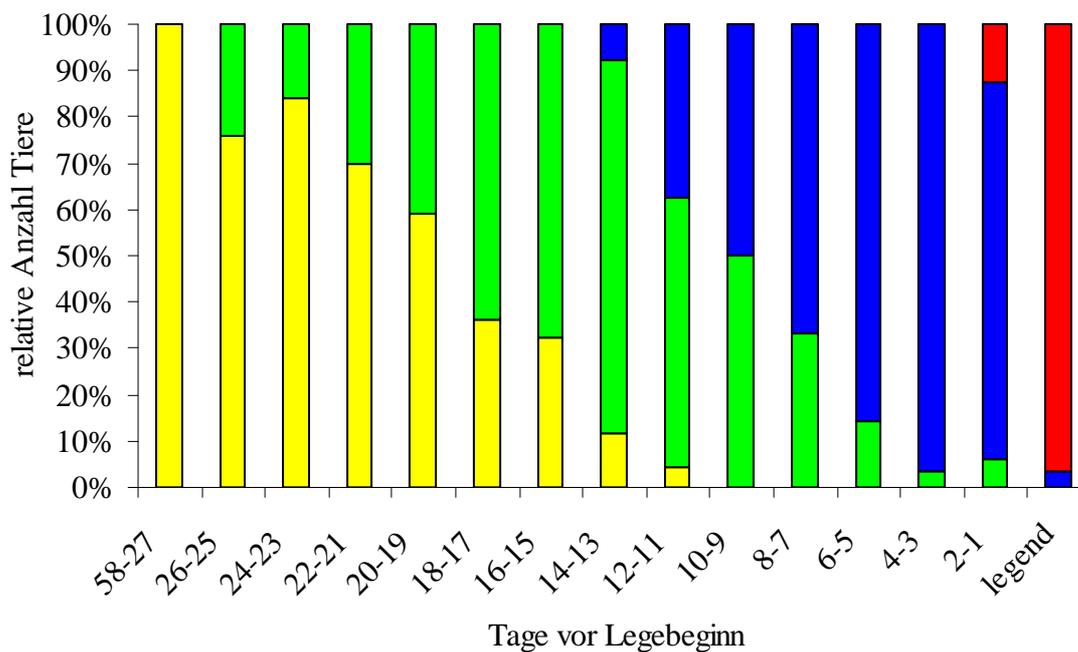
#### 4.2 Kloakenmorphologie vor Legebeginn

Die äußere klinische Untersuchung der Kloaken vor Beginn der Legetätigkeit war einfach durchzuführen und praktikabel. Die Kloaken konnten zu jeder Zeit und bei jedem Tier dargestellt, befundet und der entsprechenden Befundklasse entsprechend Tabelle 3-2 zugeordnet werden. Klinisch erfassbare Veränderungen an den Kloaken waren frühestens ab dem 26. / 25. Tag vor Legebeginn festzustellen. Bis zu diesem Zeitpunkt waren alle Weibchen ( $n = 29$ ) ausschließlich der Befundklasse 1 zuzuordnen. Nach dem 26. beziehungsweise 25. Tag vor Legebeginn war ein Großteil der Enten (75 %) nach wie vor in die Befundklasse 1 einzustufen. Allerdings konnten zu diesem Zeitpunkt bereits bei 25 % der untersuchten Tiere Kloaken der Befundklasse 2 diagnostiziert werden. Ab dem 14 / 13. Tage vor Legebeginn traten erstmalig bei 8 % der untersuchten Tiere Kloaken der Befundklasse 3

auf. Der Anteil der Tiere mit der Befundklasse 3 stieg bis zum 1. / 2. Tag vor Legebeginn signifikant ( $p = 0,003$ ) an, während immer weniger Kloaken der Befundklasse 1 und 2 zu verzeichnen waren. Die Kloakenbefunde der Klasse 1 nahmen bis zum 10. / 9. Tag vor dem ersten Ei signifikant ab ( $p < 0,001$ ). Ab diesem Zeitpunkt waren keine Kloaken der Befundklasse 1 mehr feststellbar. Nahezu alle Tiere (97 %) hatten vier bis drei Tage vor des Ablage des ersten Eies eine Befundklasse 3-Kloake. Bis zu diesem Zeitpunkt konnte bei keiner der untersuchten Weibchen eine Kloake der Befundklasse 4 registriert werden. Erst ab dem 2. / 1. Tag vor Legebeginn zeigten 13 % und nach Legen ihres ersten Eies 97 % der Enten eine Kloake der Befundklasse 4. Dieser Anstieg der Klasse 4 Kloaken nach dem 3. Tag vor Legebeginn ist statistisch signifikant ( $p < 0,001$ ). Bei einem Tier war trotz eingesetzter Legetätigkeit weder die Rötung und Ödematisierung des Musculus sphincter cloacae, die Feuchtigkeit der Kloake, noch die Vorwölbung der Kloakenschleimhaut bei Abknicken des Schwanzes so weit vorangeschritten, um sie in die Befundklasse 4 einordnen zu können. Gleichzeitig ließen die nach Legebeginn zu erhebenden Befunde bei keiner der untersuchten Enten eine Zuordnung zu den Befundklassen 1 und 2 zu (Tab. 4-2; Abb. 4-2).

**Tabelle 4-2:** Kloakenbefunde weiblicher Warzenenten ( $n = 29$ ) innerhalb von 58 Tagen vor ihrem Legebeginn

Tage vor Legebeginn	Befundklasse 1 n / %	Befundklasse 2 n / %	Befundklasse 3 n / %	Befundklasse 4 n / %
58-27	197 / 100	0 / 0	0 / 0	0 / 0
26-25	19 / 76	6 / 24	0 / 0	0 / 0
24-23	21 / 84	4 / 16	0 / 0	0 / 0
22-21	14 / 70	6 / 30	0 / 0	0 / 0
20-19	13 / 59	9 / 41	0 / 0	0 / 0
18-17	9 / 36	16 / 64	0 / 0	0 / 0
16-15	9 / 32	19 / 68	0 / 0	0 / 0
14-13	3 / 12	21 / 81	2 / 8	0 / 0
12-11	1 / 4	14 / 58	9 / 38	0 / 0
10-9	0 / 0	14 / 50	14 / 50	0 / 0
8-7	0 / 0	9 / 33	18 / 67	0 / 0
6-5	0 / 0	4 / 14	24 / 86	0 / 0
4-3	0 / 0	1 / 3	28 / 97	0 / 0
2-1	0 / 0	2 / 6	26 / 81	4 / 13
legend	0 / 0	0 / 0	1 / 3	28 / 97



◆ Befundklasse 1 ( $y = -0,08x + 0,92$ )

$$R^2 = 0,86$$

◆ Befundklasse 3 ( $y = 0,01x^2 - 0,04x + 0,02$ )

$$R^2 = 0,92$$

◆ Befundklasse 2 ( $y = -0,02x^2 + 0,18x + 0,01$ )

$$R^2 = 0,77$$

◆ Befundklasse 4 ( $y = -0,08x^2 - 0,1x + 0,20$ )

$$R^2 = 0,51$$

**Abbildung 4-2:** Verteilung der Befundklassen der Kloakenmorphologie von Warzenenten ( $n = 29$ ) im Zeitverlauf von 58 Tagen vor ihrem Legebeginn. Die Tiere wurden mindestens jeden 2. Tag untersucht.

### 4.3 Endokrinologische Befunde

#### 4.3.1 Östradiol-17 $\beta$

Es zeigte sich, dass die Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  bei infantilen Warzenenten mit  $25,1 \pm 6,9$  pg / ml geringer als bei juvenilen Tieren mit  $76,7 \pm 23,7$  pg / ml ist. Die Östradiol-17 $\beta$ -Spiegel der infantilen und juvenilen Enten unterschieden sich signifikant voneinander ( $p = 0,050$ ). Während der Legeperiode schwankte die Östradiol-17 $\beta$ -Konzentration zwischen dem Höchstwert von  $188,5 \pm 12,2$  pg / ml bei Enten nach der Ablage ihres ersten Eies und dem Minimalwert mit  $76,3 \pm 27,2$  pg / ml den Tiere aufwiesen, die ihr 20. Ei gelegt hatten. Die Unterschiede zwischen den jeweiligen Konzentrationen der einzelnen Legephasen waren nicht signifikant. Zu Beginn der Brutperiode sinkt die Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  auf

## 4 Ergebnisse

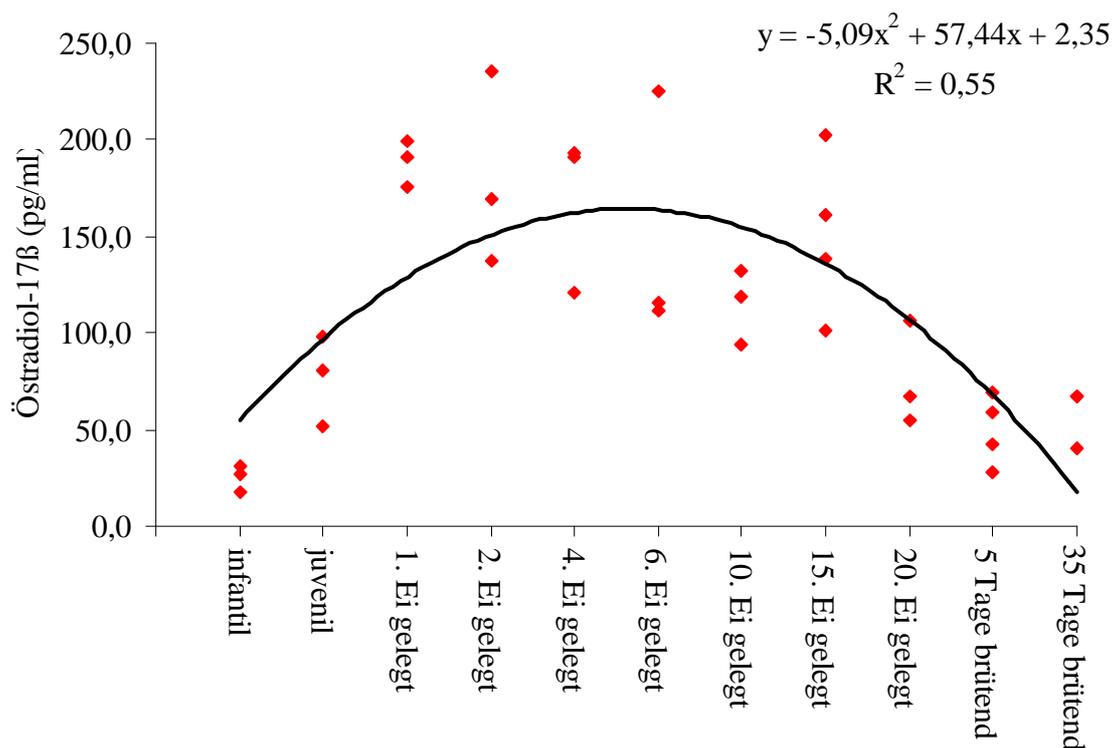
49,7 ± 18,1 pg / ml. Bis zum Ende der Brutperiode stieg die Östradiol-17β-Konzentration mit 58,4 ± 18,1 pg / ml leicht aber nicht signifikant (p = 0,721) an (Tab. 4-3, Abb. 4-3).

**Tabelle 4-3:** Blutserumkonzentrationen von Östradiol-17β bei Warzenenten (n = 35), Mittelwerte und Standardabweichungen sowie deren Medianwerte in den Zyklusperioden des Fortpflanzungszyklus

Enten-Nr.	Zyklus-phase	Einzelwerte (pg/ ml)	Arith. Mittelwerte (pg / ml)	Standard-abweichung	Zyklus-periode	Median 1. - 3. Quartil (pg / ml)
33	infantil	26,4	25,1	6,9	noch nicht legend	41,2 24,2 - 85,1
35		17,6				
40		31,2				
5	juvenil	51,2	76,7	23,7		
14		98,0				
26		80,8				
2	1. Ei gelegt	199,2	188,5	12,2	legend	138,4 114,0 - 192,0
3		175,2				
28		191,2				
21	2. Ei gelegt	137,6	180,8	49,8		
27		235,2				
36		169,6				
13	4. Ei gelegt	120,8	168,3	41,1		
25		192,8				
34		191,2				
7	6. Ei gelegt	116,0	151,2	64,5		
17		112,0				
22		225,6				
6	10. Ei gelegt	119,2	115,2	19,1		
24		132,0				
32		94,4				
8	15. Ei gelegt	138,4	150,6	42,5		
12		100,8				
19		202,4				
39		160,8				
9	20. Ei gelegt	67,2	76,3	27,2		
16		106,8				
20		54,8				

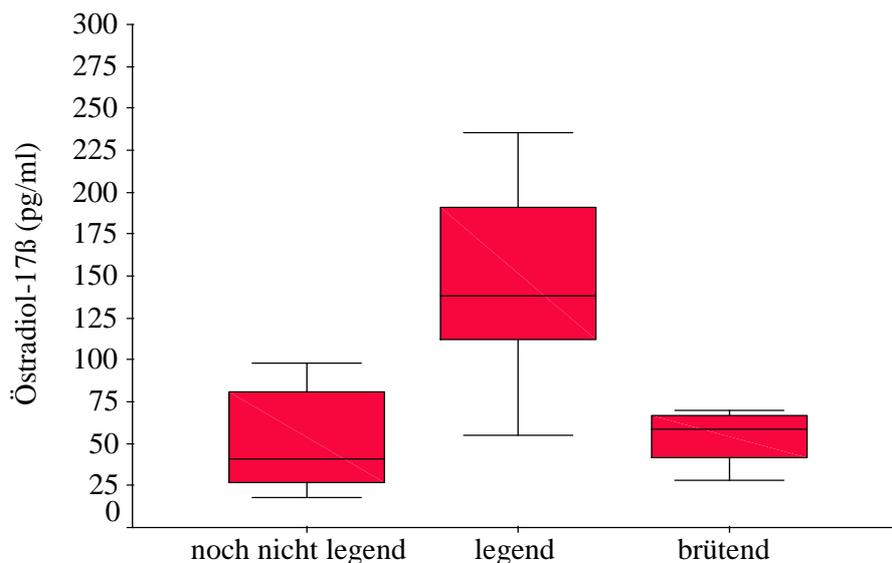
#### 4 Ergebnisse

1	5 Tage brütend	69,6	49,7	18,1	brütend	58,4 40,8 - 67,2
15		58,4				
30		42,4				
37		28,4				
11	35 Tage brütend	40,8	58,4	15,2		
29		67,2				
38		67,2				



**Abbildung 4-3:** Verlauf der Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  (pg / ml) im Blutserum weiblicher Warzenenten (n = 35) während des Fortpflanzungszyklus

Der Vergleich der medianen Serumöstradiol-17 $\beta$ -Konzentrationen zwischen den Fortpflanzungsperioden erbrachte signifikante Unterschiede. Enten vor Eintritt in die Geschlechtsreife hatten eine mediane Östradiol-17 $\beta$ -Konzentration von 41,2 pg / ml. Tiere in der Legeperiode wiesen einen medianen Spiegel von Östradiol-17 $\beta$  von 138,0 pg / ml auf. Der Anstieg um 96,8 pg / ml war statistisch signifikant ( $p = 0,001$ ). Bei brütenden Tieren kam es zu einem statistisch signifikanten ( $p = 0,001$ ) Absinken der medianen Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  auf 58,4 pg / ml (Tab. 4-3, Abb. 4-4). Der Unterschied von 79,6 pg / ml ist statistisch signifikant ( $p = 0,001$ ).



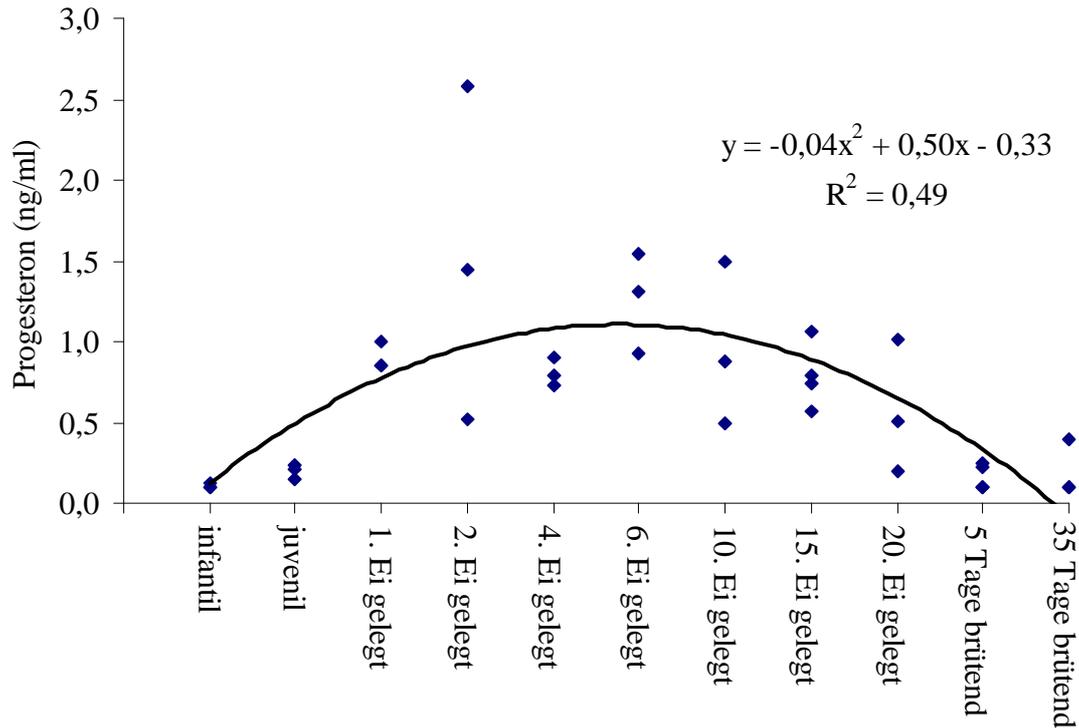
**Abbildung 4-4:** Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  (pg / ml) im Blutserum weiblicher Warzenenten (n = 35) in den Fortpflanzungsperioden, dargestellt als Box Plots. Die Konzentrationen zwischen noch nicht legenden und legenden (p = 0,001), sowie legenden und brütenden Tieren unterscheiden sich signifikant (p = 0,001).

#### 4.3.2 Progesteron

Im Verlauf des Fortpflanzungszyklus stieg die Serumprogesteronkonzentration von den infantilen ( $0,1 \pm 0,01$  ng / ml) über die juvenilen ( $0,2 \pm 0,05$  ng / ml) Tiere bis zu den legenden Tieren stetig an. Der Konzentrationsanstieg zwischen den infantilen und den juvenilen Enten ist signifikant (p = 0,046). In der Legeperiode zeigten die Tiere, die ihr erstes Ei gelegt hatten einen Progesteronspiegel von  $0,9 \pm 0,1$  ng / ml. Enten nach der Ablage des 6. Ei wiesen mit  $1,3 \pm 0,3$  ng / ml den höchsten Progesteronwert. Dieser sank im Verlauf der Legeperiode auf  $0,6 \pm 0,3$  ng / ml bei Tieren nach der Ablage ihres 20. Eies ab. Die jeweiligen Konzentrationsunterschiede zwischen den Phasen während der Legeperiode waren nicht signifikant. Nach dem Eintritt in die Brutperiode sank die Progesteronkonzentration weiter bis auf  $0,2 \pm 0,1$  ng / ml ab. Im weiteren Verlauf der Brutperiode kam es zu keiner signifikanten (p = 1) Veränderung im Serumprogesteronspiegel (Tab. 4-4, Abb. 4-5).

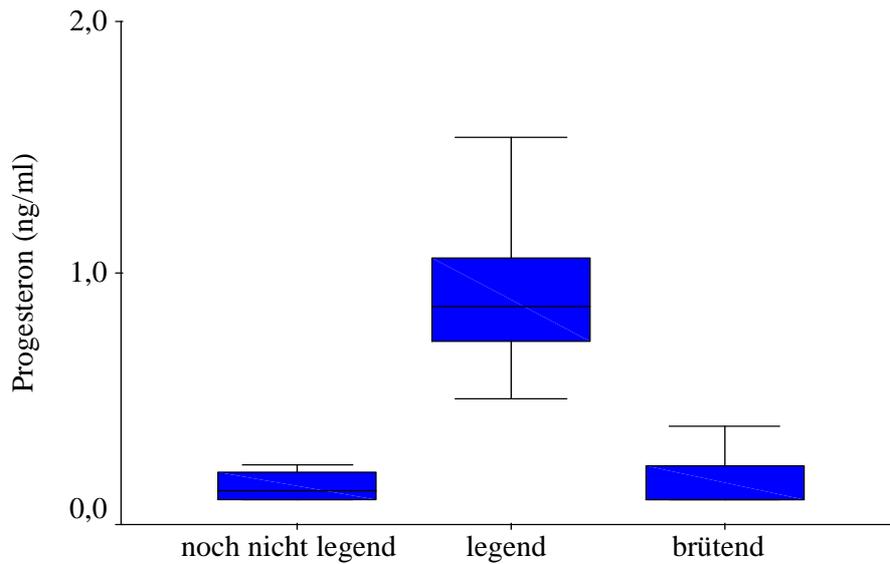
**Tabelle 4-4:** Blutserumkonzentrationen von Progesteron bei Warzenenten (n = 35), Mittelwerte und Standardabweichungen, sowie deren Medianwerte in den Zyklusperioden des Fortpflanzungszyklus

Enten-Nr.	Zyklus-phase	Einzelwerte (ng/ ml)	Arith. Mittelwerte (ng / ml)	Standard-abweichung	Zyklus-periode	Median 1. - 3. Quartil (ng / ml)
33	infantil	0,12	0,1	0,01	noch nicht legend	0,14 0,10 - 0,22
35		0,10				
40		0,10				
5	juvenil	0,21	0,2	0,05		
14		0,24				
26		0,15				
2	1. Ei gelegt	0,85	0,9	0,1	legend	0,88 0,73 - 1,18
3		1,00				
28		0,85				
21	2. Ei gelegt	2,59	1,5	1,0		
27		1,44				
36		0,52				
13	4. Ei gelegt	0,73	0,8	0,1		
25		0,79				
34		0,90				
7	6. Ei gelegt	1,31	1,3	0,3		
17		1,54				
22		0,93				
6	10. Ei gelegt	0,88	1,0	0,5		
24		0,50				
32		1,49				
8	15. Ei gelegt	0,79	0,8	0,2		
12		0,57				
19		0,74				
39		1,06				
9	20. Ei gelegt	0,51	0,6	0,4		
16		1,01				
20		0,19				
1	5 Tage brütend	0,25	0,2	0,1	brütend	0,10 0,10 - 0,25
15		0,10				
30		0,22				
37		0,10				
11	35 Tage brütend	0,39	0,2	0,2		
29		0,10				
38		0,10				



**Abbildung 4-5:** Verlauf der Konzentration von Progesteron (ng / ml) im Blutserum weiblicher Warzenenten (n = 35) während des Fortpflanzungszyklus

Die drei Perioden des Fortpflanzungszyklus unterschieden sich in der Serumprogesteronkonzentration deutlich voneinander. Enten vor Beendigung ihrer Geschlechtsentwicklung weisen einen medianen Progesteronwert von 0,14 ng / ml auf. Dieser grenzte sich signifikant von dem medianen Progesteronwert der legenden Tiere (0,86 ng / ml) ab ( $p < 0,001$ ). Zwischen Lege- und Brutperiode ließ sich ein signifikanter ( $p < 0,001$ ) Abfall der medianen Progesteronkonzentration auf 0,1 ng / ml (Tab. 4-4, Abb. 4-6) erkennen.

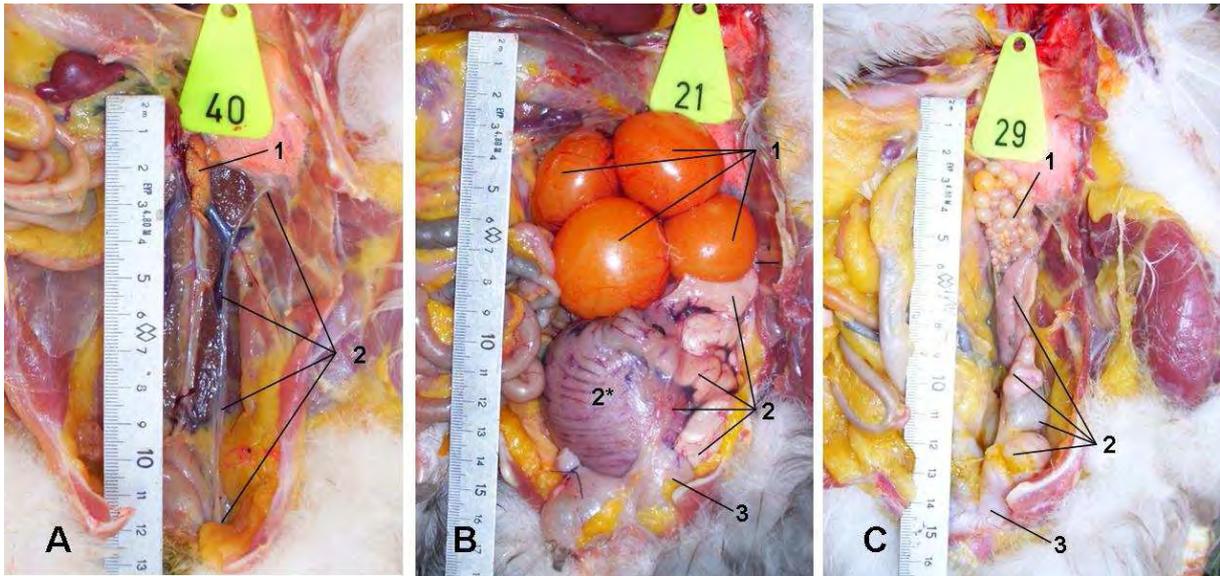


**Abbildung 4-6:** Konzentration von Progesteron (ng / ml) im Blutserum weiblicher Warzenenten (n = 35) in den Fortpflanzungsperioden, dargestellt als Box Plots. Die Konzentrationen zwischen noch nicht legenden und legenden, sowie legenden und brütenden Tieren ( $p < 0,001$ ) unterscheiden sich signifikant ( $p < 0,001$ ).

## 4.4 Makroskopische Befunde

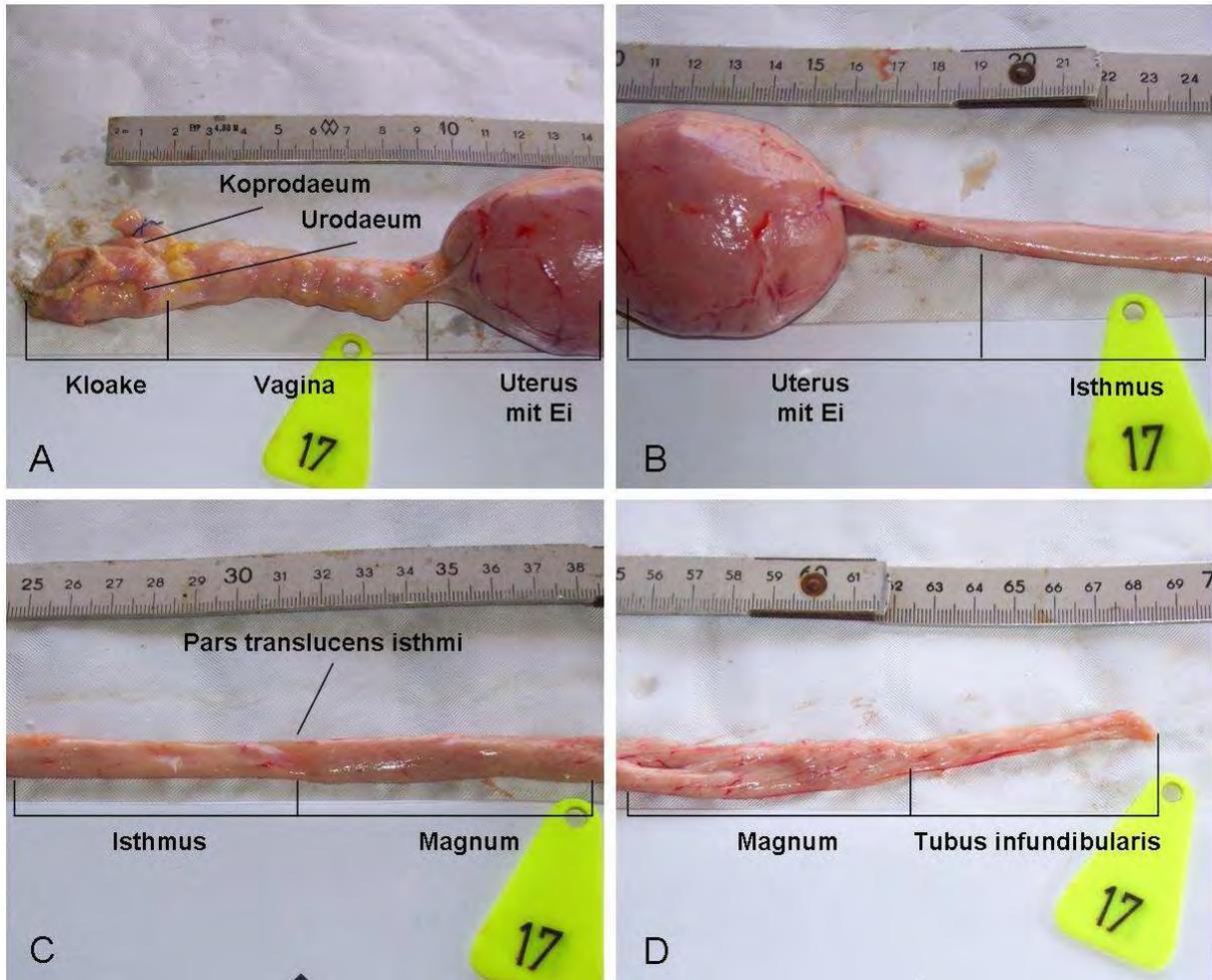
### 4.4.1 Morphologie des Oviductes

Das Oviduct der Warzenenten begann am linken Eierstock und mündete im Urodeum der Kloake. Es lag bei noch nicht geschlechtsreifen Tieren als bindegewebiger dünner Schlauch an der dorsalen Wand der Zölohmöhle und füllte bei legenden Tieren in weiten gewundenen Schlingen den linken kaudalen Eingeweidebauchfellsack nahezu vollständig aus. Bei brütenden Tieren verlief das Oviduct als leicht gewundener Schlauch (Abb. 4-6). In der Zoelomhöhle war der Legedarm an einem ventralen und dorsalen Ligamentum oviductus aufgehängt.



**Abbildung 4-6:** Oviducte einer infantilen (A), legenden (B) und 35 Tage brütenden (C) Warzenente im Situs. Das Sternum und die ventralen Anteile des Bauchluftsackes wurden entfernt. Es sind die linken Ovarien (1), das Oviduct (2) mit noch schalenlosem Ei im Uterus (2\*) und das Urodeum (3) der Kloake sichtbar.

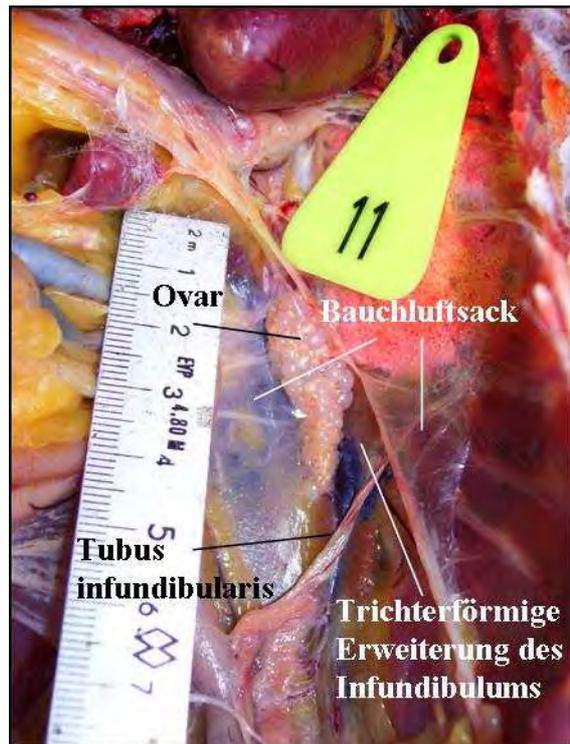
Das Oviduct von Warzenenten ließ sich makroskopisch in die fünf Abschnitte Infundibulum Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina gliedern (Abb. 4-7). Die einzelnen Abschnitte waren nur bei legenden und brütenden Tieren sicher makroskopisch voneinander zu differenzieren.



**Abbildung 4-7:** Oviduct einer legenden Warzenente in Teilabschnitten. Es sind die Übergänge der einzelnen Abschnitte dargestellt. Die trichterförmige Erweiterung des Infundibulums wurde entfernt.

#### 4.4.1.1 Infundibulum

Am Infundibulum der Warzenenten konnte die trichterförmige Erweiterung und der Tubus infundibularis unterschieden werden. Die trichterförmige Erweiterung stellte sich bei allen Tieren als dünne, nahezu durchsichtige, mit Gefäßen durchzogene Gewebeplatte dar, die das Ovar fast vollständig umschloss und mit dem Gewebe des Bauchluftsackes korrespondierte. Der Übergang zum Tubus infundibularis war durch eine cranioventral abrupt beginnende Verdickung des Gewebes markiert, die sich keilförmig nach caudodorsal ausdehnte und dann das Gewebe der trichterförmigen Erweiterung vollständig ersetzte. (Abb. 4-8)



**Abbildung 4-8:** Trichterförmige Erweiterung und Tubus infundibularis des Infundibulums einer brütenden Warzenente in situ und seine Lageverhältnisse zu Ovar und Bauchluftsack.

Der Tubus infundibularis war gelblich rosa und wies ein unregelmäßig aufgeworfenes, faltiges Außenrelief auf (Abb. 4-7 D).

#### 4.4.1.2 Magnum

Das Magnum übertraf in seiner Länge alle anderen Abschnitte des Warzenentenoviductes. Der Übergang vom Infundibulum zum Magnum war bei den Tieren durch eine abrupte Zunahme des Oviductdurchmessers gekennzeichnet (Abb. 4-7 D). Das Magnum zeigte eine rosagraue Farbe mit rötlicher Tönung. Seine Oberfläche wies eine deutliche stärkere Gefäßzeichnung als die angrenzenden Abschnitte der Oviductes auf. Das Außenrelief des Magnums war in seiner gesamten Länge durch Spiralfalten gekennzeichnet (Abb. 4-7 C, D).

#### 4.4.1.3 Isthmus

Bei Warzenenten war der Übergang vom Magnum zum Isthmus durch einen plötzlichen bindegewebigen Ersatz des magnalen Gewebes, den man als Pars translucens isthmi ansprechen konnte gekennzeichnet. Das Gewebe des Isthmus ging nicht aus dem magnalen

Gewebe hervor (Abb. 4-7 C). Der Isthmus war gelblich rosa. Sein Außenrelief zeigte spiralig verlaufende Längsfalten, die feiner waren als die des Magnums (Abb. 4-7 C, B).

### 4.4.1.4 Uterus

Die Übergangsstelle zwischen Isthmus und Uterus war durch eine leichte Verringerung des Oviductdurchmessers und einen abrupten Farbumschlag gekennzeichnet. Das gelbliche Rosa des Isthmus schlug an dieser Stelle in das rötliche Violett des eihaltigen Uterus um (Abb. 4-7 A, B). Außerhalb der Eipassagen war der Uterus gräulich rosa (Abb. 4-9). Dieser Anteil des Oviductes war nicht röhrenförmig sondern wies in seinem Verlauf eine sackartige Erweiterung, den Recessus uteri auf (Abb. 4-9). In diesem Bereich hatte der Durchmesser des Oviductes sein Maximum und verjüngte sich in Richtung Vagina wieder. Der ungefüllte Uterus besaß ein durch Längsfalten dominiertes Außenrelief. Diese Längsfalten waren während der Eipassage vollständig verstrichen (Abb. 4-7 A, B; Abb. 4-9)



**Abbildung 4-9:** Uterus einer legenden Warzenente nach der Eipassage

### 4.4.1.5 Vagina

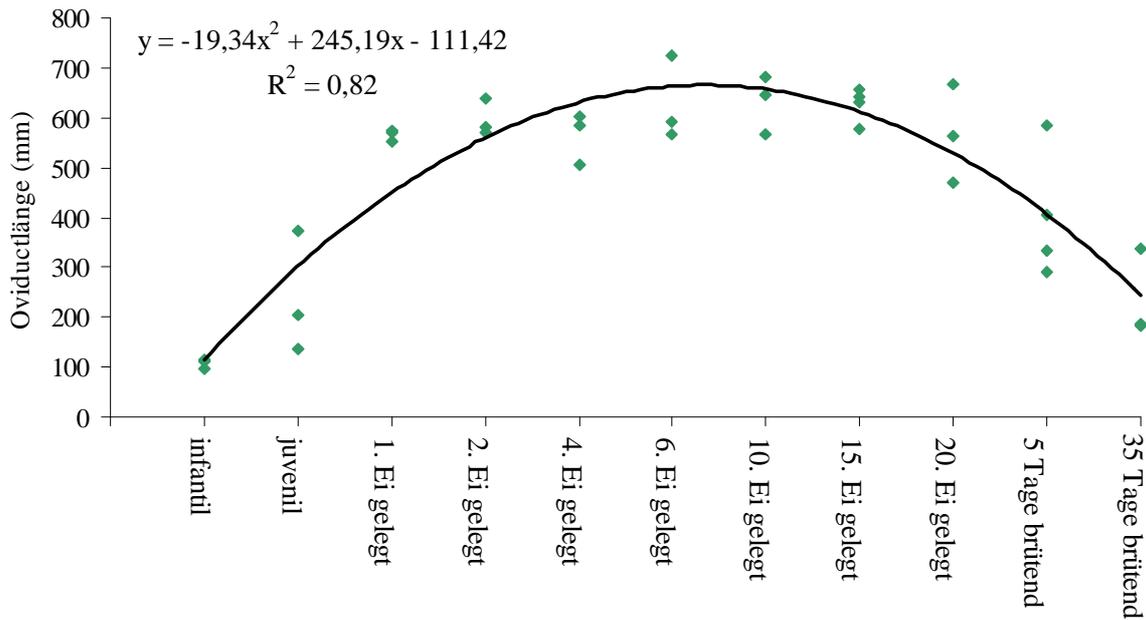
Der kaudalste Abschnitt des Oviductes war röhrenförmig. Der Beginn der Vagina war durch eine markante Zunahme des Durchmessers und einer deutlichen Ringwulst zu erkennen. Die Vagina setzte sich mit ihrer blass rosa Farbe deutlich von dem Violett des Uterus ab. Ihr Außenrelief kennzeichnete sich durch große, derbe und erhabene Ringwülste, die sich bis ihre Mündung in das Urodeum der Kloake fortsetzten (Abb. 4-7 A).

### 4.4.2 Länge der Oviducte

Das Oviduct infantiler Warzenenten war durchschnittlich  $107 \pm 9$  mm lang. Während der Geschlechtentwicklung in der juvenilen Tiere steigerte sich die mittlere Länge auf  $237 \pm 122$  mm ( $p = 1$ ). Je älter die juvenilen Enten zum Zeitpunkt ihrer Schlachtung (siehe Anhang Tab. A-5) waren, umso länger war ihr Oviduct. Das juvenile Tier, welches an seinem 275. Lebenstag geschlachtet wurde, hatte ein 135 mm langes Oviduct. Bei der am 286. Lebenstag geschlachteten Ente war es 205 mm und bei dem am 289. Lebenstag getöteten Tier 372 mm lang. Nach dem Eintritt in die Geschlechtsreife kam es zu einer signifikanten ( $p = 0,002$ ) Steigerung der mittleren Oviductlänge. Die Enten, die ihr erstes Ei gelegt hatten, wiesen ein  $566 \pm 13$  mm langes Oviduct auf. Nach dem zweiten Ei betrug die Oviductlänge  $597 \pm 37$  mm und fiel nach dem vierten Ei auf  $565 \pm 52$  mm ab. Im weiteren Verlauf der Brutperiode nahm die Länge des Oviductes bis zur Ablage des 10. Eies mit  $632 \pm 58$  mm stetig zu und sank dann auf  $567 \pm 99$  mm bei Tieren nach Legen des 20. Eies. Die Längenänderungen zwischen den einzelnen Phasen der Legeperiode waren nicht signifikant different ( $p = 1$ ). Nach Eintritt in die Brutperiode kam es zu einer Verkürzung der Oviducte auf  $404 \pm 129$  mm. Während der Brutperiode verkürzten sich die Oviducte weiter. Am letzten Bruttag waren sie mit durchschnittlich  $235 \pm 87$  mm signifikant ( $p < 0,001$ ) kürzer als die legender Tiere (Tab. 4-5, Abb. 4-10).

**Tabelle 4-5:** Oviductlängen weiblicher Warzenenten (n = 35) während ihrer Zyklusphasen, deren Mittelwerte und Standardabweichungen

Enten-Nr.	Zyklusphase	Einzelwerte (mm)	Arith. Mittelwerte (mm)	Standardabweichung
33	infantil	110	107	9
35		114		
40		97		
5	juvenil	135	237	122
26		205		
14		372		
28	1. Ei gelegt	552	566	13
2		572		
3		575		
27	2. Ei gelegt	640	597	37
36		581		
21		571		
34	4. Ei gelegt	604	565	52
25		586		
13		506		
22	6. Ei gelegt	566	628	86
17		592		
7		726		
6	10. Ei gelegt	568	632	58
24		644		
32		683		
39	15. Ei gelegt	643	628	35
8		631		
12		578		
19		658		
20	20. Ei gelegt	469	567	99
16		667		
9		565		
37	5 Tage brütend	583	404	129
1		406		
30		291		
15		335		
11	35 Tage brütend	185	235	87
38		184		
29		336		



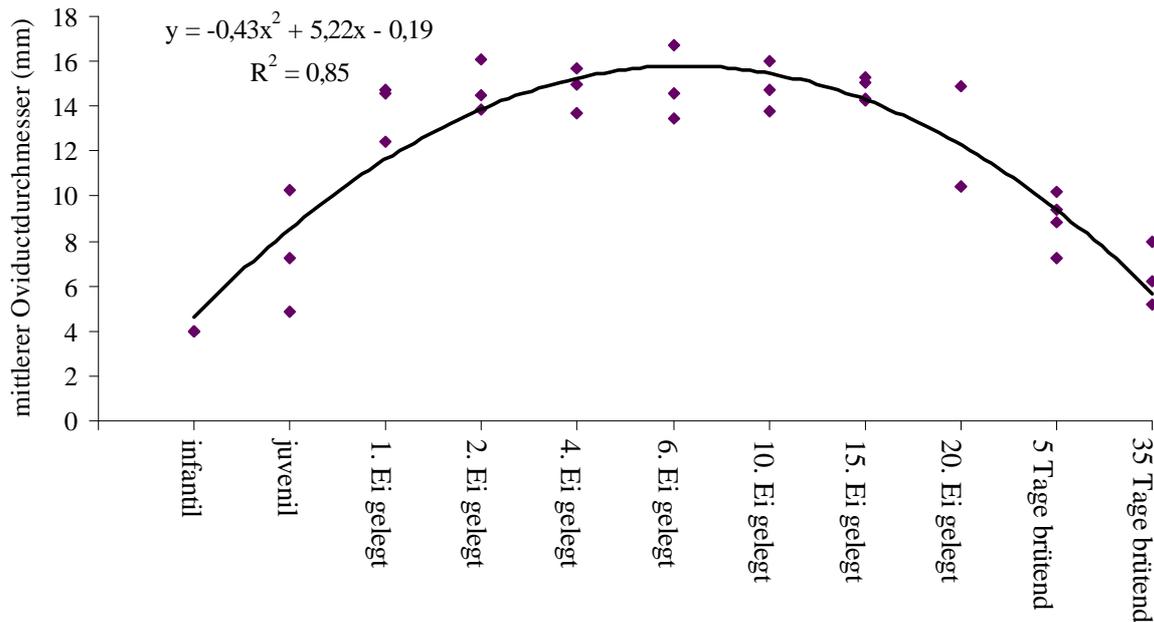
**Abbildung 4-10:** Oviductlängen weiblicher Warzenenten (n = 35) in Abhängigkeit von ihrem Stand im Fortpflanzungszyklus

#### 4.4.3 Mittlerer Durchmesser der Oviducte

Bei infantilen Warzenenten waren die Oviducte mit einem Durchmesser von durchschnittlich  $4 \pm 0$  mm sehr dünn und homogen gestaltet. Der Durchmesser steigerte sich während der Geschlechtsentwicklung der juvenilen Tiere auf  $7 \pm 3$  mm. Die Zunahme des mittleren Diameter um durchschnittlich 3 mm ist nicht signifikant ( $p = 0,429$ ). Erst mit Eintritt in die Legereife steigerte sich das Kaliber des Oviductes signifikant auf durchschnittlich  $14 \pm 1$  mm bei Tieren, die ihr erstes Ei gelegt hatten ( $p < 0,001$ ). Während der Legeperiode blieb der Durchmesser der Oviducte nahezu konstant bei  $15 \pm 1$  mm und sank erst bei Tieren nach Legen des 20. Eies nicht signifikant auf  $12 \pm 3$  mm ( $p = 1$ ). Von diesem Wert ausgehend sank der Diameter der Oviducte beim Übergang von der Lege- zur Brutperiode nicht signifikant auf  $9 \pm 1$  mm bei fünf Tage brütenden Tieren ( $p = 0,829$ ). Zum Ende der Legeperiode hatten die Tiere, die 35 Tage gebrütet hatten ein durchschnittliches Oviductkaliber von  $6 \pm 1$  mm. Sie besaßen ein signifikant dünneres Oviduct als legende Tiere ( $p = 0,009$ ). Während der Brutperiode kam es zu keiner signifikanten Veränderung des Durchmessers ( $p = 1$ ; Tab. 4-6, Abb. 4-11).

**Tabelle 4-6:** Mittlere Oviductdurchmesser weiblicher Warzenenten (n = 35) während ihrer Zyklusphasen, deren Mittelwerte und Standardabweichungen

Enten-Nr.	Zyklusphase	Einzelwerte (mm)	Arith. Mittelwerte (mm)	Standardabweichung
33	infantil	4	4	0
35		4		
40		4		
5	juvenil	5	7	3
26		7		
14		10		
28	1. Ei gelegt	15	14	1
2		15		
3		12		
27	2. Ei gelegt	14	15	1
36		15		
21		16		
34	4. Ei gelegt	16	15	1
25		15		
13		14		
22	6. Ei gelegt	17	15	2
17		15		
7		13		
6	10. Ei gelegt	15	15	1
24		14		
32		16		
39	15. Ei gelegt	15	15	1
8		14		
12		14		
19		15		
20	20. Ei gelegt	10	12	3
16		15		
9		10		
37	5 Tage brütend	10	9	1
1		9		
30		9		
15		7		
11	35 Tage brütend	6	6	1
38		5		
29		8		



**Abbildung 4-11:** Mittlere Oviductdurchmesser weiblicher Warzenenten (n = 35) in Abhängigkeit von ihrem Stand im Fortpflanzungszyklus

#### 4.4.4 Morphologie des Ovars

Das Ovar infantiler Warzenenten befand sich bei allen Warzenenten craniodorsal an der Wand der Zölonhöhle. Der Eierstock der infantilen Tiere stellte sich als ein leicht gebogener, sich nach kaudal verjüngender, dorsoventral abgeflachter Kegel dar (Abb. 4-12 A). Er besaß eine fein strukturierte, an Gehirngyri erinnernde Oberfläche. Bei den juvenilen Enten hatte eine deutliche Größenzunahme einzelner Follikel eingesetzt, die zu einem Zunahme des Organvolumens führte und dem Ovar eine unregelmäßige feinhöckrige Oberflächenstruktur verlieh (Abb. 4-12 B).



**Abbildung 4-12:** Ovarien weiblicher Warzenenten in verschiedenen Zyklusphasen (A: infantil, B: juvenil, C: 1. Ei gelegt, D: 4. Ei gelegt, E: 10. Ei gelegt, F: 15. Ei gelegt, G: 20. Ei gelegt, H: 5 Tage brütend, I: 35 Tage brütend)

Die Eierstöcke geschlechtsreifer Warzenenten haben durch die starke Volumenzunahme einzelner Dotterkugeln ein traubenförmiges Aussehen und füllen den linken oberen Quadranten der Zölmhöhle nahezu völlig aus. Bei Enten am Anfang der Legeperiode variierten die dominierenden Dotterkugeln stärker in ihrem Kaliber (Abb. 4-12 C, D) als bei Tieren die bereits ihr zehntes Ei gelegt hatten (Abb. 4-12 E). Nach dem 15. Ei variierten die Durchmesser der am Ovar sichtbaren Dotterkugeln wieder stärker (Abb. 4-12 F, G). Gegen

Ende der Legeperiode verminderte sich die Anzahl der dominierenden Dotterkugeln, sodass Ovarparenchym und Hüllen ausgelaufener Follikel erkennbar waren (Abb. 4-12 F, G). Während der Brutperiode sind die Eierstöcke kleine, nahezu rechteckige Gebilde mit einer feinhöckrigen Oberflächenstruktur aus kleinen Dotterkugeln unterschiedlichen Kalibers (Abb. 4-12 H, I).

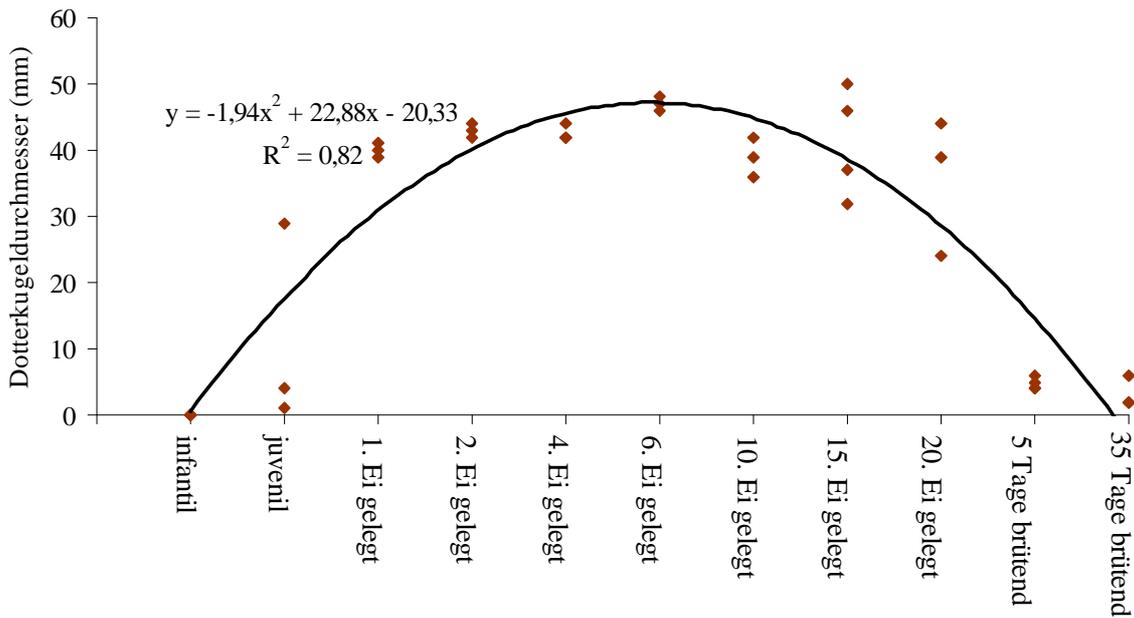
### **4.4.5 Durchmesser der dominierenden Dotterkugel**

Bei jeder Warzenente konnte unabhängig von ihrer Zyklusphase eine dominierende Dotterkugel am Ovar ausgemacht werden. Lediglich die Dotterkugeln der infantilen Tiere zeigten einen homogenen Durchmesser. Sie waren alle  $0,1 \pm 0$  mm groß. Die juvenilen Tiere wiesen mit  $11 \pm 15$  mm größere Dotterkugeln an ihrem Ovar auf, welche aber nicht signifikant größer als die infantiler Tiere waren ( $p = 1$ ). Bei Enten, die ihr erstes Ei gelegt hatten, war die dominierende Dotterkugel mit  $40 \pm 1$  mm signifikant größer als die Dotterkugeln der juvenilen Tiere ( $p > 0,001$ ). Bis zur Ablage des zehnten Eies kam es zu keiner signifikanten Änderung des Kalibers der dominierenden Follikel ( $p = 1$ ). Die größten Dotterkugeln von Enten nach Legen des 15. und 20. Eies unterschieden sich mit  $41 \pm 8$  mm beziehungsweise  $36 \pm 10$  mm ebenfalls nicht signifikant von denen der anderen legenden Tiere ( $p = 1$ ). Allerdings variieren die Dotterkugeldurchmesser der einzelnen Tiere mit einer Standardabweichung von 8 mm beziehungsweise 10 mm stärker, als die, von Tieren in früheren Phasen der Legeperiode. Bei brütenden Enten sind die dominierenden Dotterkugeln sowohl am Anfang der Brutperiode mit  $5 \pm 1$  mm als auch am Ende der Brutperiode mit  $3 \pm 2$  mm signifikant kleiner als die legenden Tiere ( $p > 0,001$ ). Die Kaliber dieser Dotterkugeln sind nicht signifikant von denen noch nicht legenden Tiere zu unterscheiden ( $p = 1$ ).

## 4 Ergebnisse

**Tabelle 4-7:** Durchmesser der dominierenden Dotterkugel von weiblichen Warzenenten (n = 35) während ihrer Zyklusphasen, deren Mittelwerte und Standardabweichungen

Enten-Nr.	Zyklusphase	Einzelwerte (mm)	Arith. Mittelwerte (mm)	Standardabweichung
33	infantil	0,1	0,1	0
35		0,1		
40		0,1		
5	juvenil	1	11	15
26		4		
14		29		
28	1. Ei gelegt	39	40	1
2		40		
3		41		
27	2. Ei gelegt	44	43	1
36		42		
21		43		
34	4. Ei gelegt	42	43	1
25		42		
13		44		
22	6. Ei gelegt	46	47	1
17		47		
7		48		
6	10. Ei gelegt	36	39	3
24		39		
32		42		
39	15. Ei gelegt	37	41	8
8		32		
12		46		
19		50		
20	20. Ei gelegt	24	36	10
16		44		
9		39		
37	5 Tage brütend	5	5	1
1		4		
30		4		
15		6		
11	35 Tage brütend	2	3	2
38		2		
29		6		



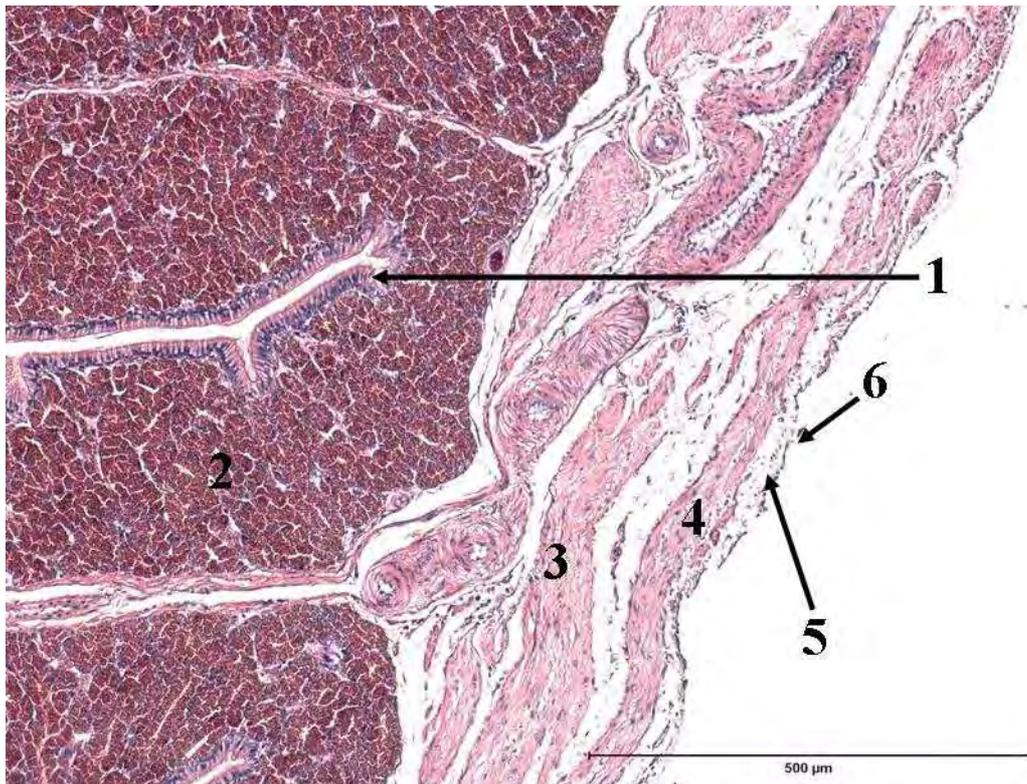
**Abbildung 4-13:** Durchmesser der dominierenden Dotterkugel von weiblichen Warzenenten (n = 35) in Abhängigkeit von ihrem Stand im Fortpflanzungszyklus

#### 4.5 Mikroskopische Befunde

Zur Erhebung der mikroskopischen Befunde wurden 1047 Querschnitte von 349 Lokalisationen in den Oviducten von 34 Warzenenten morphometrisch ausgewertet. Im Rahmen der Auswertung wurden 135 Schnitte dem Infundibulum, 435 Schnitte dem Magnum, 147 Schnitte dem Isthmus, 186 Schnitte dem Uterus und 144 Schnitte der Vagina zugeordnet. In jedem Schnitt wurde die mittlere, maximale und minimale Epithelhöhe bestimmt. Aus den beiden letzten Messwerten konnte der Höhenunterschied im gemessenen Epithelabschnitt errechnet werden. Zusätzlich wurde in jeder Lokalisation die Anzahl an Primärfalten je 1000  $\mu\text{m}$  ermittelt (siehe Anhang Tab. A-6).

##### 4.5.1 Oviduct

Die Wand des Oviductes von Warzenenten besteht aus drei Schichten. Eine luminale Tunica mucosa, eine Tunica muscularis und eine viszerale Tunica serosa (Abb. 4-14). Die Morphologie und Ausprägung der Schichten variiert, je nach Oviductabschnitt und Entwicklungsstand.



**Abbildung 4-14:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente im Bereich des Isthmus in HE-Färbung. Es ist die, aus der Lamina epithelialis mucosae (1) und der Lamina propria mucosae (2) bestehende Tunica mucosa, die Tunica muscularis mit ihrem Stratum circulare (3) und ihrem Stratum longitudinale (4) und die Tunica serosa mit ihrer Lamina propria serosae (5) und dem Epithelium serosae (6) dargestellt.

#### 4.5.1.1 Tunica mucosa

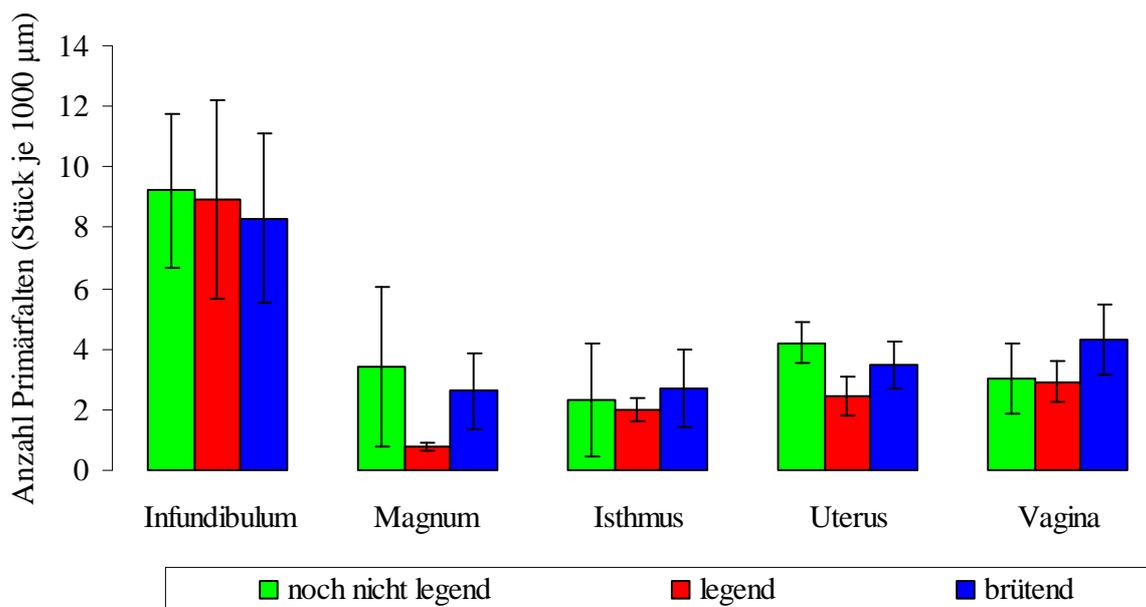
Die Tunica mucosa bildet das Innenrelief des Oviductes. An ihr lässt sich die epithelbildende Lamina epithelialis und darunterliegende bindegewebe- und drüsenhaltige Lamina propria unterscheiden (Abb. 4-14).

##### 4.5.1.1.1 Innenrelief

Die Tunica mucosa bringt Falten hervor, deren Gestalt für den jeweiligen Abschnitt des Oviductes typisch ist. Ihre Anzahl auf einer Distanz von 1000 µm quer zur Längsachse des Oviductes ist teilweise charakteristisch für einzelne Abschnitte des Eileiters oder Perioden im Fortpflanzungszyklus der Warzenenten (Tab. 4-8, Abb. 4-15).

**Tabelle 4-8:** Mittelwerte und Standardabweichungen der Primärfaltenzahlen je 1000  $\mu\text{m}$  der einzelnen Oviductabschnitten von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ ) während ihrer Zyklusperioden

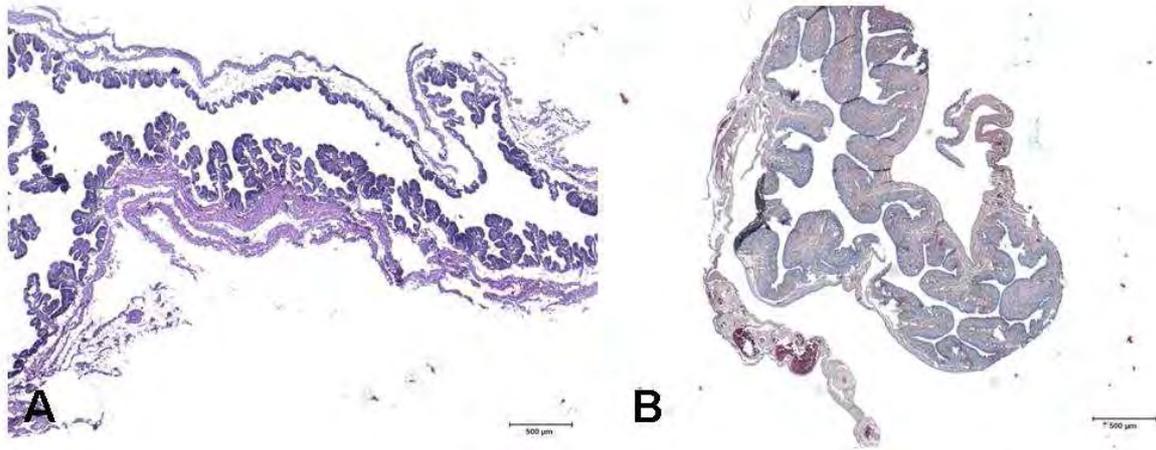
Zyklus- periode	Primärfaltenzahl der Oviductabschnitte (Stück je 1000 $\mu\text{m}$ )									
	Arith. Mittelwerte Infundibulum	Standardabweichung Infundibulum	Arith. Mittelwert Magnum	Standardabweichung Magnum	Arith. Mittelwert Isthmus	Standardabweichung Isthmus	Arith. Mittelwert Uterus	Standardabweichung Uterus	Arith. Mittelwert Vagina	Standardabweichung Vagina
noch nicht legend (A)	9,23	2,55	3,39	2,62	2,34	1,86	4,20	0,69	3,03	1,15
legend (B)	8,90	3,27	0,75	0,13	1,98	0,39	2,42	0,65	2,91	0,68
brütend (C)	8,29	2,79	2,61	1,25	2,68	1,29	3,48	0,77	4,32	1,16
signifikante Differenzen zwischen den Zyklusperioden			A : B ( $p < 0,001$ ) B : C ( $p = 0,002$ )				A : B ( $p < 0,001$ ) B : C ( $p = 0,004$ )		B : C ( $p = 0,04$ )	



**Abbildung 4-15:** Primärfaltenzahlen je 1000 µm der einzelnen Oviductabschnitte von weiblichen Warzenenten (n = 34) in Abhängigkeit von ihrer Fortpflanzungszyklusperiode

#### 4.5.1.1.1 Infundibulum

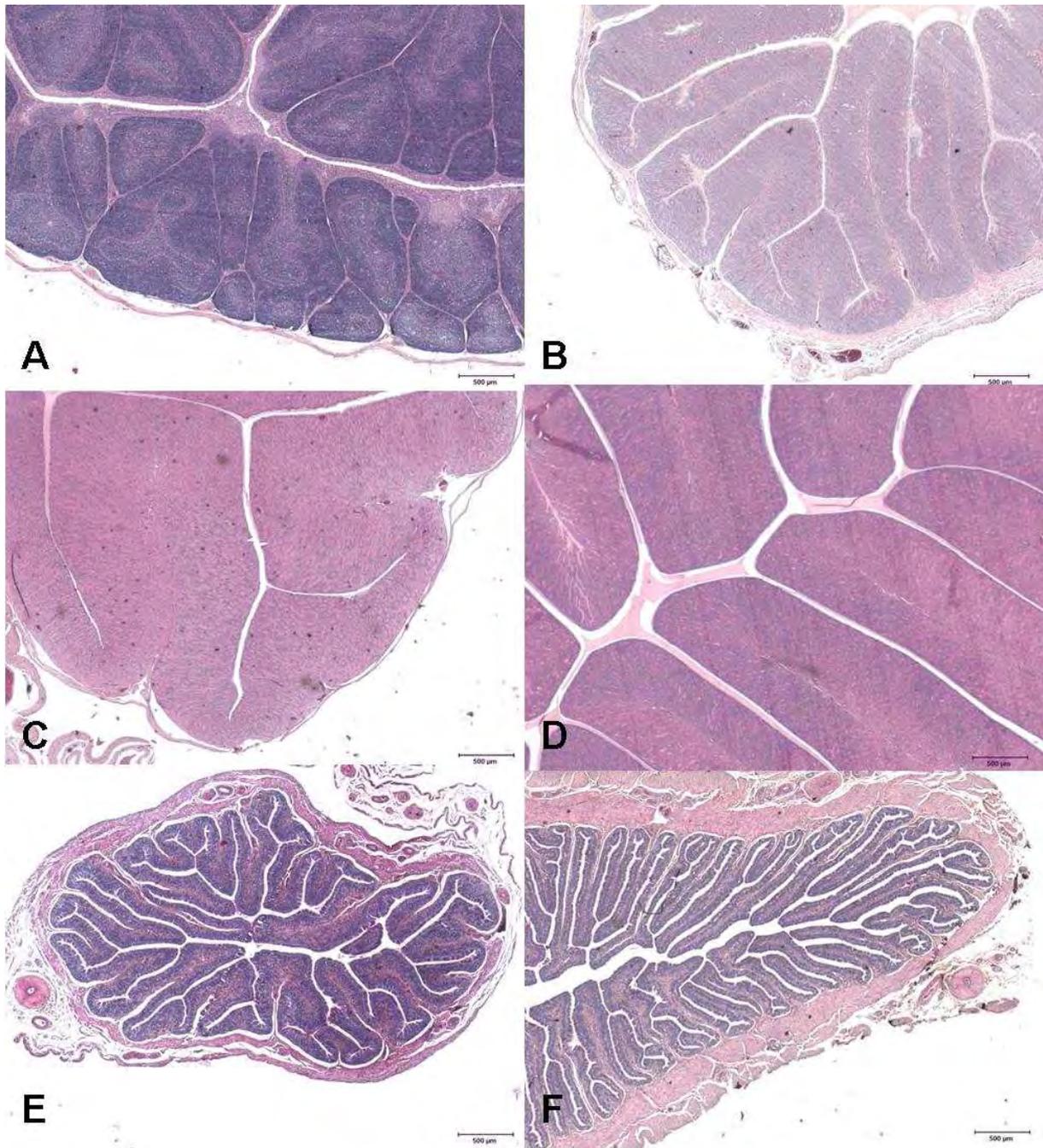
Die Mucosafalten des Infundibulums sind Längsfalten. Sie sind sehr klein und schmal und weisen oft Sekundärfalten auf. Im weiteren Verlauf des Infundibulums werden die Primärfalten länger und breiter, verjüngen sich zu ihrer Spitze hin und zeigen teilweise Tertiärfalten (Abb. 4-16 A). Kurz vor dem Übergang in das Magnum verliert sich die Sekundär- und Tertiärfaltelung, die Primärfalten werden breiter und teilweise im Querschnitt T-förmig (Abb. 4-16 B). Das Infundibulum war bei allen, in die Messung einbezogenen Enten der Abschnitt im Oviduct, der mit durchschnittlich  $8,81 \pm 3,02$  signifikant mehr Primärfalten auf einer Strecke von 1000 µm aufwies, als alle anderen Abschnitte des Oviductes ( $p < 0,001$ ). Noch nicht legende Warzenenten verfügen über  $9,21 \pm 2,55$  auf einem Abschnitt von 1000 µm. Bei legenden Tieren sind es  $8,90 \pm 3,27$  und bei den Brütenden  $8,29 \pm 2,79$  Primärfalten je 1000 µm (Tab. 4-8, Abb. 4-15). Es zeigen sich somit keine signifikanten Unterschieden zwischen den Tieren der jeweiligen Perioden des Fortpflanzungszyklus (jeweils  $p = 1$ ).



**Abbildung 4-16:** histologische Querschnitte durch das Oviduct einer legenden Warzenente im Bereich des ovarialen (A) und abovarialen (B) Infundibulums in HE-Färbung.

#### 4.5.1.1.1.2 Magnum

Im Magnum von Warzenenten sind mit durchschnittlich  $1,55 \pm 1,54$  Primärfalten je  $1000 \mu\text{m}$  signifikant weniger Mucosafalten zu finden als im Infundibulum ( $p < 0,001$ ). Die Primärfalten sind bei infantilen Tieren im Querschnitt breit und nahezu quadratisch. Die meisten Mucosafalten verlaufen parallel zur Längsachse des Oviductes. Einige Schleimhautfalten sind nahezu zirkulär verlaufend (Abb. 4-17 A). Bei juvenilen Enten sind alle Schleimhautduplikaturen Längsfalten. Sie erscheinen länger, sind gleichmäßig breit oder werden luminal breiter (Abb. 4-17 B). Bei legenden Tieren sind die Mucosafalten breit, stumpf und lang und zeigen keine Sekundär- oder Tertiärfalten. Sie sind meist von ihrer Basis zu ihrer Spitze gleichbreit oder verbreitern sich luminal noch. Sie füllen das Lumen des Oviductes nahezu vollständig aus (Abb. 4-17 B, C). In der Brutperiode wirken die Primärfalten schmäler, aber sehr lang und zeigen teilweise Inzisuren und Sekundärfalten (Abb. 4-17 D, E). Im Vergleich der Perioden des Fortpflanzungszyklus (Tab. 4-8; Abb. 4-15) zeigte sich, dass noch nicht legende Enten mit  $3,39 \pm 2,62$  Falten signifikant mehr Primärfalten je  $1000 \mu\text{m}$  im Magnum aufweisen als legende Tiere mit  $0,75 \pm 0,13$  Primärfalten ( $p < 0,001$ ). Dies sind ebenfalls signifikant weniger Primärfalten als im Magnum brütender Tiere, mit  $2,61 \pm 1,26$  Primärfalten je  $1000 \mu\text{m}$  vorhanden sind ( $p = 0,002$ ).

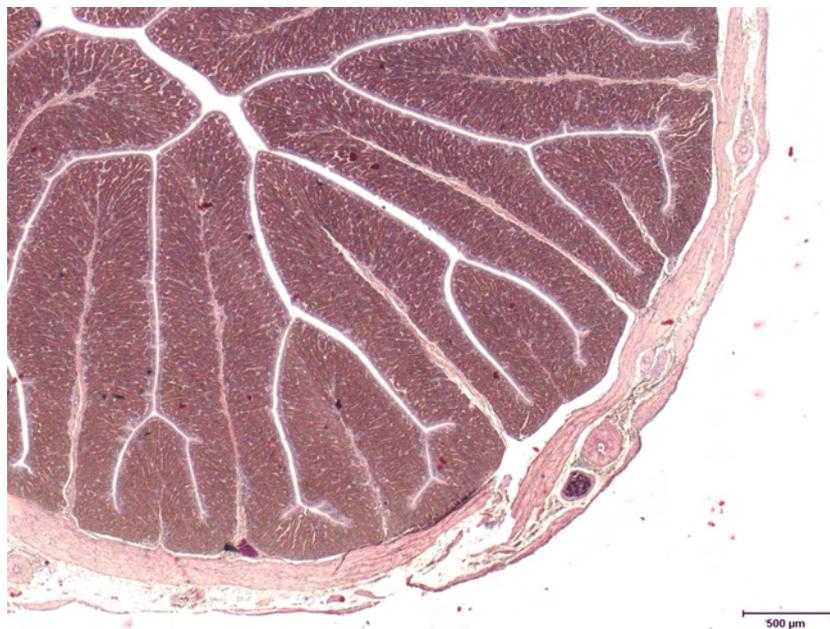


**Abbildung 4-17:** Histologische Querschnitte durch das Oviduct im Bereich des Magnums einer infantilen (A) und einer juvenilen (B) Warzenente, einer legenden Warzenente nach Legen des 2. Eies (C) und nach Legen des 20. Eies (D), einer fünf Tage brütenden (E) und einer 35 Tage brütenden Warzenente (F) in HE-Färbung.

#### 4.5.1.1.1.3 Isthmus

Die Mucosafalten des Isthmus sind Längsfalten, die das Lumen fast vollständig ausfüllen. Im Querschnitt finden sich durchschnittlich  $2,16 \pm 0,84$  Primärfalten auf einer Strecke von 1000

$\mu\text{m}$ . Der Isthmus unterscheidet sich damit in seiner Primärfaltenzahl nicht signifikant vom Magnum ( $p = 1$ ). Im Querschnitt wechseln sich immer eine lange, weit in das Lumen reichende und eine deutlich kürzere Schleimhautfalte ab. Sie sind schlanker als im Magnum und spitz zulaufend. Vor allem bei legenden Tieren fällt eine Einziehung im Mittelteil der Falten auf, die ihnen im Querschnitt ein lanzenspitzenartiges Aussehen verleiht (Abb. 4-18). Zwischen den Fortpflanzungszyklusperioden (Tab. 4-8; Abb. 4-15) gibt es mit  $2,34 \pm 1,87$  Primärfalten bei den noch nicht legenden Enten,  $1,99 \pm 0,39$  bei den legenden Tieren und  $2,68 \pm 1,29$  Primärfalten je  $1000 \mu\text{m}$  bei den brütenden Weibchen keine signifikanten Unterschiede ( $p = 1$ ;  $p = 0,234$ ).

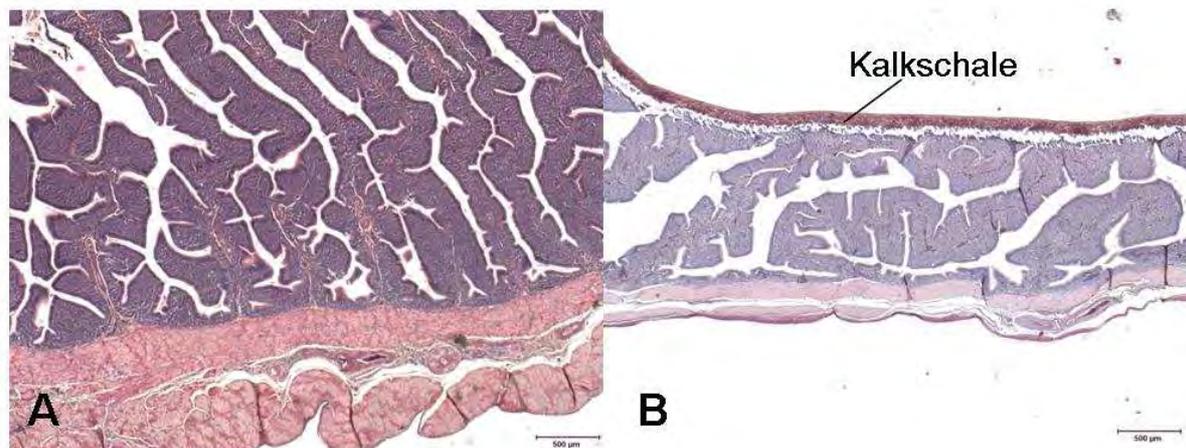


**Abbildung 4-18:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct im Bereich des Isthmus einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies in HE-Färbung.

#### 4.5.1.1.1.4 Uterus

Im Uterus zeigen sich durchschnittlich  $2,88 \pm 0,94$  Primärfalten auf einer Distanz von  $1000 \mu\text{m}$  und somit nicht signifikant mehr Falten als im Isthmus ( $p = 0,956$ ). Das Innenrelief des Uterus ist durch längs verlaufende Mucosafalten geprägt. Sie sind sehr schlank, lang und zeigen zahlreiche Inzisuren und Sekundärfalten. Sie ragen weit in das Lumen des Uterus (Abb. 4-19 A). Während der Eipassage wird der Uterus stark gedehnt, die Schleimhautfalten werden durch das passierende Ei abgknickt und gegen die gestreckte Tunica muscularis gedrückt (Abb. 4-19 B). Betrachtet man die Primärfaltenzahlen je  $1000 \mu\text{m}$  in Abhängigkeit von der Legeperiode (Tab. 4-8; Abb. 4-15), so zeigt sich, dass die noch nicht legenden Tiere

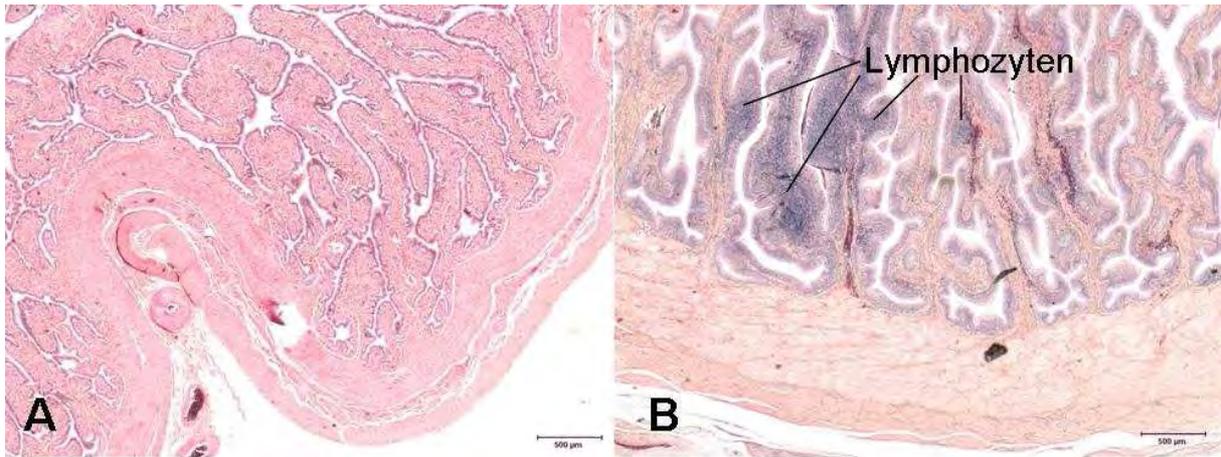
mit durchschnittlich  $4,20 \pm 0,69$  signifikant mehr Primärfalten besitzen als legende Enten ( $p < 0,001$ ). Warzenenten in ihrer Legeperiode haben durchschnittlich  $1,99 \pm 3,48$  Primärfalten auf einer Strecke von  $1000 \mu\text{m}$ . Beim Eintritt in die Brutperiode steigt diese Primärfaltenzahl signifikant auf durchschnittlich  $2,68 \pm 3,48$  je  $1000 \mu\text{m}$  ( $p = 0,004$ ).



**Abbildung 4-19:** Histologische Querschnitte durch das Oviduct im Bereich des Uterus einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies (A) und einer legenden Warzenente nach Legen des 10. Eies (B) in HE-Färbung. Abb. 4-19 B zeigt den Uterus während der Eipassage. Es ist, die im Uterus sezernierte Kalkschale sichtbar, die restlichen Eibestandteile wurden während der Präparation entfernt.

#### 4.5.1.1.1.5 Vagina

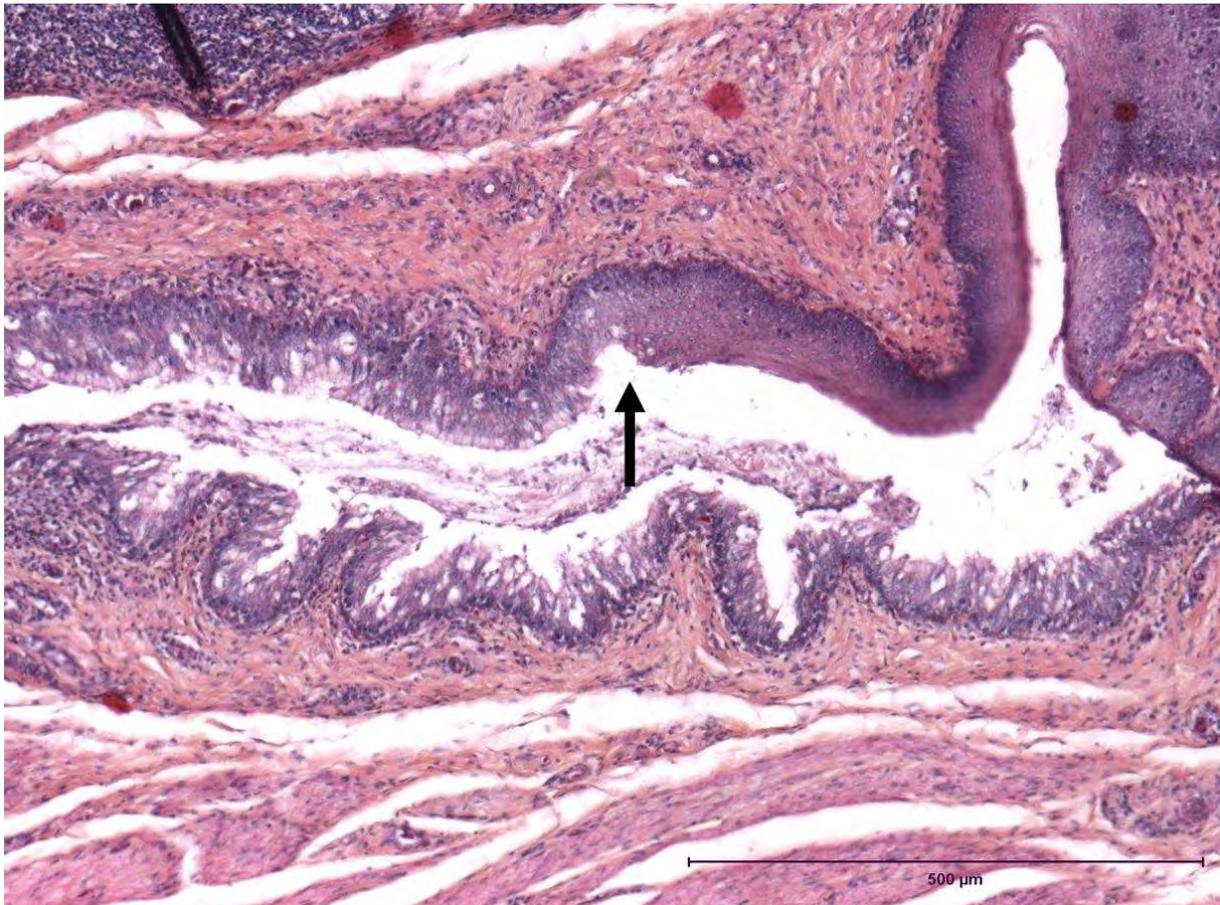
Im kaudalsten Abschnitt des Oviductes, der Vagina, finden sich auf einer Entfernung von  $1000 \mu\text{m}$  durchschnittlich  $3,18 \pm 1,00$  leicht geschlängelte längsverlaufende primäre Mucosafalten. Dies ist keine signifikante Steigerung der Faltenzahl im Vergleich zum Uterus ( $p = 1$ ). Die Primärfalten sind sehr lang, schlank, verjüngen sich luminal kaum und erscheinen durch ihre starke Sekundärfältelung gefiedert (Abb. 4-20 A, B). In kloakaler Richtung werden die Schleimhautfalten länger und zeigen vermehrt lymphatische Einlagerungen in ihrer Lamina propria (4-20 B). Kurz vor dem Übergang in die Kloake flachen die Mucosafalten stark ab und verlaufen teilweise zirkulär. Tiere, die noch nicht mit dem Legen begonnen haben besitzen mit  $3,02 \pm 1,15$  ähnlich viele Primärfalten je  $1000 \mu\text{m}$  wie legende Enten mit  $2,91 \pm 0,68$  Falten ( $p = 1$ ). In der Brutperiode steigt die Primärfaltenzahl der Warzenenten signifikant auf  $4,31 \pm 1,16$  je  $1000 \mu\text{m}$  ( $p = 0,004$ ).



**Abbildung 4-20:** Uterusnaher (A) und kloakennaher (B) histologischer Querschnitt durch das Oviduct im Bereich der Vagina einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies in HE-Färbung.

#### 4.5.1.1.2 Lamina epithelialis mucosae

Die Lamina epithelialis mucosae kleidet das gesamte Oviduct von der Pars libra des Infundibulums bis zu Kloake aus. Im Bereich des Urodeums der Kloake geht sie abrupt in das verhornte Plattenepithel der Kloake über (Abb. 4-21).

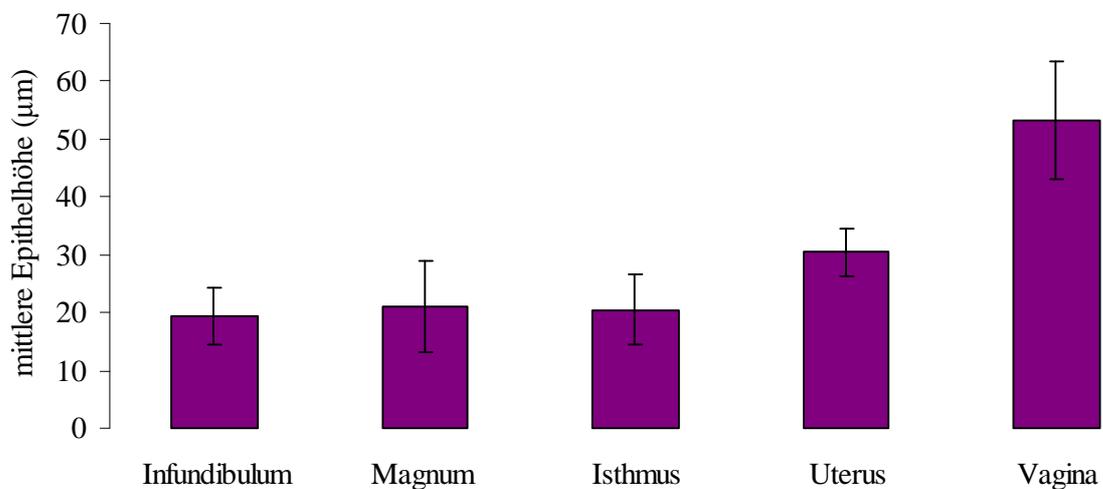


**Abbildung 4-21:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct im Bereich des Urodeums einer legenden Warzenente nach Legen des 15. Eies in HE-Färbung. Der Pfeil markiert den Übergang vom Epithel des Oviductes (rechts des Pfeiles) zum Epithel der Kloake (links des Pfeiles).

Das Epithel setzt sich aus kinozilientragenden Zellen, sekretorischen Becherzellen und teilweise aus Basalzellen zusammen. Die Art des Epithels, seine mittlere Höhe und die Variabilität seiner Höhe verändern sich teilweise in Abhängigkeit von der Lokalisation im Oviduct und dem Stand im Fortpflanzungszyklus (Tab. 4-9 bis 4-11, Abb. 4-22 bis 4-24).

**Tabelle 4-9:** Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren Epithelhöhen ( $\mu\text{m}$ ) der einzelnen Oviductabschnitten von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ )

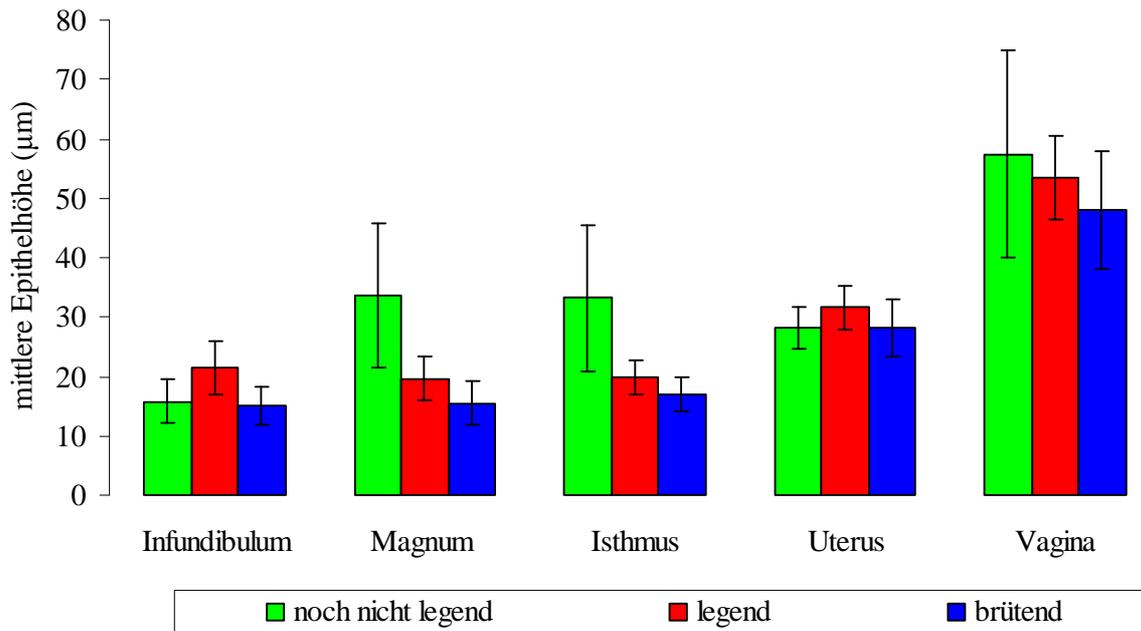
Oviductabschnitt	mittlere Epithelhöhe ( $\mu\text{m}$ )	
	Arith. Mittelwert	Standardabweichung
Infundibulum (A)	19,29	4,93
Magnum (B)	20,90	7,91
Isthmus (C)	20,51	6,13
Uterus (D)	30,46	4,16
Vagina (E)	53,16	10,12
<b>signifikante Differenzen zwischen den Zyklusperioden</b>	C : D ( $p < 0,001$ ) D : E ( $p < 0,001$ )	



**Abbildung 4-22:** Mittlere Epithelhöhe ( $\mu\text{m}$ ) der einzelnen Oviductabschnitte von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ )

**Tabelle 4-10:** Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren Epithelhöhen ( $\mu\text{m}$ ) der einzelnen Oviductabschnitten von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ ) während ihrer Zyklusperioden

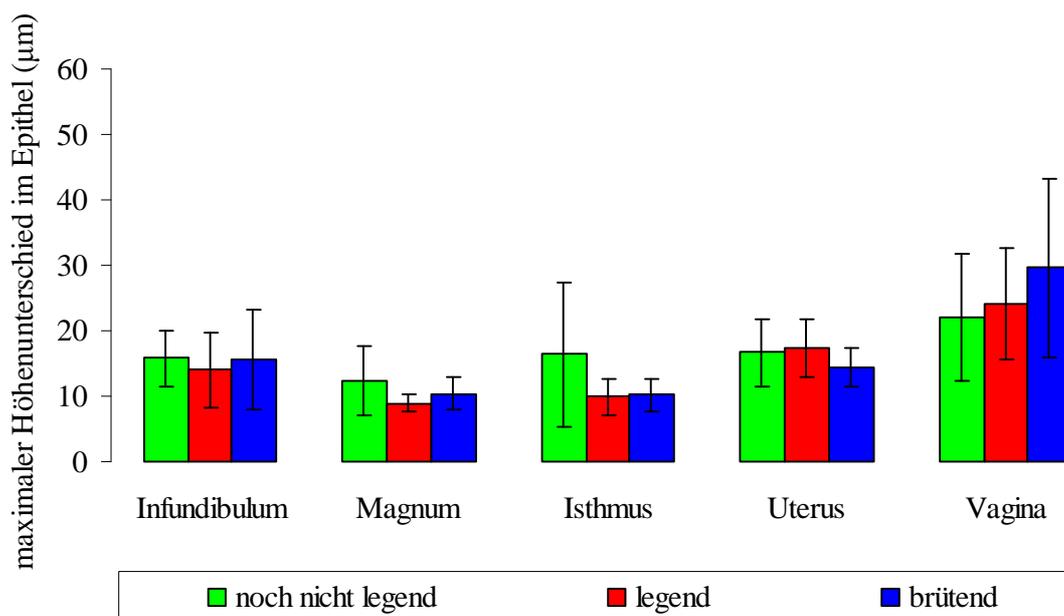
Zyklus- periode	mittlere Epithelhöhe der Oviductabschnitte( $\mu\text{m}$ )									
	Arith. Mittelwerte Infundibulum	Standardabweichung Infundibulum	Arith. Mittelwert Magnum	Standardabweichung Magnum	Arith. Mittelwert Isthmus	Standardabweichung Isthmus	Arith. Mittelwert Uterus	Standardabweichung Uterus	Arith. Mittelwert Vagina	Standardabweichung Vagina
noch nicht legend (A)	15,78	3,73	33,58	12,24	33,25	12,35	28,25	3,57	57,41	17,34
legend (B)	21,33	4,44	19,67	3,80	19,71	2,87	31,62	3,71	53,38	7,13
brütend (C)	15,16	3,17	15,52	3,61	16,94	2,96	28,24	4,83	48,11	9,97
signifikante Differenzen zwischen den Zyklusperioden	B : C ( $p = 0,006$ )		A : B ( $p < 0,001$ )		A : B ( $p < 0,001$ )					



**Abbildung 4-23:** Mittlere Epithelhöhe ( $\mu\text{m}$ ) der einzelnen Oviductabschnitte von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ ) in Abhängigkeit von ihrer Fortpflanzungszyklusperiode

**Tabelle 4-11** Mittelwerte und Standardabweichungen des maximalen Höhenunterschiedes im Epithel ( $\mu\text{m}$ ) der einzelnen Oviductabschnitten von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ ) während ihrer Zyklusperioden

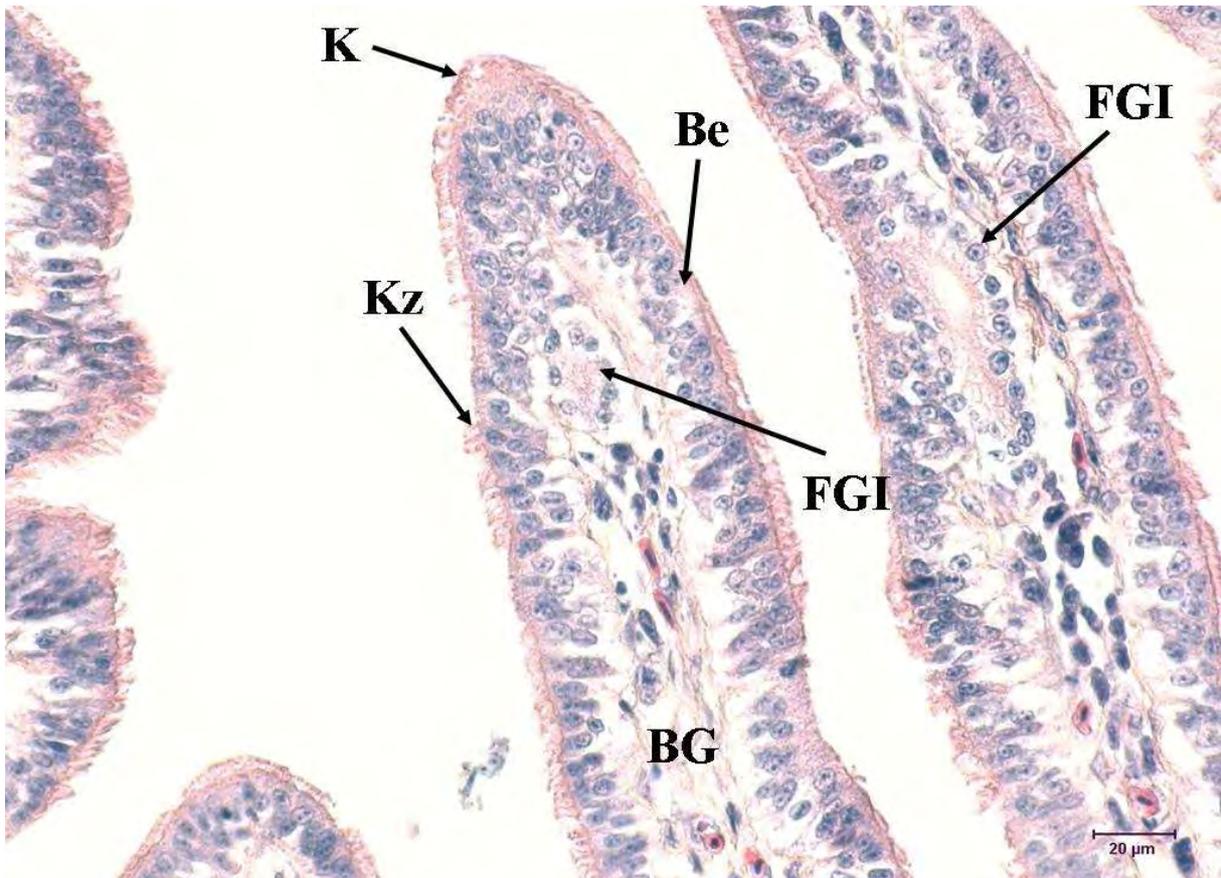
maximaler Höhenunterschied im Epithel der Oviductabschnitte ( $\mu\text{m}$ )										
Zyklus- periode	Arith. Mittelwerte Infundibulum	Standardabweichung Infundibulum	Arith. Mittelwert Magnum	Standardabweichung Magnum	Arith. Mittelwert Isthmus	Standardabweichung Isthmus	Arith. Mittelwert Uterus	Standardabweichung Uterus	Arith. Mittelwert Vagina	Standardabweichung Vagina
noch nicht legend (A)	15,76	4,18	12,24	5,31	16,35	11,11	16,73	5,15	22,10	9,67
legend (B)	14,01	5,84	8,90	1,34	9,91	2,82	17,34	4,28	24,16	8,53
brütend (C)	15,64	7,72	10,43	2,45	10,17	2,59	14,43	2,93	29,58	13,67
signifikante Differenzen zwischen den Zyklusperioden			A : B ( $p = 0,034$ )		A : B ( $p = 0,046$ )					



**Abbildung 4-24:** Maximaler Höhenunterschied im Epithel ( $\mu\text{m}$ ) der einzelnen Oviductabschnitte von weiblichen Warzenenten ( $n = 34$ ) in Abhängigkeit von ihrer Fortpflanzungszyklusperiode

#### 4.5.1.1.2.1 Infundibulum

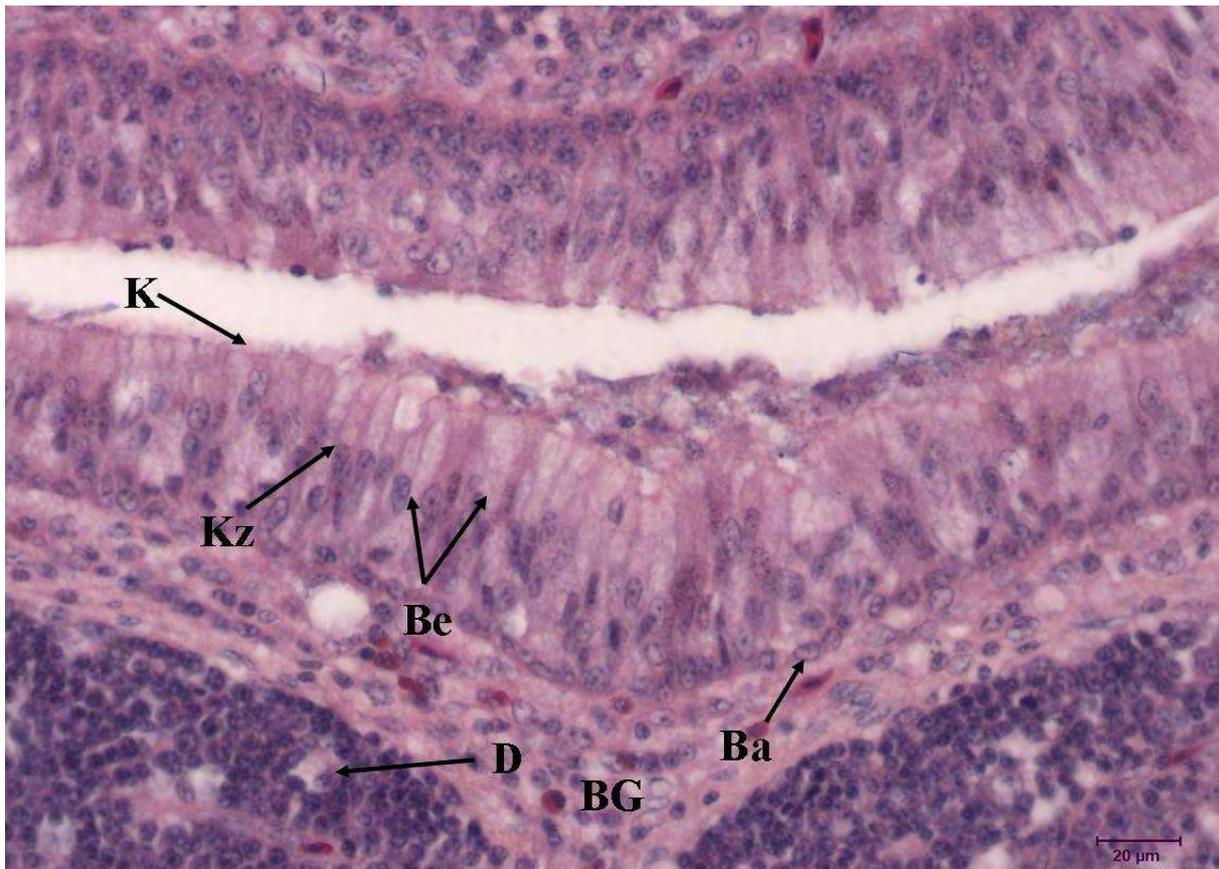
Die Lamina epithelialis besteht im Infundibulum aus einem einschichtig- bis mehrreihigen iso- bis hochprismatischen Epithel. Die Epithelzellen sind größtenteils kinozilientragend mit zentralständigen Zellkernen, vereinzelt sind Becherzellen eingelagert (Abb. 4-25). Das Epithel ist bei noch nicht legenden Enten mit durchschnittlich  $15,78 \pm 3,73 \mu\text{m}$  um durchschnittlich  $5,56 \mu\text{m}$  flacher als das legender Tiere mit  $21,33 \pm 4,44 \mu\text{m}$  ( $p = 0,06$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Die mittlere Epithelhöhe vermindert sich beim Eintritt in die Brutperiode signifikant auf durchschnittlich  $15,16 \pm 3,17 \mu\text{m}$  ( $p = 0,006$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Die Tiere der einzelnen Fortpflanzungszyklusperioden variieren in ihrer Epithelhöhe im Infundibulum nahezu gleich stark, denn der maximale Höhenunterschied im Epithel, als Maß für die Variabilität des Epithels, ändert sich zwischen den noch nicht legenden ( $15,76 \pm 4,18 \mu\text{m}$ ), den legenden ( $14,01 \pm 5,84 \mu\text{m}$ ) und den brütenden Enten ( $16,64 \pm 7,72 \mu\text{m}$ ) nicht signifikant ( $p = 1$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24).



**Abbildung 4-25:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 15. Eies im Bereich des Infundibulums in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen (Kz), Kinozilien (K), sowie das Bindegewebe (BG) der Lamina propria und Anschnitte von den Fossae glandulares infundibuli (FGI) sichtbar.

#### 4.5.1.1.2.2 Magnum

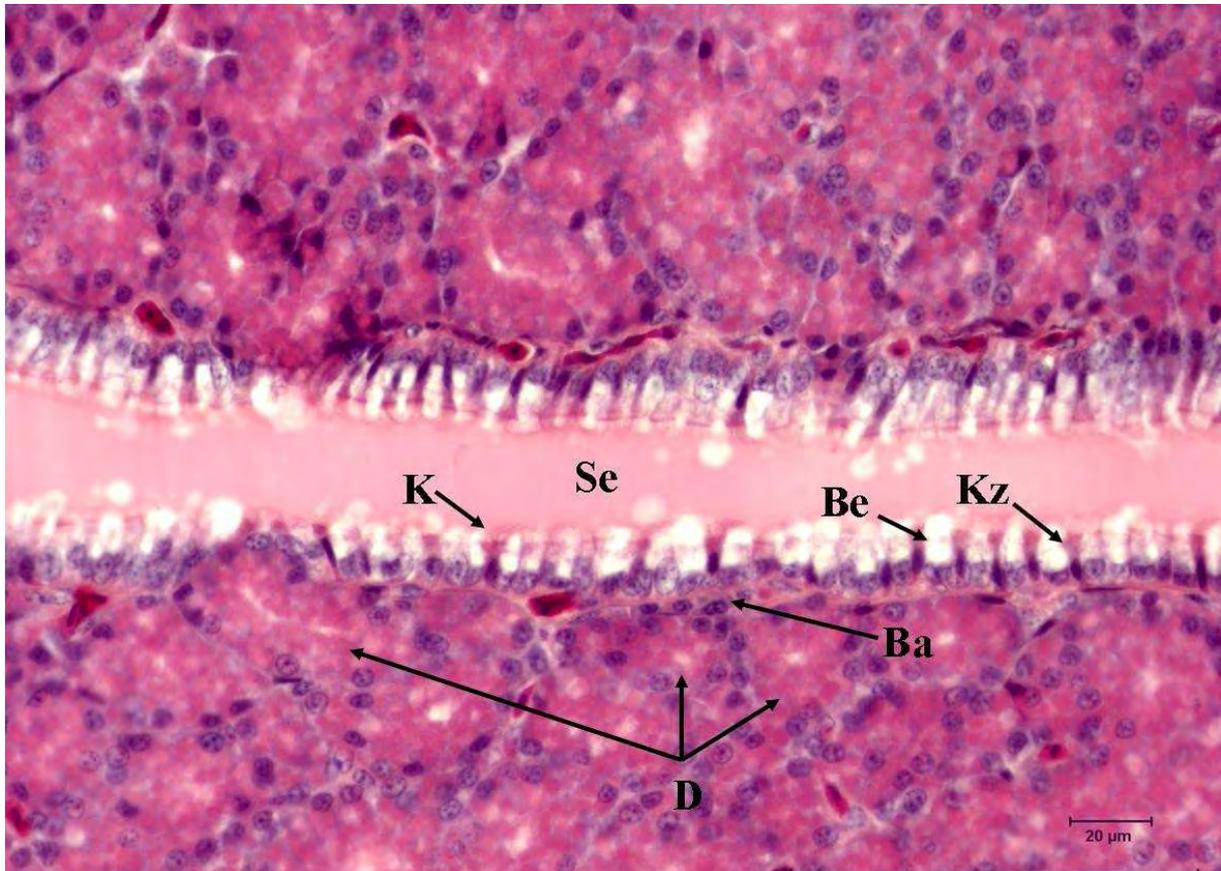
Das Epithel des Magnums ist im Gesamtdurchschnitt mit  $20,90 \pm 7,91 \mu\text{m}$  nicht deutlich dicker als Epithel des Infundibulums mit  $19,29 \pm 4,93 \mu\text{m}$  ( $p = 1$ , Tab. 4-9, Abb. 4-22). Es ist bei infantilen und juvenilen Enten mehrreihig hochprismatisch. Man findet eine Reihe Basalzellen und eine Reihe, welche zu annähernd gleichen Teilen aus kinozilientragenden Zellen und Becherzellen zusammensetzt, die sich regelmäßig abwechseln. Beide Zellarten wirken nahezu gleich breit. Die Becherzellen zeigen basalständige Kerne und einen eosinophilen Zellkörper. Die Zellen mit Kinozilien haben zentralständige Kerne. Unter dem Epithel ist bei noch nicht legenden Tieren eine prominente subepitheliale Bindegewebsschicht sichtbar (Abb. 4-26).



**Abbildung 4-26:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer infantilen Warzenente im Bereich des Magnums in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinzilientragenden Zellen (Kz), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten magnaler Propriadrüsen (D) und eine subepitheliale Bindegewebsschicht (BG) sichtbar.

Warzenenten, die noch nicht geschlechtsreif sind, weisen ein deutlich dickeres Epithel in ihrem Magnum auf, als geschlechtsreife Tiere. Es ist mit durchschnittlich  $33,58 \pm 12,24 \mu\text{m}$  signifikant höher als das der Legenden mit durchschnittlich  $19,71 \pm 3,75 \mu\text{m}$  ( $p < 0,001$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Das magnale Epithel ist bei Enten in der Legeperiode mehrreihig hochprismatisch. Durch die Verminderung der Epithelhöhe wirken einige Epithelabschnitte bei den Legenden nicht mehr hochprismatisch, sondern nahezu isoprismatisch. Auch der maximale Höhenunterschied innerhalb des Epithels ist bei noch nicht legenden Enten mit  $12,24 \pm 5,31 \mu\text{m}$  signifikant größer als im magnalen Epithel legender Tiere mit  $8,90 \pm 1,34 \mu\text{m}$  ( $p = 0,034$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Das Epithel in der Legeperiode wirkt gleichmäßiger. Die Schicht der Basalzellen ist nicht undeutlicher als die der noch nicht legenden. Die Verteilung von Becher- und kinzilientragenden Zellen entspricht bei den legenden Enten der

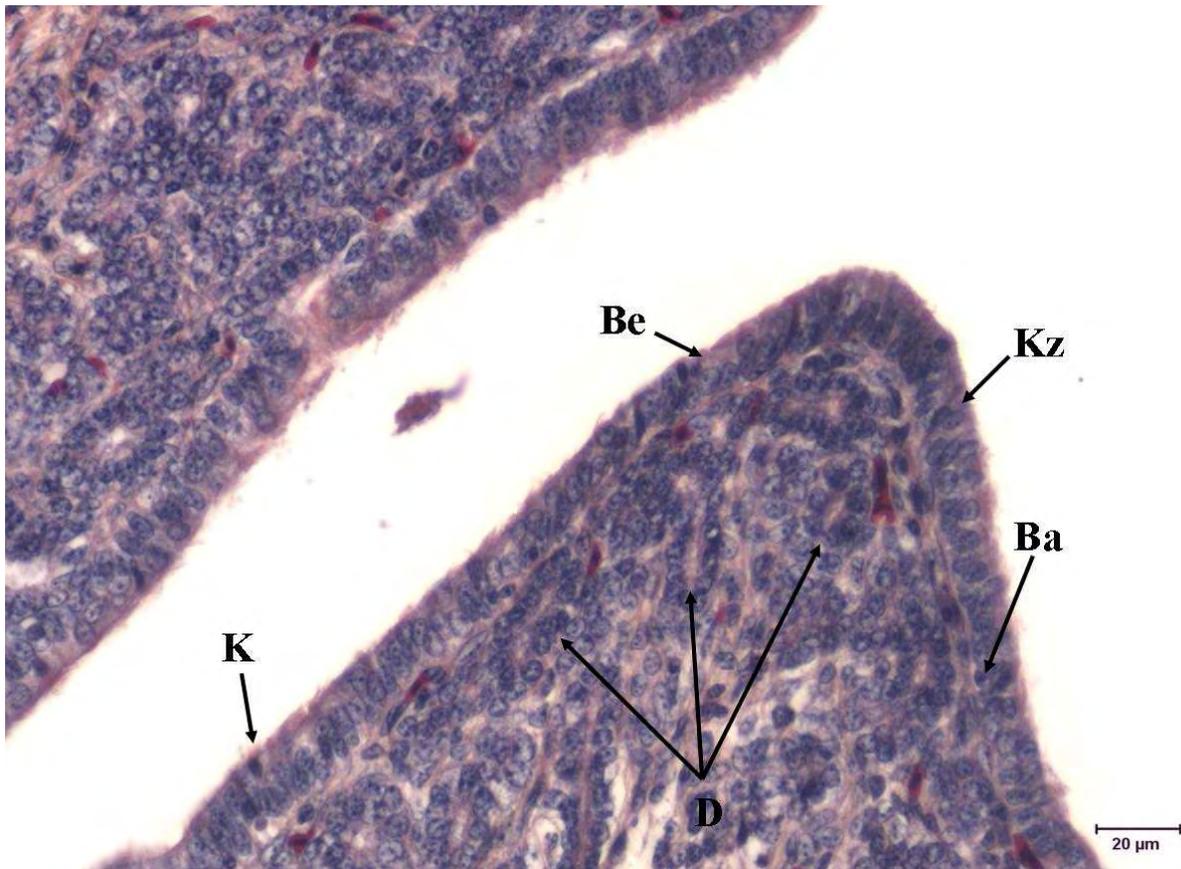
von noch nicht Legenden. Allerdings sind die sekretorisch aktiven Becherzellen deutlich breiter als die Kinozilientragenden. Sie wirken depletiert und weisen große basalständige Zellkerne auf. Die kinozilientragenden Zellen sind sehr schmal und haben zentralständige Zellkerne (Abb. 4-27)



**Abbildung 4-27:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 20. Eies im Bereich des Magnums in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen (Kz), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten magnaler Propriadrüsen (D) und ihr, im Lumen befindliches Sekret (Se).

Nach Brutbeginn sinkt die Epithelhöhe weiter auf durchschnittlich  $15,52 \pm 3,61 \mu\text{m}$ . Diese Verminderung stellt im Vergleich zu legenden Enten keine signifikante Änderung der Epithelhöhe dar ( $p = 0,505$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Die Höhenvarianz innerhalb des Epithels ändert sich nach Brutbeginn mit einem maximalen Höhenunterschied von  $10,34 \pm 2,45 \mu\text{m}$  nicht signifikant ( $p = 0,505$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Das Epithel der brütenden Tiere ist einschichtig bis mehrreihig und hochprismatisch und besteht größtenteils aus

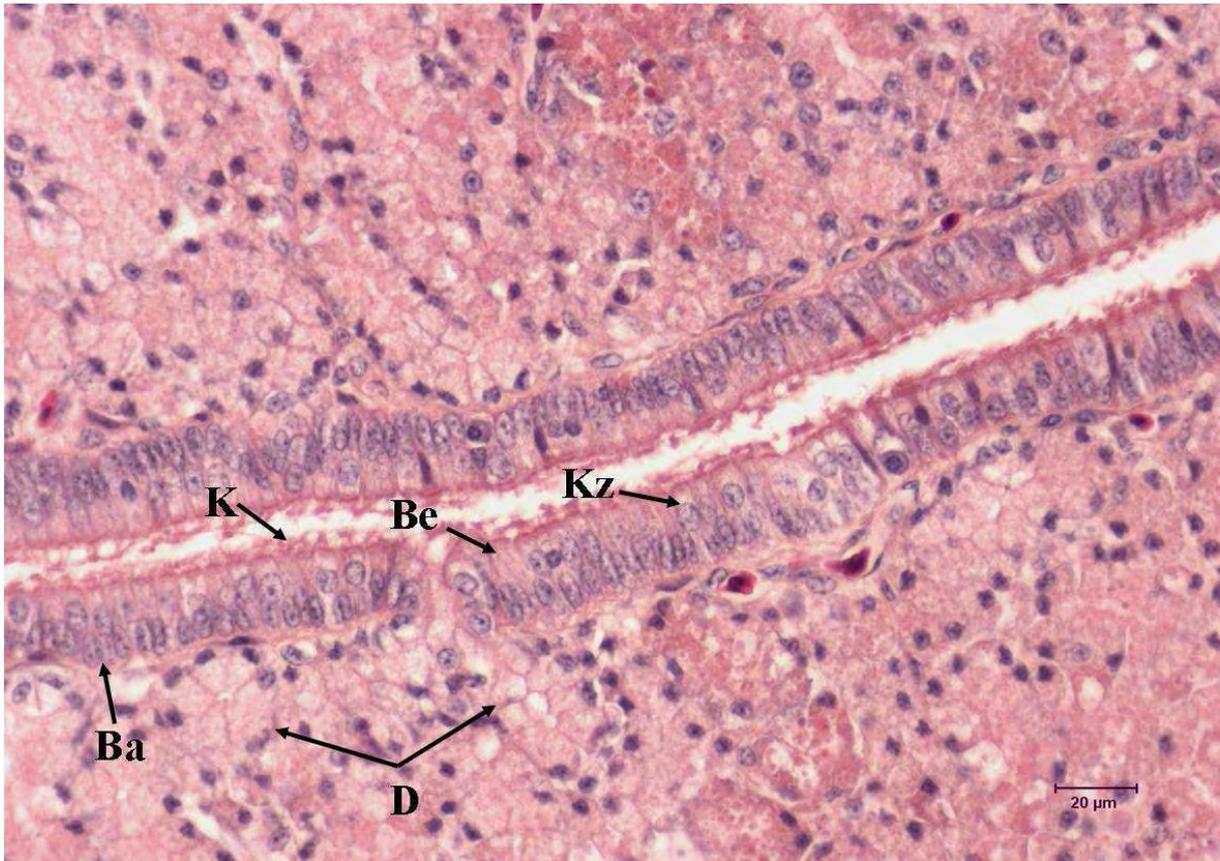
kinozilientragenden Zellen, zwischen denen vereinzelt Becherzellen eingelagert sind (Abb. 4-28).



**Abbildung 4-28:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer 35 Tage brütenden Warzenente im Bereich des Magnums in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen (Kz), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten magnaler Propriadrüsen (D) sichtbar.

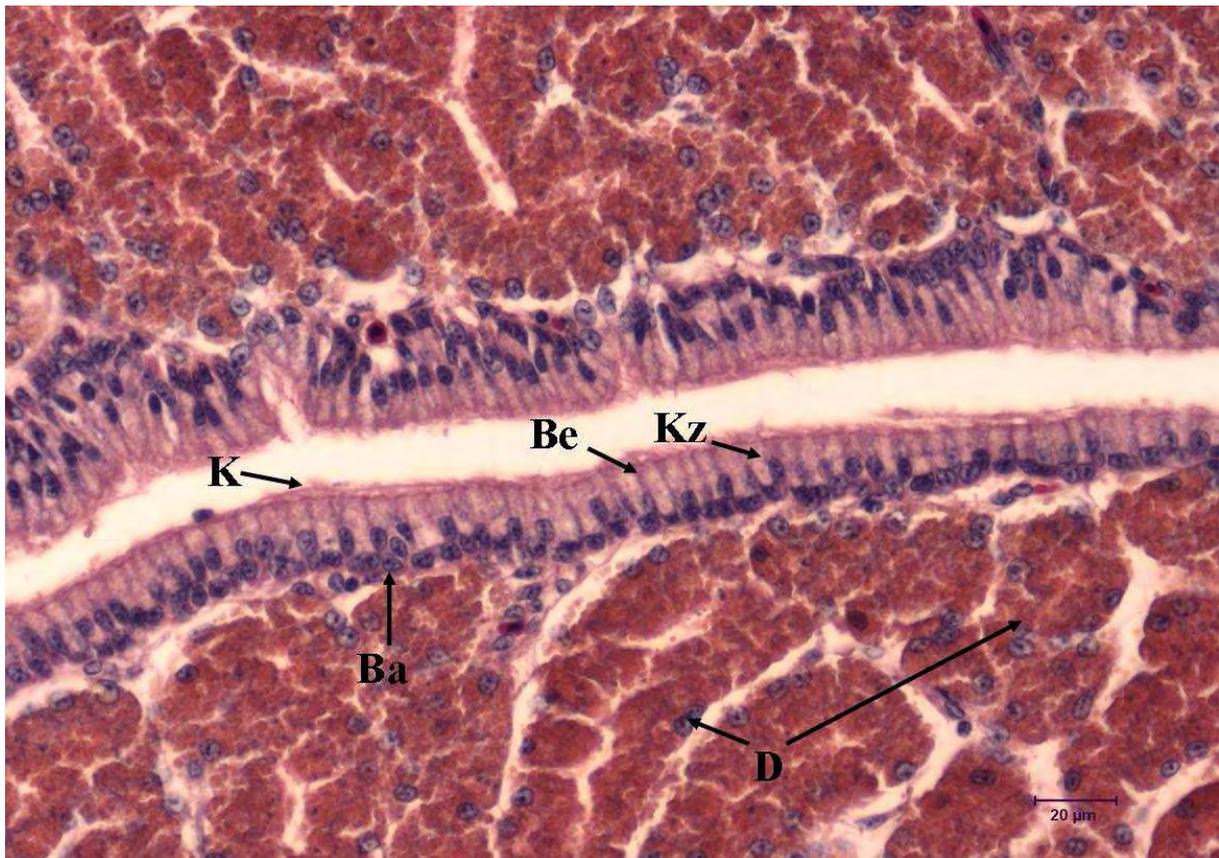
#### 4.5.1.1.2.3 Isthmus

Das Epithel im Isthmus von Warzenenten verändert sich in seiner Höhe gegenüber dem Magnum kaum. Es vermindert sich im Gesamtdurchschnitt nicht signifikant um  $0,39 \mu\text{m}$  auf  $20,51 \pm 6,13 \mu\text{m}$  ( $p = 1$ ; Tab. 4-9, Abb. 4-22). Das Epithel des Isthmus von Warzenenten ist mehrreihig hochprismatisch. Bei noch nicht legenden Enten besteht es aus Basalzellen und annähernd gleich vielen Becher- und kinozilientragenden Zellen. Die Becherzellen wirken etwas schmaler als die Kinozilientragenden. Die Anordnung der Zellkerne der beiden Zellarten entspricht der im Magnum (Abb. 4-29).



**Abbildung 4-29:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer juvenilen Warzenente im Bereich des Isthmus in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Becherzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen (Kz), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten von Propriadrüsen des Isthmus (D) sichtbar.

Die mittlere Epithelhöhe in dieser Periode des Fortpflanzungszyklus beträgt durchschnittlich  $33,25 \pm 12,35 \mu\text{m}$  und ist somit signifikant höher als bei legenden Enten, bei denen die mittlere Epithelhöhe durchschnittlich  $19,71 \pm 2,87 \mu\text{m}$  beträgt ( $p < 0,001$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Das Epithel der geschlechtsunreifen Tiere variiert mit einem maximalen epithelialen Höhenunterschied von  $16,35 \pm 11,11 \mu\text{m}$  signifikant stärker in seiner Höhe als das legender Tiere mit einem maximalen Höhenunterschied von  $9,91 \pm 2,82 \mu\text{m}$  ( $p = 0,046$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Das Epithel im Isthmus legender Warzenenten besteht aus Basalzellen, Becherzellen mit basalen Zellkernen und kinozilientragenden Zellen mit zentralständigen Zellkernen. Die Becherzellen wirken breiter als im Isthmus noch nicht legender Tiere (Abb. 4-30).

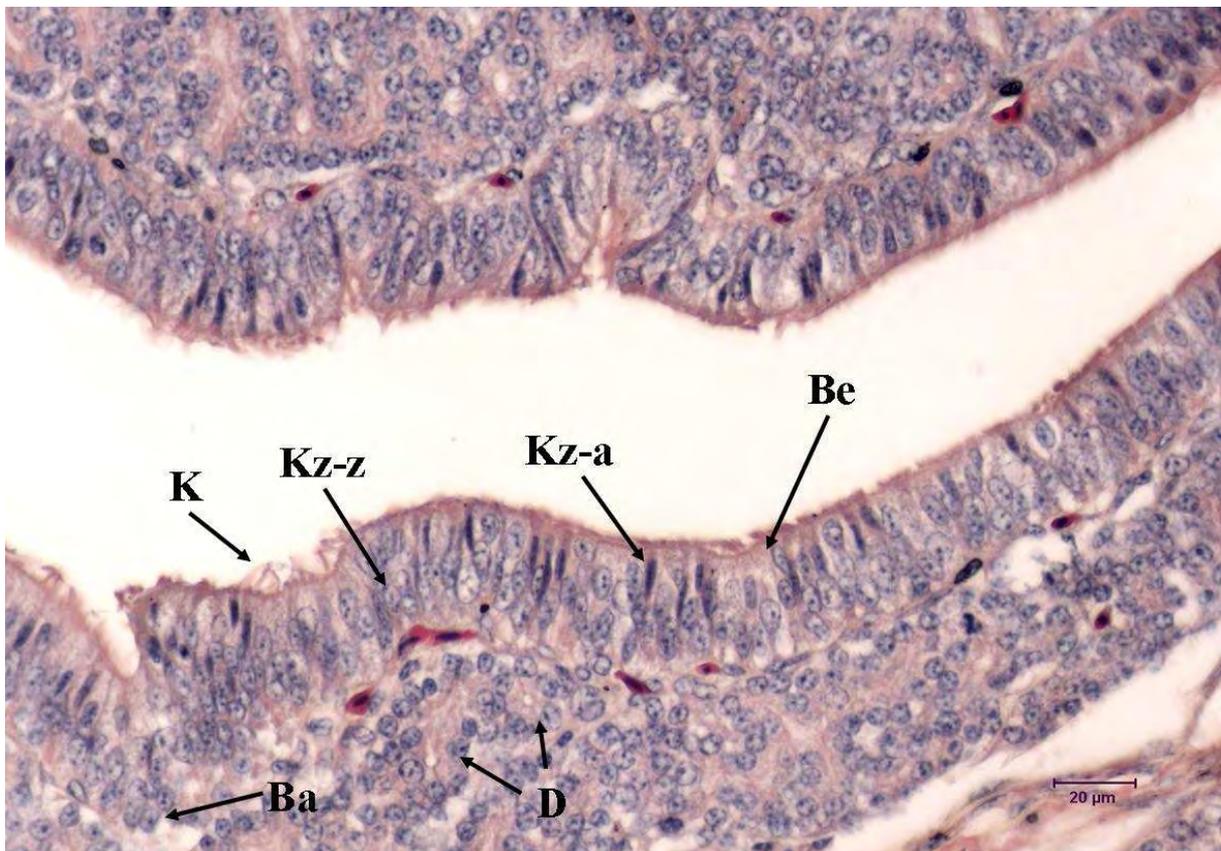


**Abbildung 4-30:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies im Bereich des Isthmus in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen (Kz), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten von Propriadrüsen des Isthmus (D) und Zellkerne mit Mitosefiguren (Mi) sichtbar.

Im Isthmus brütender Warzenenten liegt die mittlere Epithelhöhe bei durchschnittlich  $16,94 \pm 2,96 \mu\text{m}$  und ist somit nicht signifikant flacher als bei Tieren in ihrer Legeperiode ( $p = 0,543$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Es variiert, mit einem maximalen Höhenunterschied im Epithel von  $10,17 \pm 2,59 \mu\text{m}$ , nicht signifikant stärker in seiner Höhe als das Epithel legenden Enten ( $p = 1$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Das Lamina epithelialis unterscheidet sich morphologisch kaum von dem der Tiere in der Legeperiode. Lediglich die Becherzellen wirken schmaler und basophiler.

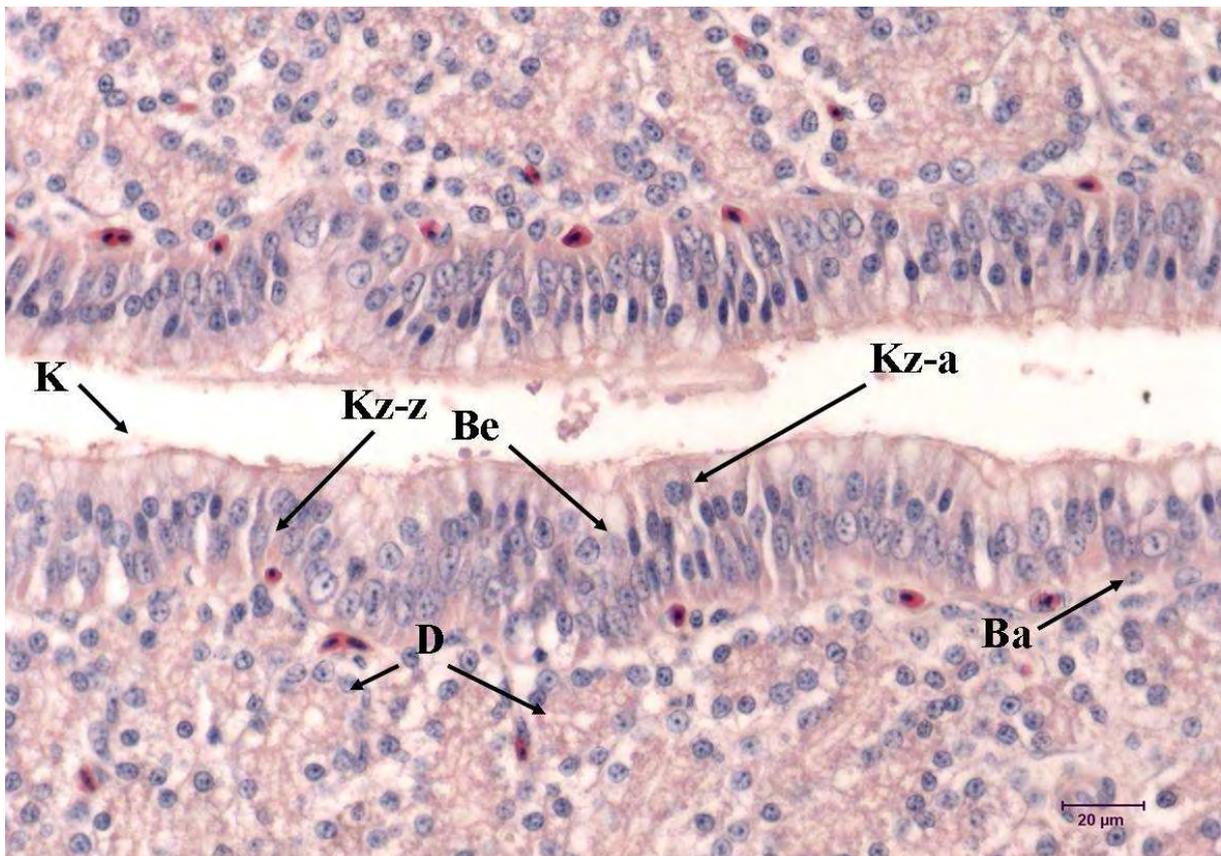
## 4.5.1.1.2.4 Uterus

Im Gesamtdurchschnitt kommt es bei Warzenenten zwischen Isthmus und Uterus zu einer signifikanten Steigerung der mittleren Epithelhöhe auf  $30,46 \pm 4,16 \mu\text{m}$  ( $p < 0,001$ ; Tab. 4-9, Abb. 4-22). Das Epithel ist bei juvenilen und infantilen Tieren mehrreihig hochprismatisch bestehend aus einer Schicht Basalzellen und einer Schicht Becherzellen und kinezilientragenden Zellen, wobei scheinbar weniger Becherzellen als Kinezilientragende vorhanden sind. Es treten zwei Arten kinezilientragender Zellen auf, eine mit apikalständigen und eine mit zentralständigem Zellkern (Abb. 4-31). Die mittlere Epithelhöhe der Enten dieser Periode des Fortpflanzungszyklus beträgt  $28,25 \pm 3,57 \mu\text{m}$  und unterscheidet sich kaum in seiner Dicke von den legenden Warzenenten, die eine mittlere Epithelhöhe von  $31,62 \pm 3,71 \mu\text{m}$  aufweisen ( $p = 0,387$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23).



**Abbildung 4-31:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer juvenilen Warzenente im Bereich des Uterus in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinezilientragenden Zellen mit apikal- (Kz-a) und zentralständigen Kernen (Kz-z), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten uteriner Propriadrüsen (D) sichtbar.

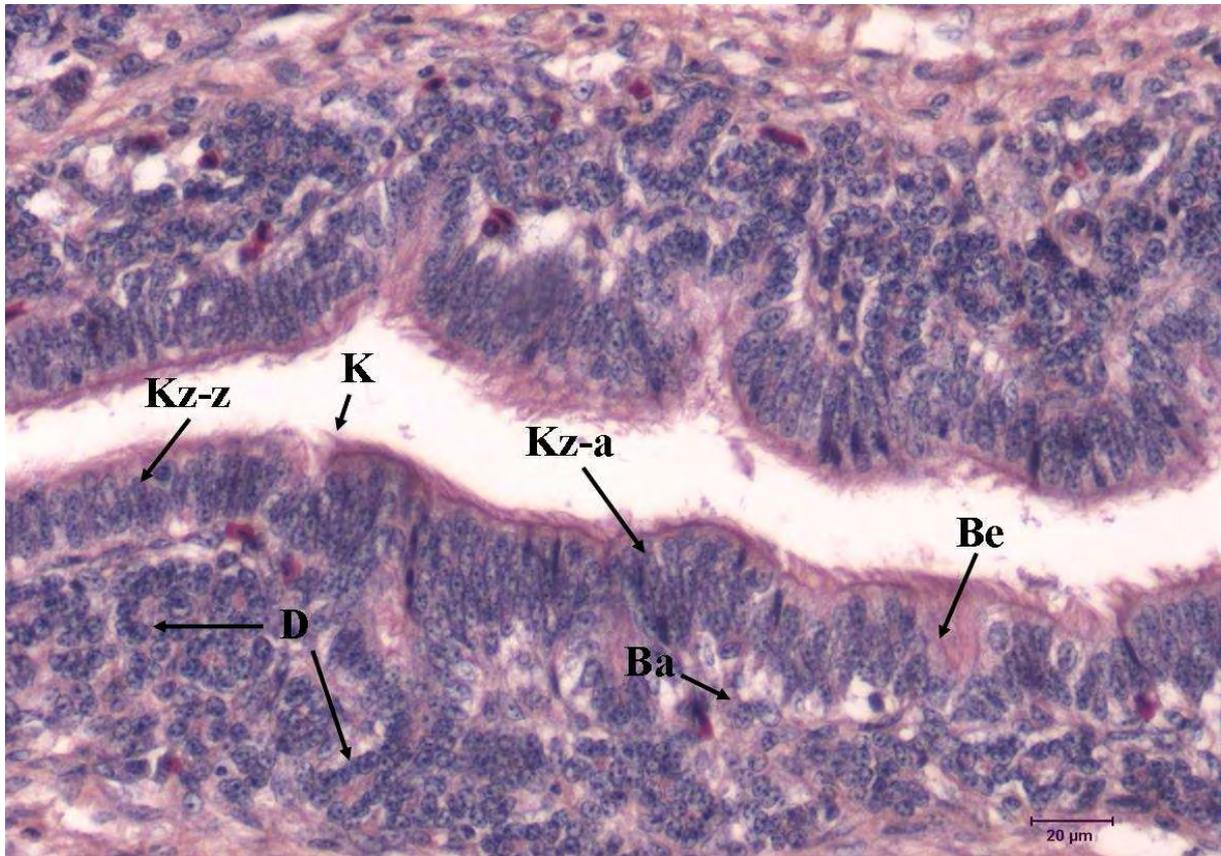
Auch in dem maximalen Höhenunterschied gibt es keine signifikanten Unterschiede zwischen noch nicht legenden Tieren mit  $16,73 \pm 5,15 \mu\text{m}$  und legenden Enten mit  $17,34 \pm 4,28 \mu\text{m}$  ( $p = 1$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Das Epithel der legenden Tiere entspricht in seinem Aufbau dem der geschlechtsunreifen Enten. Lediglich die Becherzellen wirken apikal aufgetrieben und depleteder (Abb. 4-32).



**Abbildung 4-32:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 4. Eies im Bereich des Uterus in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen mit apikal- (Kz-a) und zentralständigen Kernen (Kz-z), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten uteriner Propriadrüsen (D) sichtbar.

Bei brütenden Warzenenten nimmt die mittlere Epithelhöhe nicht signifikant um  $3,38 \mu\text{m}$  auf  $28,24 \pm 4,83 \mu\text{m}$  ab ( $p = 0,18$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Das Epithel ähnelt in seinem Aufbau dem der anderen Fortpflanzungszyklusperioden. Es sind allerdings nur noch wenige, deutlich schmalere Becherzellen sichtbar. Die Kinozilien wirken deutlich länger (Abb. 4-33). Auch in der Variabilität der Höhe unterscheiden sich brütende Tiere mit  $14,43 \pm 2,93 \mu\text{m}$  maximalem

Höhenunterschied im Epithel nicht signifikant von den Legenden ( $p = 0,353$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24).

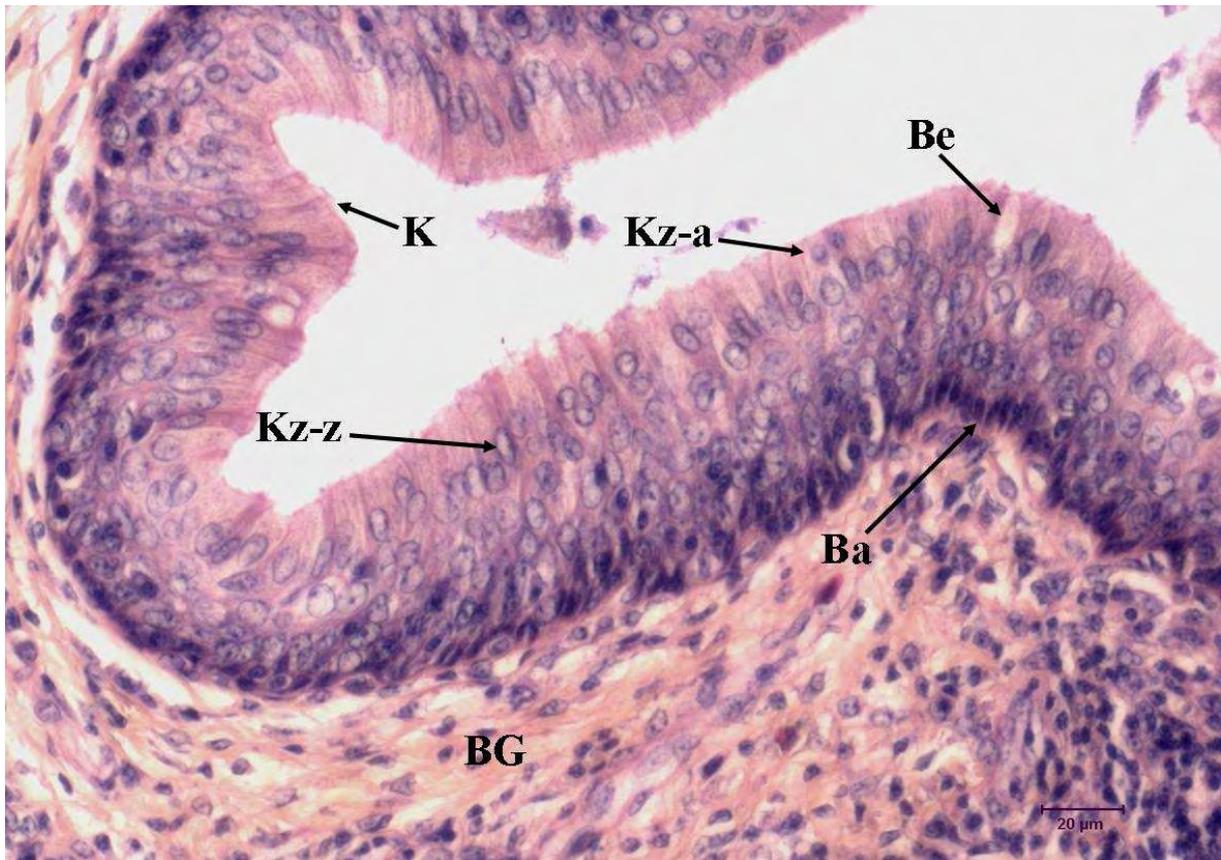


**Abbildung 4-33:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer 35 Tage brütenden Warzenente im Bereich des Uterus in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen, Becherzellen (Be) und ihren kinozilientragenden Zellen mit apikal- (Kz-a) und zentralständigen Kernen (Kz-z), Kinozilien (K), sowie die Lamina propria mit Anschnitten uteriner Propriadrüsen (D) sichtbar.

#### 4.5.1.1.2.5 Vagina

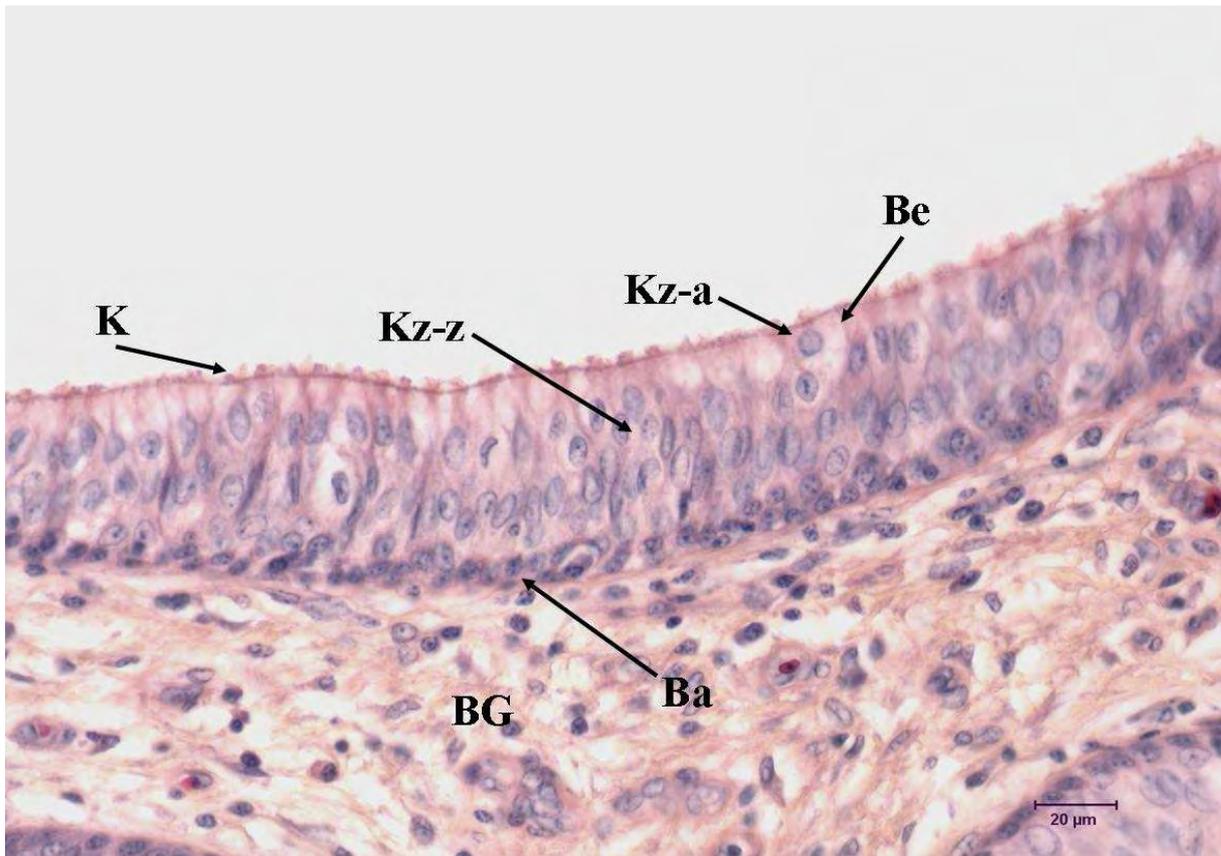
Das vaginale Epithel von Warzenenten ist ein mehrschichtig hochprismatisches Epithel, bestehend aus mehreren Schichten Basalzellen, Becherzellen und kinozilientragenden Zellen mit apikal- oder zentralständigen Zellkernen (Abb.4-34, Abb. 4-35, Abb. 4-36). Im Gesamtdurchschnitt ist das Epithel der Vagina mit durchschnittlich  $53,16 \pm 10,12 \mu\text{m}$  signifikant höher als alle anderen Abschnitte im Oviduct von Warzenenten ( $p < 0,001$ ; Tab. 4-9, Abb. 4-22). Enten, die noch nicht in die Legeperiode eingetreten sind, haben annähernd

gleich viele Becher- und kinezilientragende Zellen in ihrem Epithel, die sich in ihrer Breite kaum unterscheiden. Ihre Kinezilien wirken kurz (Abb. 4-34).



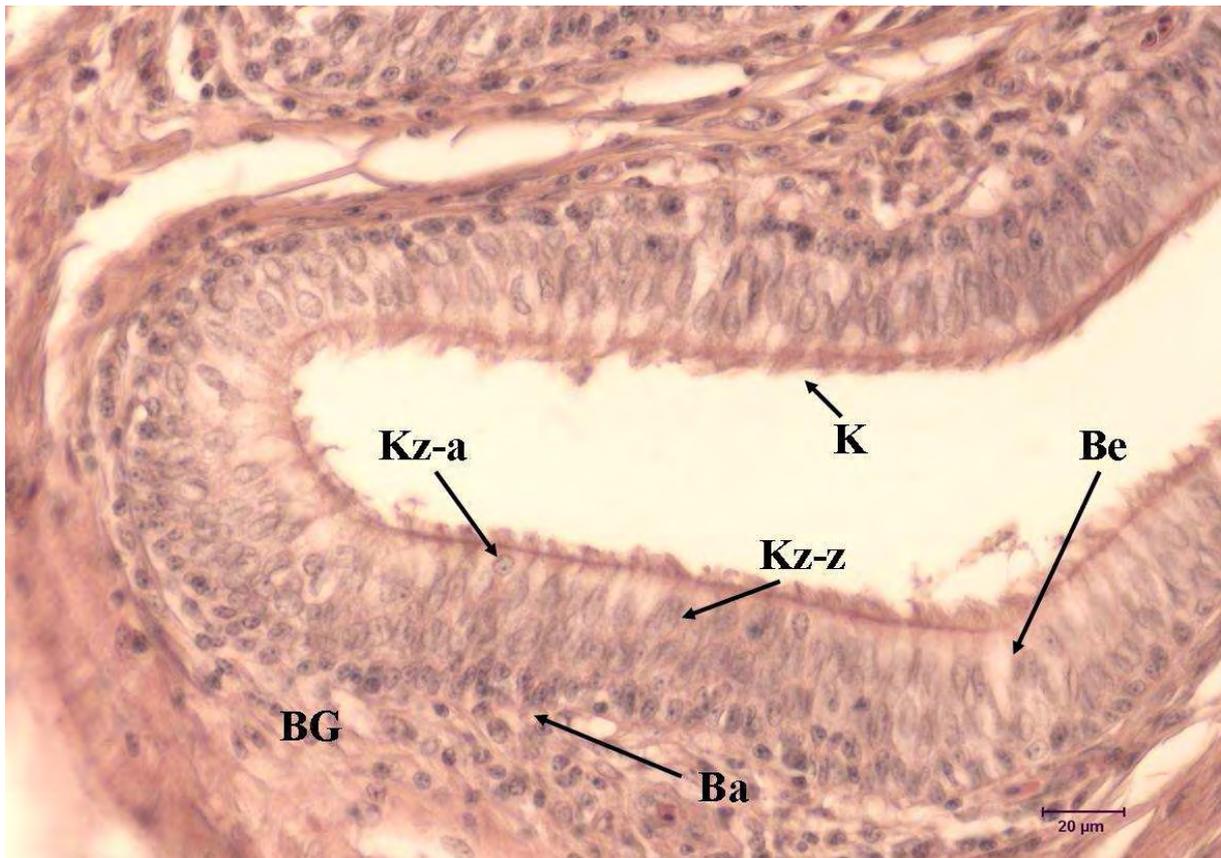
**Abbildung 4-34:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer juvenilen Warzenente im Bereich der Vagina in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be), ihren kinezilientragenden Zellen mit apikal- (Kz-a) und zentralständigen Kernen (Kz-z), Kinezilien (K), sowie das Bindegewebe (BG) der Lamina propria sichtbar.

Ihr Epithel ist mit  $57,41 \pm 17,34 \mu\text{m}$  nicht signifikant höher als das legender Enten mit  $53,38 \pm 7,13 \mu\text{m}$  ( $p = 1$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Auch der maximale Höhenunterschied zwischen den beiden Perioden des Fortpflanzungszyklus unterscheidet sich mit  $22,10 \pm 9,67 \mu\text{m}$  bei den noch nicht legenden Tieren und  $22,10 \pm 9,67 \mu\text{m}$  bei den legenden Enten nicht signifikant ( $p = 1$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Die Becherzellen legender Warzenenten erscheinen apikal kolbig aufgetrieben und sind scheinbar breiter als die kinezilientragenden Zellen. Die Kinezilien wirken auch bei ihnen zart und klein (Abb. 4-35).



**Abbildung 4-35:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 10. Eies im Bereich der Vagina in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be), ihren kinezilientragenden Zellen mit apikal- (Kz-a) und zentralständigen Kernen (Kz-z), Kinozilien (K), sowie das Bindegewebe (BG) der Lamina propria sichtbar.

Das vaginale Epithel brütender Tiere ist mit  $48,11 \pm 9,97 \mu\text{m}$  nicht signifikant niedriger als das legender Enten ( $p = 0,795$ ; Tab. 4-10, Abb. 4-23). Es variiert mit einem maximalen Höhenunterschied von  $29,58 \pm 13,67 \mu\text{m}$  nicht signifikant stärker in seiner Höhe als das legender Warzenenten ( $p = 0,72$ ; Tab. 4-11, Abb. 4-24). Seine Becherzellen sind im Vergleich zu Enten in ihrer Legeperiode schmaler und gleichmäßiger breit. Die Kinozilien wirken länger als bei legenden Warzenenten (Abb. 4-36).



**Abbildung 4-36:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer 35 Tage brütenden Warzenente im Bereich der Vagina in HE-Färbung. Es ist die Lamina epithelialis mit ihren Basalzellen (Ba), Becherzellen (Be), ihren kinzilientragenden Zellen mit apikal- (Kz-a) und zentralständigen Kernen (Kz-z), Kinozilien (K), sowie das Bindegewebe (BG) der Lamina propria sichtbar.

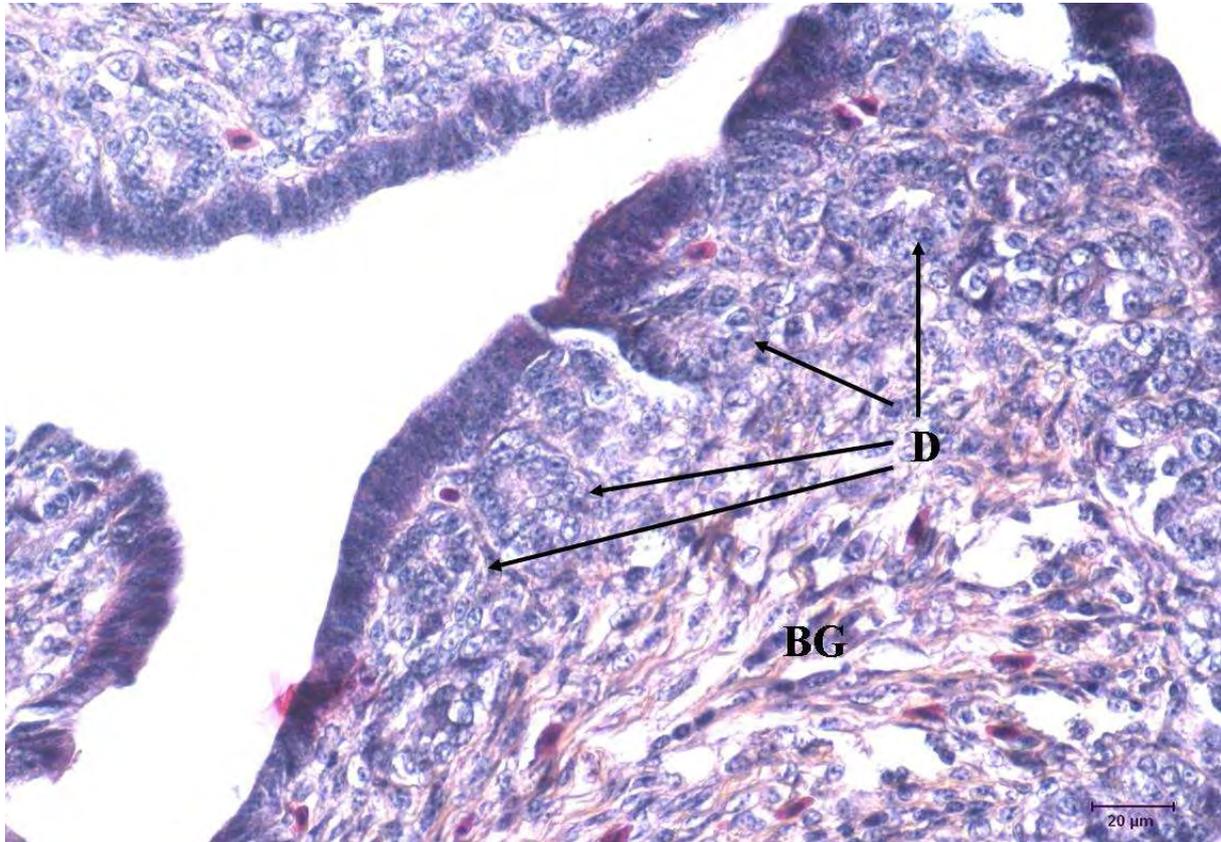
#### 4.5.1.1.3 Lamina propria mucosae

Die Lamina propria ist die binde- und stützgewebehaltige und gut vaskularisierte Schicht zwischen Lamina epithelialis und Tunica muscularis. Sie birgt je nach Oviductabschnitt und Entwicklungsstand unterschiedlich viele tubuläre Drüsen.

##### 4.5.1.1.3.1 Infundibulum

Die Lamina propria im Bereich des Infundibulums ist drüsenfrei. In einigen Anschnitten sind in der Lamina propria Invaginationen der Schleimhaut zu finden, die nach KÖNIG et al. (2008) als Fossae glandulares infundibuli (FGI) zu bezeichnen sind. Die FGI sind mit einer Schicht hochprismatischer, kinzilientragender Zellen ausgekleidet. Becherzellen waren im Epithel nicht sichtbar (Abb. 4-25). Kurz vor dem Übergang des Infundibulums in das

Magnum kommt es allmählich zur Ausbildung von tubulären Drüsen, welche die Lamina propria an Dicke zunehmen und die Primärfalten breiter aussehen lassen (Abb. 4-37). Die infundibulären Propriadrüsen erscheinen in allen Perioden des Fortpflanzungszyklus basophiler als die des Magnums.



**Abbildung 4-37:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 2. Eies im Bereich des infundibulo-magnalen Übergang in HE-Färbung. Es ist die Lamina propria mit Anschnitten infundibulärer Propriadrüsen (D) und Bindegewebe (BG).

### 4.5.1.1.3.2 Magnum

Die Lamina propria ist im Bereich des Magnums aufgrund ihres massiven Gehaltes an Drüsengewebe am mächtigsten. Das Drüsengewebe grenzt sich von der Lamina epithelialis durch eine subepitheliale Schicht aus Bindegewebe und Blutgefäße ab, die bei noch nicht geschlechtsreifen Enten besonders deutlich sichtbar ist (Abb. 4-26). Bei allen Enten sind die magnalen Drüsen in den Primärfalten um einen zentralen Kern aus Bindegewebe und Blutgefäßen angeordnet (Abb. 4-17 A-F). Die Propriadrüsen sind tubulär. Bei infantilen Enten sind die Drüsenzellen klein und basophil und liegen scheinbar ungeordnet in der Lamina

propria vor (Abb. 4-26). Bei juvenilen Tieren nimmt die Differenzierung des Drüsengewebes zu. Die Zellen werden zunehmend azidophiler. Legende Tiere haben stark azidophile Drüsenzellen. Sie weisen basalständige Kerne auf und bilden Azini, die denen muköser Drüsen gleichen. Ihr eosinophiles Sekret wird direkt in das Lumen des Magnums sezerniert, da in keiner der Lokalisationen Anschnitte von Ausführungsgängen aufzufinden waren (Abb. 4-27). Nach dem Ende der Legeperiode sind die Zellen der magnalen Propriadrüsen kleiner und basophiler. Zwischen den Drüsenanschnitten ist Bindegewebe sichtbar (Abb. 4-28).

### 4.5.1.1.3.3 Isthmus

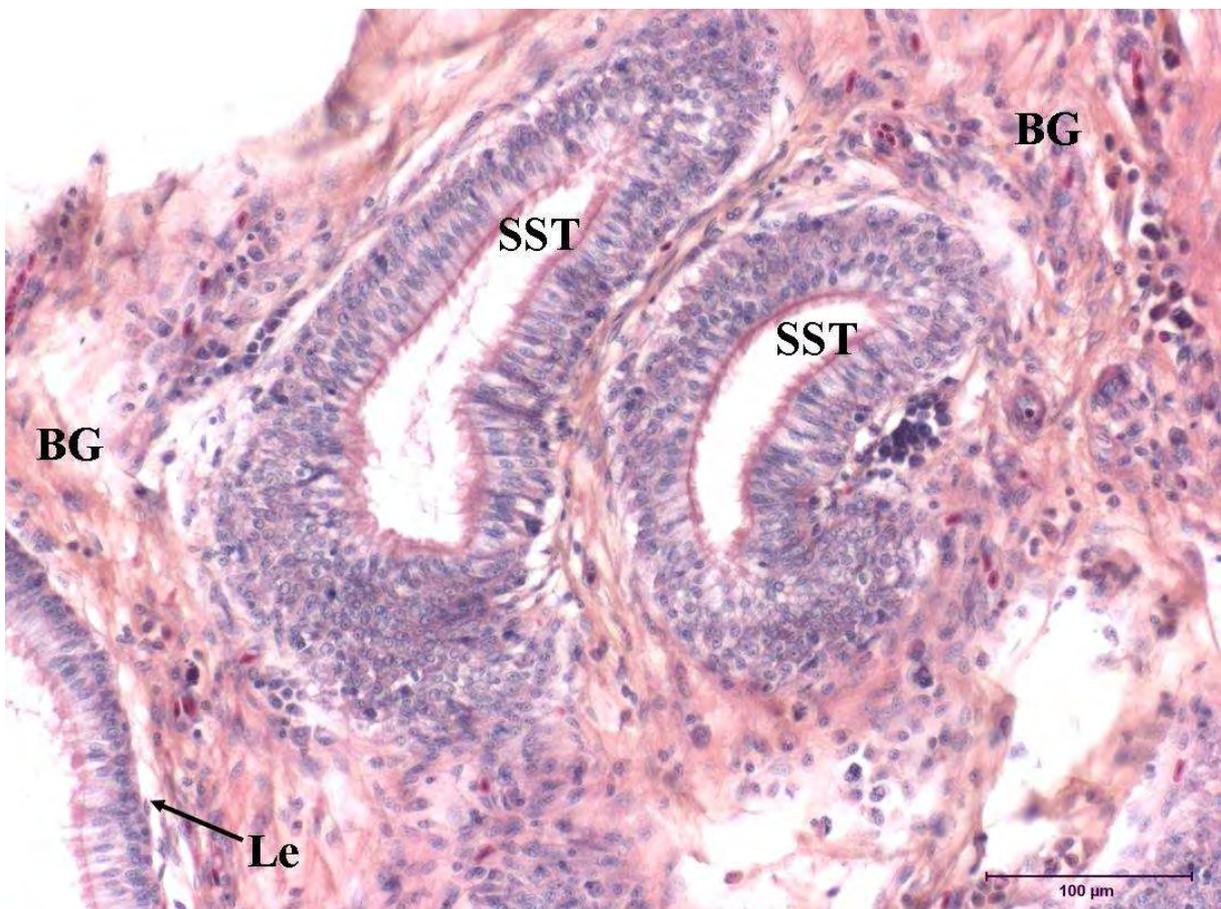
Die Lamina propria des Isthmus ist weniger voluminös als die des Magnums. Das Drüsengewebe ist im Querschnitt der Primärfalten um einen bindegewebe- und blutgefäßhaltigen Kern angeordnet (Abb. 4-18). Die Drüsen des Isthmus sind tubulär, haben aber keine Ausführungsgänge. Bei infantilen Tieren ist das Drüsengewebe unausgereift und basophil, ähnlich den magnalen Drüsen. Im weiteren Fortschritt der Geschlechtsentwicklung werden die Zellen azidophiler und geordneter und beginnen Azini auszubilden (Abb. 4-29). Bei legenden Warzenenten sind die Drüsenanschnitte sehr groß, mit stark azidophilen apikalen Granula, die die Zellen wolkig erscheinen lassen (Abb. 4-30). Brütende Tiere besitzen eine geringere Anzahl an Propriadrüsen, die Drüsen werden kleiner und basophiler. Der Bindegewebsanteil in der Lamina propria steigt sichtbar an.

### 4.5.1.1.3.4 Uterus

Die uterine Lamina propria ist nicht so ausladend wie die des Magnums oder Isthmus. Das Drüsengewebe ordnet sich an innerhalb der Schleimhautfalten um einen zentralständigen Kern aus Bindegewebe und Blutgefäßen. Im Verlauf der Geschlechtsentwicklung bilden die, bei infantilen Warzenenten noch ungeordnet vorliegenden, Drüsenzellen nach und nach tubuläre Drüsen aus. Diese Zellen haben bei juvenilen Tieren bereits randständige Kerne, sind in Azini angeordnet und werden azidophiler (Abb. 4-31). Nach Legebeginn ist die Anzahl der Drüsen auf ein Maximum angestiegen. Sie sind azidophil und liegen dicht gepackt in der Lamina propria vor, allerdings nicht in dem Ausmaß wie im Isthmus oder Magnum. Im Uterus ist auch während der Legeperiode Bindegewebe zwischen den Drüsenanschnitten zu erkennen (Abb. 4-32). Nach Beginn der Brutperiode werden die Propriadrüsen wieder kleiner, ihre Anzahl ist vermindert und sie werden deutlich basophiler (Abb. 4-33). In keinem der Anschnitte, die dem Uterus zugeordnet worden sind, lassen sich Anschnitte von Ausführungsgänge der uterinen Drüsen feststellen.

#### 4.5.1.1.3.5 Vagina

Die Lamina propria der Vagina ist ein binde- und lymphgewebhaltiges Lager zwischen der Lamina epithelialis und der Tunica muscularis, in dem zahlreiche Blutgefäße verlaufen. Weder in der ovariellen noch in der abovariellen Vagina ist Drüsengewebe zu finden (Abb. 4-20 A,B). Im Bereich der Lamina propria des utero-vaginalen Überganges sind bei einigen Tieren Sperm-Storage-Tubules (SST) sichtbar (Abb 4-38). Die SST sind als Invaginationen der Lamina epithelialis mit einem mehrreihig- bis mehrschichtigen hochprismatischen Epithel, das aus Basalzellen, Becherzellen und Kinozilientragenden Zellen besteht, ausgekleidet. Das Epithel der SST weist nur wenige Becherzellen auf. Je nach Phase im Fortpflanzungszyklus sind Anschnitte von Spermatozoen in den Lumina und auch in dem Kinoziliensaum der Epithelzellen zu finden (siehe Kap. 4.5.3).



**Abbildung 4-38:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies im Bereich der proximalen Vagina in HE-Färbung. Es sind die Lamina epithelialis (Le) und Lamina propria mit ihrem Bindegewebe (BG) und Querschnitte von Sperm-Storage-Tubules (SST) sichtbar.

### 4.5.1.2 Tunica muscularis

Die Muskelschicht des Oviductes besteht aus zwei Schichten glatter Muskelzellen, einem inneren Stratum circulare und einem äußeren Stratum longitudinale, die je nach Lokalisation unterschiedlich stark ausgebildet sind (Abb. 4-14). Während die Tunica muscularis im Bereich des Infundibulums nur sehr dezent ausgebildet ist (Abb. 4-16 A, B), erscheint sie im Magnum und Isthmus deutlich stärker entwickelt. Die Strata circulare und longitudinale sind in diesen Oviductschnitten gut voneinander zu unterscheiden (Abb. 4-14, Abb. 4-17 A-F, Abb. 4-18). Im Uterus nimmt die Muskelschicht gegenüber dem Isthmus erneut an Dicke zu (Abb. 4-19 A). Während der Eipassage erscheint sie aufgrund der starken Dehnung deutlich dünner (Abb. 4-19 B). Die Vagina weist im Oviduct die dickste Tunica muscularis auf. Das Stratum circulare erscheint in diesem Oviductabschnitt auffallend dicker als das Stratum longitudinale (Abb. 4-20 A, B).

### 4.5.1.3 Tunica serosa

Die Tunica serosa wird auf der gesamten Länge des Oviductes durch eine Lamina propria serosae und einem Epithelium serosae gebildet. Die Lamina propria serosae besteht aus einer zarten Schicht Bindegewebe. Das Epithelium serosae besteht aus einer einschichtigen Lage flacher mesothelialer Zellen. Die Tunica serosa zeigt im gesamten Organverlauf keine morphologische Variationen.

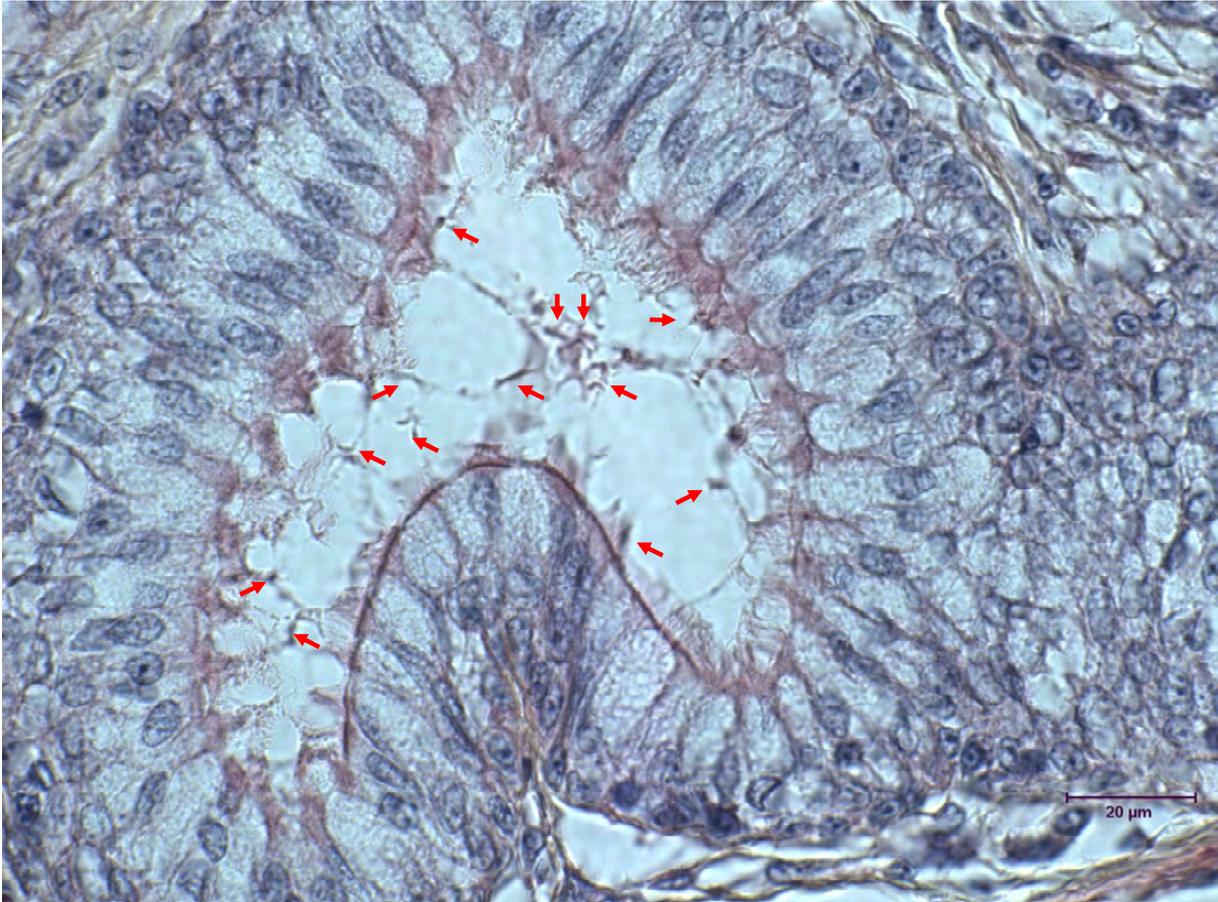
### 4.5.2 Spermienverteilung

Für die Untersuchung der Verteilung der Spermien im Oviduct während des Fortpflanzungszyklus wurden 29 Warzenenten nach Ablegen ihres ersten Eies durch einen natürlichen Tretakt besamt. Bei 21 Enten erfolgte die Oviductentnahme in unterschiedlichen Phasen ihrer Legeperiode (Tab. 4-12). Bei vier Tieren wurden die Eileiter am Anfang und bei drei Tieren am Ende ihrer Brutperiode entnommen. Von ihren Oviducten wurden 936 Querschnitte in 312 Lokalisationen auf Vorhandensein von Spermatozoen untersucht. Dabei konnten 39 Lokalisationen dem Infundibulum, 133 dem Magnum, 45 dem Isthmus, 56 dem Uterus und 39 Lokalisationen der Vagina zugeordnet werden. Es konnten in keinem Querschnitt Spermatozoen im Lumen des Oviductes festgestellt werden. Da die Oviducte alle 5 cm quergeschnitten wurden, sind bei einigen Tieren SST und FGI angeschnitten worden. In keinem der angeschnittenen FGI waren Spermatozoen aufzufinden. In den angeschnittenen SST konnten bei einigen Tieren Spermatozoen ausgemacht werden (Tab. 4-12).

**Tabelle 4-12:** Übersicht über aufgefundene Sperm-Storage-Tubules (SST) und das Vorhandensein von Spermatozoen bei Warzenenten (n = 28) nach einmaligem Tretakt

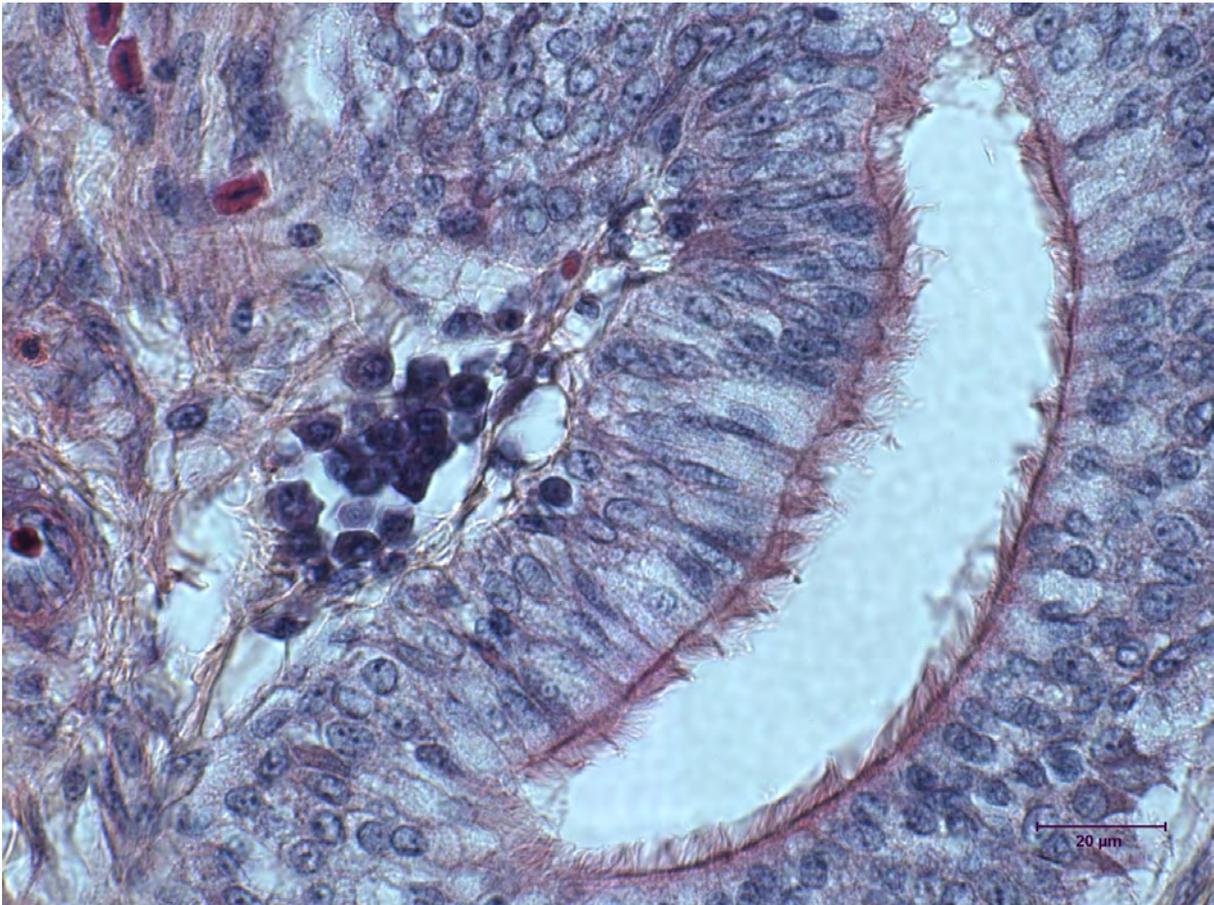
Enten-Nr.	Zyklusphase	SST Anschnitte ohne Spermatozoen	SST Anschnitte mit Spermatozoen
2	1. Ei gelegt		
3			
28			X
21	2. Ei gelegt		
27			X
36			X
13	4. Ei gelegt		
25			
34			
7	6. Ei gelegt	X	X
17			
22		X	X
6	10. Ei gelegt		
24			
32			
8	15. Ei gelegt		
12		X	
19		X	
39			
9	20. Ei gelegt	X	
16			
1	5 Tage brütend	X	
15			
30			
37			
11	35 Tage brütend		
29			
38			

Bei neun Enten sind in der proximalen Vagina SST angeschnitten worden. Bei einer Ente nach Legen des ersten Eies und bei je zwei Enten nach Legen des zweiten und sechsten Eies waren Spermatozoenanschnitte in den SST sichtbar (Abb. 4-39). Beide Enten nach Legen des sechsten Eies zeigten auch Anschnitte von SST, in denen keine Spermien zu sehen waren.



**Abbildung 4-39:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies im Bereich der proximalen Vagina in HE-Färbung. Es ist ein Querschnitt eines Sperm-Storage-Tubule (SST) mit Anschnitten von Spermatozoen (rote Pfeile) sichtbar.

Bei zwei Tieren nach Legen des 15. Eies, einem Tier nach Legen des 20. und einem Tier fünf Tage brütendem Tier waren SST ohne Spermienanschnitte aufzufinden (Abb. 4-40).



**Abbildung 4-40:** Histologischer Querschnitt durch das Oviduct einer legenden Warzenente nach Legen des 6. Eies im Bereich der proximalen Vagina in HE-Färbung. Es ist ein Querschnitt eines Sperm-Storage-Tubule (SST) sichtbar.

### 4.6 Zusammenhänge zwischen endokrinen Parametern, makroskopischen und mikroskopischen Befunden

Bei der Auswertung der vorliegenden Daten zeigte sich, dass der Serumspiegel von Östradiol-17 $\beta$  bei Warzenenten signifikant positiv mit der Oviductlänge korreliert ( $r = 0,635$ ;  $p < 0,001$ ). Gleichzeitig kommt es bei Steigen des Serum-Östradiol-17 $\beta$ -Spiegels zu einer signifikanten Zunahme des mittleren Durchmesser des Oviductes ( $r = 0,798$ ;  $p < 0,001$ ) und einer signifikanten Steigerung des Durchmessers der dominierenden Dotterkugel am Ovar ( $r = 0,741$ ;  $p < 0,001$ ; Tab. 4-13). Bei Betrachtung der mikroskopischen Parameter fällt auf, dass eine signifikant positive Korrelation zwischen dem Serumspiegel von Östradiol-17 $\beta$  und der mittleren Epitheldicke im Infundibulum besteht ( $r = 0,554$ ;  $p = 0,001$ ). Ein signifikanter Zusammenhang zwischen dem Serum-Östradiol-17 $\beta$ -Spiegel und der mittleren Epitheldicke

der andern Abschnitte des Oviductes, der maximalen Höhenunterschiede des Epithels in allen Oviductabschnitten und der Primärfaltenzahl je 1000  $\mu\text{m}$  im Infundibulum, Isthmus und in der Vagina konnte nicht festgestellt werden. Allerdings korreliert das Östradiol-17 $\beta$  im Blutserum signifikant negativ mit den Primärfaltenzahlen je 1000  $\mu\text{m}$  im Magnum ( $r = -0,655$ ;  $p < 0,001$ ) und im Uterus ( $r = -0,516$ ;  $p = 0,003$ , Tab. 4-14).

**Tabelle 4-13:** Pearson-Korrelationen zwischen den makroskopischen Befunden und den endokrinen Parametern ( $n = 35$ )

	Östradiol-17 $\beta$ (pg / ml)	Progesteron (ng / ml)
Oviductlänge (mm)	$r = 0,635$ $p < 0,001$	$r = 0,733$ $p < 0,001$
mittlerer Oviductdurchmesser (mm)	$r = 0,798$ $p < 0,001$	$r = 0,832$ $p < 0,001$
Durchmesser der dominierenden Dotterkugel (mm)	$r = 0,741$ $p < 0,001$	$r = 0,782$ $p < 0,001$

Bezüglich des Serumprogesteronspiegels bestehen signifikant positive Korrelationen sowohl zwischen der Oviductlänge ( $r = 0,733$ ;  $p < 0,001$ ), dem mittleren Oviductdurchmesser ( $r = 0,832$ ;  $p < 0,001$ ), als auch dem Durchmesser der dominierenden Dotterkugel am Ovar ( $r = 0,782$ ;  $p < 0,001$ ; Tab. 4-13). Der Progesteronspiegel im Blutserum steht ebenfalls im signifikant positiven Zusammenhang mit der mittleren Epitheldicke des Infundibulums ( $r = 0,430$ ;  $p = 0,014$ ). Die mittleren Epitheldicken aller anderen Abschnitte des Oviductes korrelieren nicht signifikant mit dem Serumprogesterongehalt. Die Primärfaltenzahlen je 1000  $\mu\text{m}$  im Magnum korrelieren ebenso signifikant negativ mit dem Progesteronspiegel ( $r = -0,753$ ;  $p < 0,001$ ) wie die im Uterus ( $r = -0,559$ ;  $p = 0,001$ ). Weder die Primärfaltenzahlen je 1000  $\mu\text{m}$  im Infundibulum, im Isthmus und in der Vagina, noch die maximalen Höhenunterschiede im Epithel der einzelnen Oviductabschnitte weisen signifikante Zusammenhänge mit dem Serumprogesteronspiegel auf (Tab 4-14).

**Tabelle 4-14:** Pearson-Korrelationen zwischen den mikroskopischen Parametern und den endokrinen Parametern (n = 34)

	Östradiol-17 $\beta$ (pg / ml)	Progesteron (ng / ml)
mittlere Epitheldicke im Infundibulum ( $\mu$ m)	r = 0,554 p = 0,001	r = 0,430 p = 0,014
mittlere Epitheldicke im Magnum ( $\mu$ m)	n.s.	n.s.
mittlere Epitheldicke im Isthmus ( $\mu$ m)	n.s.	n.s.
mittlere Epitheldicke im Uterus ( $\mu$ m)	n.s.	n.s.
mittlere Epitheldicke in der Vagina ( $\mu$ m)	n.s.	n.s.
Anzahl Primärfalten je 1000 $\mu$ m im Infundibulum	n.s.	n.s.
Anzahl Primärfalten je 1000 $\mu$ m im Magnum	r = -0,655 p < 0,001	r = -0,753 p < 0,001
Anzahl Primärfalten je 1000 $\mu$ m im Isthmus	n.s.	n.s.
Anzahl Primärfalten je 1000 $\mu$ m im Uterus	r = -0,516 p = 0,003	r = -0,559 p = 0,001

## 4 Ergebnisse

Anzahl Primärfalten je 1000 µm in der Vagina	n.s.	n.s.
----------------------------------------------------	------	------

n.s. = nicht signifikant

Bei Betrachtung der Zusammenhänge zwischen den makroskopischen und mikroskopischen Parametern fällt auf, dass die Anzahl der Primärfalten je 1000 µm im Oviduct signifikant negativ mit der Länge ( $r = -0,554$ ;  $p = 0,001$ ) und dem mittleren Durchmesser des Oviductes ( $r = -0,504$ ;  $p = 0,002$ ) korrelieren (Tab. 4-15). Signifikante Zusammenhänge zwischen der Oviductlänge oder dem mittleren Oviductdurchmesser und der mittleren Epitheldicke im Oviduct beziehungsweise dem maximalen Höhenunterschied im Epithel des Oviductes waren nicht festzustellen.

**Tabelle 4-15:** Pearson-Korrelationen zwischen den mikroskopischen und makroskopischen Parametern (n = 34)

	Oviductlänge (mm)	mittlerer Oviductdurchmesser (mm)
Anzahl Primärfalten je 1000 µm im Oviduct	$r = -0,554$ $p = 0,001$	$r = -0,504$ $p = 0,002$

## 5 DISKUSSION

### 5.1 Diskussion der Fragestellung

Im Rahmen der vorliegenden Untersuchungen sollten Informationen zur Physiologie der Fortpflanzung weiblicher Warzenenten gewonnen und die Fragen beantwortet werden, ob der Legebeginn durch äußerlich zu erfassende körperliche Merkmale vorausgesagt werden kann und eine Biostimulation durch männliche Artgenossen bei Warzenenten möglich ist.

Trotz der steigenden wirtschaftlichen Bedeutung von Warzenenten in der Geflügelfleischproduktion wurde ihrer Reproduktionsphysiologie im Gegensatz zu anderen Nutzgeflügelarten bisher nur wenig Beachtung geschenkt (GUÉMÉNÉ et al. 1999; PINGEL 2004; YAN 2004). Bei anderen Hausgeflügelarten ist viel über die physiologischen, makroskopischen (YU u. MARQUARDT 1974; SHARMA u. DUDA 1989; CHAUDHURI u. MAITI 1999) und mikroskopischen (YU u. MARQUARDT 1972; EROSCHENKO u. WILSON 1974; SHARMA u. DUDA 1989) Veränderungen des weiblichen Genitaltraktes während der Geschlechtsentwicklung und des Fortpflanzungszyklus bekannt. Warzenenten gehören zwar, wie alle anderen Hausenten und –gänse, zur Familie der Anatidae (Gänse- und Entenvögel), entstammen aber einer anderen Gattung als alle andere Hauswassergeflügel (SCHMIDT 1989a; KOLBE 1999, 1972; PINGEL 2008b). Ein Ziel dieser Arbeit war es, makroskopische und mikroskopische Veränderungen in den Genitaltrakten weiblicher Warzenenten während ihrer Geschlechtsentwicklung und ihres Fortpflanzungszyklus zu erfassen und so eine Grundlage zu schaffen, um Analogien und Abweichungen zu anderen Hausgeflügelarten herausarbeiten zu können.

Von vielen Hausgeflügelarten ist bekannt, dass sie in der Lage sind, Spermien im weiblichen Geschlechtstrakt über längere Zeit zu speichern, befruchtungsfähig zu halten und freizusetzen. So wird eine Befruchtung vieler Eier durch nur einen Tretakt oder eine Insemination gewährleistet (BOBR et al. 1964b, BURKE u. OGASAWARA 1969, BAKST u. VINYARD 2002, PINGEL 2008d). Deshalb lag es nahe, im Rahmen der histologischen Auswertung des Genitaltraktes festzuhalten, wo Spermien im Genitaltrakt bei weiblichen Warzenenten während der Legeperiode zu finden sind. Aus diesem Grund wurden die weiblichen Tiere nach Legen ihres ersten Eies durch einen Tretakt inseminiert und in den histologischen Schnitten der Oviducte nach Spermienanschnitten gesucht.

Bei Schafen (KNIGHT u. LYNCH 1980; COHEN-TANNOUDJI et al. 1992; PERKINS u. FITZGERALD 1994; UNGERFELD et al. 2008), Ziegen (SHELTON 1960; OTT et al. 1980;

ROMANO 1997; VÉLIZ et al. 2002), Schweinen (BROOKS u. COLE 1970; IZARD 1983; HEMSWORTH et al. 1988, MOTA et al. 2002, KNOX et al. 2004; KEMP et al. 2005) und Rindern (BURNS u. SPITZER 1992; REKWOT et al. 2000; LANDAETA-HERNÁNDEZ et al. 2004) ist die Biostimulation durch Artgenossen eine gängige Methode zur positiven Einflussnahme auf den Eintritt in die Pubertät, die Brunststimulation und –synchronisation und die Ovulationsrate. Diese Biostimulation durch Artgenossen ist eine einfache und wirtschaftlich günstige Möglichkeit der Beeinflussung der Reproduktionsleistung bei Haussäugetieren (REKWOT et al. 2001). Derartige stimulierende Effekte sind bei Wassergeflügel bisher nicht untersucht worden, obwohl sie eine Möglichkeit zur Verkürzung der Aufzucht-dauer und Verbesserung der Reproduktionsleistung in der industriellen Geflügelproduktion wären. Ein weiterer Schwerpunkt der vorliegenden Arbeit war es deshalb, biostimulatorische Effekte durch männliche Artgenossen auf den Legebeginn juveniler weiblicher Warzenenten nachzuweisen.

Bei den Nutztieren unter den Haussäugetieren ist es von großer Wichtigkeit, vor allem in Hinblick auf eine effiziente Besamung oder eine kontrollierte Bedeckung, den nahenden oder eingetretenen Östrus schnell und sicher klinisch diagnostizieren zu können. Dabei hat die klinische Untersuchung der äußeren und inneren weiblichen Genitalien eine große Bedeutung (SCHAMS u. BUTZ 1972; EDWARDS u. LEVIN 1974; CHRISTENSON u. FORD 1979; GRUNERT 1982; FLOWERS u. ESBENSHADE 1993). Beim Hausgeflügel ist bisher eine derartige Untersuchung zur Vorhersage oder Diagnose einer Ovulation und somit des Eintrittes des Vogels in die Legeperiode nicht beschrieben worden. Durch eine klinische Vorhersage des Legebeginns wäre es möglich, weibliche Tiere gezielt aus Aufzuchtgruppen oder Zucht-vorbereitungsgruppen zu selektieren und in Besamungsgruppen, Zuchtgruppen oder Kontrollgruppen zusammenzustellen. Sie können so unter optimalen, ihrem Zyklusstand entsprechenden Umweltbedingungen und bei angepasster Fütterung gehalten werden. Deswegen war es ein wesentlicher Bestandteil der vorliegenden Arbeit festzustellen, ob es durch eine klinische Befunderhebung am weiblichen Genitale von Warzenenten möglich ist, den Zeitpunkt des Legebeginns vorherzusagen.

Die physiologischen Veränderungen am Genitaltrakt der Weibchen während des Reproduktionszyklus bei den Hausgeflügelarten sind morphologische Korrelate ihres Hormonstatus (OKA u. SCHIMKE 1969a, 1969b, PALMITER 1972, MIKA et al. 1987). Eine hormonelle Beeinflussung der Reproduktion beim Geflügel ist keine gängige Praxis, aber denkbar und angesichts des schnell wachsenden Bedarfs an Geflügelfleisch vielleicht bald notwendig (PINGEL 2004, YAN 2004). Um eine solche Einflussnahme zu ermöglichen

ist das Wissen um physiologische Vorgänge und Werte unumgänglich. Da bei weiblichen Warzenenten der Status der Fortpflanzungshormone während des Fortpflanzungszyklus noch nicht untersucht wurde, ist es ein Ziel dieser Arbeit, den Hormonstatus von Östradiol-17 $\beta$  und Progesteron in diesem Zeitraum zu ermitteln und morphologische Korrelate am Genitaltrakt festzustellen.

### 5.2 Diskussion der Methodik

In der vorliegenden Studie wurde untersucht, ob bei Warzenenten durch Biostimulation mit männlichen Artgenossen Einfluss auf den Legebeginn und die Größe des ersten Eies genommen werden kann. Dazu wurden 30 ausgewachsene Jungtiere randomisiert auf zwei Gruppen verteilt, sodass je 15 Tiere bis zu ihrem Legebeginn stimuliert und unstimuliert gehalten wurden. Geflügel reagiert sehr sensibel auf Umwelteinflüsse. Futter- und Wasserangebot, Haltungsformen, Stress, saisonale und nycthemerale Änderungen haben einen großen Einfluss auf die Reproduktionsaktivität und –effektivität (RAUD 1990; SIOPEs 2007; BARNETT et al. 2009). Deshalb wurden alle Warzenenten unter identischen Haltungs- und Fütterungsbedingungen gehalten. Biostimulatorische Effekte durch männliche Artgenossen sind bei Hausgeflügel bisher noch nicht nachgewiesen worden. Bei Pinguinen konnte ein Einfluss akustischer Reize auf die Legetätigkeit beobachtet werden (WAAS et al. 2000). Biostimulation durch männliche Tiere ist bei Haussäugetieren eine gängige und kostengünstige Methode zu Beeinflussung der Reproduktionsleistung der Weibchen (CHENOWETH 1983; REKWOT et al. 2001). Vor allem bei Schweinen (KNOX et al. 2007) und Schafen (KNIGHT u. LYNCH 1980) wirken sowohl akustische, optische, als auch olfaktorische Reize auf die weiblichen Tiere, maximale Reaktionen werden allerdings erst beim Zusammenwirken aller Reizarten erzielt (COHEN-TANNOUDJI et al. 1985; KEMP et al. 2005). Um nachzuweisen, ob männliche Warzenenten überhaupt einen Effekt auf die Reproduktionsleistung der weiblichen Tiere haben, lag es daher nahe, die Weibchen optisch, akustisch und olfaktorisch zu stimulieren. Um zu quantifizieren, wie stark die einzelnen Reizarten auf die Tiere wirken, hätte auch eine selektive Stimulation durchgeführt werden können. Dies sollte, nach einem positiven Nachweis von Biostimulation bei Warzenenten im Allgemeinen, Inhalt weiterführender Arbeiten sein.

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit sollte eine einfache und praktikable klinische Untersuchungsmethode zur Vorhersage des Legebeginns etabliert werden. Derartige

Untersuchungen sind derzeit bei Geflügel nicht bekannt. In Anlehnung an die äußere gynäkologische Untersuchung bei Rindern (GRUNERT 1982) und Schweinen (FLOWERS u. ESBENSHADE 1993) zur Bestimmung des Ovulationszeitpunktes sollte eine Befunderhebung an der Kloake der Warzenenten erfolgen. Es wurden die zu untersuchenden anatomischen Strukturen definiert und deren zu beurteilende Eigenschaften in vier Befundklassen eingeteilt. Die Befunderhebung erfolgte bei 29 Tieren, von Versuchsbeginn an jeden zweiten Tag. Auf eine tägliche Untersuchung wurde verzichtet, da sich ein erhöhter Catecholaminspiegel, den der Stress des Handlings der Tiere verursacht, negativ auf die Legeleistung auswirken kann (KOWALSKI u. SOKÓŁ 2009). Die Untersuchungstage wurden nach dem Eintritt der Legetätigkeit in Tage vor Legebeginn umgerechnet und so die Befundklassen der Tiere in Abhängigkeit von ihrem zeitlichen Abstand zum Legebeginn festgehalten. Die klinische Kloakenbeurteilung ist subjektiv und hängt von der Erfahrung und der Routine des Untersuchers ab. Allerdings sind alle klinischen Untersuchungen nur bis zu einem gewissen Grad objektivierbar und hängen von der Sachkenntnis und den Fähigkeiten des Untersuchers ab (BAUMGARTNER et al. 2002).

Um einen Überblick über den gesamten Fortpflanzungszyklus nach YU u. MARQUARDT (1974) und KHOKHLOV u. KUZNETCOV (2007) zu haben, wurden die Warzenenten für die makroskopische und mikroskopische Untersuchung in unterschiedlichen Zyklusphasen geschlachtet. Um einen Anhaltspunkt zur Geschlechtsentwicklung zu erhalten, wurden drei infantile Warzenenten in einem Alter von 70 Tagen geschlachtet. Zu diesem Zeitpunkt hatten die Tiere ihre Jugendmauser beendet, ihre Größenentwicklung aber noch nicht vollständig abgeschlossen. Diese Tiere standen noch vor ihrer Geschlechtsreife. Weitere drei Tiere wurden in einem Alter von 275 - 290 Tagen geschlachtet. Diese Tiere sind als juvenil eingestuft worden. Sie sollten während, aber vor Abschluss, ihrer Geschlechtsentwicklung untersucht werden, paarungsbereit sein und sekundäre Geschlechtsmerkmale aufweisen. Die Juvenilschlachtung wurde an im Juni 2007 geschlüpften Enten durchgeführt. Zur Orientierung diente der Legebeginn der im April geschlüpften Tiere. Um eventuelle Veränderungen während der Legeperiode zu erfassen, wurden 22 legende Tiere untersucht. Da Warzenenten durchschnittlich 20 bis 25 Eier je Legeperiode legen (PINGEL 1989b), sind Tiere nach Legen ihres 1., 2., 4., 6., 10., 15., und 20. Eies geschlachtet worden. Ein Tier, das ursprünglich nach Legen des 20. Eies untersucht werden sollte, hatte bereits nach 18 Eiern mit dem Brüten

angefangen und wurde deshalb in eine Brutgruppe eingeordnet. Diese Brutgruppen wurden erstellt, um Veränderungen während der Brutperiode darzustellen.

Warzenenten haben eine Brutdauer von 35 Tagen (KOLBE 1972). Vier Tiere sind fünf Tage nach ihrem Brutbeginn und somit am Anfang ihrer Brutperiode untersucht worden. Drei Tiere wurden nach 35 Tagen Brutdauer geschlachtet. Durch die mikroskopischen Untersuchungen sollten physiologische Parameter erhoben werden. Aus diesem Grund mussten die untersuchten Enten geschlechtsgesund sein. Ein Tier nach Legen des 20. Eies wies bei der makroskopischen Untersuchung eine Salpingitis und einen Ascitis auf. Dieses Tier wurde von der mikroskopischen Untersuchung ausgeschlossen. Um Korrelationen zwischen den makroskopische und mikroskopischen Befunden und den Östradiol-17 $\beta$ - und Progesteronkonzentrationen nachzuweisen, wurde im Rahmen der Schlachtung Blut von den Tieren gewonnen und die Hormonkonzentration im Serum bestimmt. Da die Hormonkonzentrationen tageszeitlichen Schwankungen unterliegen können (WILSON u. SHARP 1976), wurden alle Tiere zur gleichen Tageszeit geschlachtet. Für die histologische Befunderhebung sind die Oviducte im Abstand von 5 cm quer geschnitten und Hämatoxilin-Eosin gefärbt worden. Diese Übersichtsfärbung ermöglicht eine gute Darstellung des Eileitergewebes (AITKEN 1971, YOSHIMURA u. OGAWA 1998, WEYRAUCH 2009). In den Querschnitten wurde die mittlere Epitheldicke, die Primärfaltenzahlen je 1000  $\mu$ m und das Gewebe charakterisiert. Zur Bestimmung der mittleren Epithelhöhe, wurde die Fläche des Epithels im Gesichtsfeld und dessen basale Länge ermittelt. Aus diesen Messwerten konnte die mittlere Epithelhöhe errechnet werden. Alternativ hätten mehrere einzelne Höhenmessungen im Epithel durchgeführt und die mittlere Epithelhöhe als deren Mittelwert errechnet werden können (KREBS 2007). Nach dieser Methode müsste allerdings bei stark variierenden Epithelien eine sehr hohe Anzahl an Einzelmessungen durchgeführt werden, um einen repräsentativen Mittelwert zu erhalten. Da die angewandte Bestimmung der mittleren Epithelhöhe keine Aussage über die Höhenvariabilität zulässt, wurde durch die Vermessung der maximalen und minimalen Höhe des bearbeiteten Epithelabschnittes der maximale Höhenunterschied im Epithel festgehalten.

Zur Feststellung der Verteilung von Spermien im Oviduct während des Reproduktionszyklus nach einmaliger Besamung, wurden alle 29 Tiere, die nach ihrem Eintritt in die Legeperiode geschlachtet werden sollten, durch einen einmaligen Tretakt besamt. Dieser Tretakt fand bei allen Tieren ca. 12 Stunden nach der Ablage ihres ersten Eies statt. Der Spermienachweis erfolgte histomorphologisch, da die Präparate für die morphometrischen Untersuchungen bereits Hämatoxilin-Eosin gefärbt wurden und aviäre Spermatozoen durch diese Färbung gut

darzustellen sind (STELZER 2005). Das Oviduct ist ein dreidimensionaler Raum, in dem sich die Spermatozoen befinden. Sie werden deshalb in den seltensten Fällen von ihrem Akrosom bis zu ihrer Schwanzspitze dargestellt. Allerdings sind die eosinophilen Eigenschaften der Spermienköpfe (STELZER 2005) bei der Identifikation genauso hilfreich, wie der Umstand, dass sie, wenn sie vorhanden sind, in großen Mengen vorliegen (BRILLARD u. BAKST 1993). Um eine eindeutigere Identifikation zu erreichen, hätten die Tiere mit einem fluoreszenzmarkierten Sperma künstlich inseminiert werden können (BAKST u. VINYARD 2007). Die Spermienverteilung im Oviduct von Geflügel entspricht jedoch weder nach intrakloakaler noch nach intravaginaler artifizierender Besamung der Verteilung, die nach einem natürlichen Tretakt vorliegt (BRILLARD 1993).

### **5.3 Biostimulation durch männliche Artgenossen**

Die Stimulation durch einen Erpel führt bei juvenilen Warzenenten zu einem durchschnittlich 16 Tage früheren Legebeginn ( $p = 0,003$ ), ohne dabei einen Einfluss auf das Ersteigewicht aufzuweisen ( $p = 0,841$ ). Damit wurden biostimulatorische Effekte durch männliche Artgenossen bei Wassergeflügel nachgewiesen. Es bleibt offen, ob sowohl optische, akustische oder olfaktorische die Stimuli gemeinsam, oder nur einzelne dieser Reizarten, zu einem beschleunigten Pubertätseintritt führen. Bei den Säugetieren wirken sowohl olfaktorische, taktile, optische und akustische Reize männlicher Artgenossen stimulierend auf die Reproduktionsleistung der Weibchen (REKWOT 1971). Daher liegt es nahe, dass die kumulative Wirkung aller Reizarten zu den beschriebenen Effekten bei den Enten führen. Ob taktile Reize zu einer weiteren Steigerung der Stimulation bei Warzenenten führen und in welchem Maß die einzelnen Reizarten die weiblichen Tiere beeinflussen, sollte in folgenden Forschungsarbeiten geklärt werden.

### **5.4 Vorhersage des Legebeginns**

Es zeigte sich, dass es durch eine klinische Untersuchung der Kloaken bei Warzenenten möglich ist, Aussagen über das Einsetzen der Legetätigkeit zu machen. Äquivalent zu Rindern und Schweinen, bei denen die äußere genitale Untersuchung zur Detektion des optimalen Besamungszeitpunktes herangezogen wird (SCHAMS u. BUTZ 1972, DE KRUIF 1978, GRUNERT 1982, FLOWERS u. ESBENSHADE 1993), ist es möglich, Tiere mit einer Kloake der Befundklasse 4 für eine künstliche Insemination oder einen Tretakt aus einer

größeren Gruppe von Zuchttieren zu selektieren. Es ist dann nicht mehr notwendig, die Tiere in kleinen Zuchtgruppen von einem Männchen und maximal zehn Weibchen zu halten (PINGEL 2008e). So ist es möglich eine große Anzahl Enten im Sinne einer Linienzucht mit einem Vatertier zu verpaaren, ohne ein bis zwei Eier für die Brut zu verlieren, weil erst nach dem Legen des ersten Eies inseminiert wird. Im Gegensatz dazu müssen Enten, bei denen man vom ersten Ei an auf befruchtete Eier wert legt, nicht mehr mehrfach blind besamt werden, sondern können gezielt kurz vor ihrem Legeeintritt inseminiert werden. Außerdem ist es durch die Kloakenuntersuchung möglich, eine große Gesamtzahl an Muttertieren in kleinere Gruppen zu selektieren. Da Tiere in verschiedenen Reproduktionsstadien unterschiedliche Energie-, Nährstoff- und Mineralstoffgehalte in ihrem Futter benötigen (SCOTT u. DEAN 1991, JEROCH et al. 1999), können die Enten bedarfsgerechter gefüttert werden. Außerdem können die Enten mit Kloaken der Befundklasse 1, die noch mindestens 10 Tage von ihrem Legebeginn entfernt sind, selektiert werden und durch biostimulatorische Effekte, wie Lichtprogramme (PINGEL 2008f) oder Erpelkontakt zu einem schnelleren Eintritt in die Legereife animiert werden.

### 5.5 Endokrinologische Ergebnisse

Die Dotterkugeln am Ovar bei Hühnervögeln sind endokrinologisch aktiv. Das Geschlechtshormon Östradiol-17 $\beta$  wird von den Thecazellen und Progesteron von den Granulosazellen produziert. Mit zunehmendem Follikelwachstum werden diese Geschlechtshormone vermehrt gebildet (WILSON u. SHARP 1976, WILSON et al. 1986, GERSTBERGER u. BARTH 2004). Da die Größenzunahme der dominierenden Dotterkugel am Ovar von Warzenenten sowohl mit der Serumkonzentration von Östradiol-17 $\beta$  ( $r = 0,741$ ;  $p < 0,001$ ), als auch mit der Serumprogesteronkonzentration positiv korreliert ( $r = 0,782$ ;  $p < 0,001$ ), kann vermutet werden, dass die Dotterkugeln von Warzenenten die gleichen endokrinen Funktionen haben, wie die der Hühnervögel. Die durch Radioimmunoassays bestimmten Konzentrationen von Östradiol-17 $\beta$  im Blutserum von Warzenenten sind vor der Legeperiode niedrig. Infantile Tiere mit einem Alter von 70 Tagen haben eine Konzentration von durchschnittlich 25,1 pg / ml. Stockentenartige haben laut YANG et al. (2005b) bereits kurz nach dem Schlupf mit 70 pg / ml deutlich höhere Konzentrationen. Die Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  steigt im Verlauf der Geschlechtsentwicklung sowohl bei Warzenenten, als auch bei Stockentenartigen an und erreicht in der Legeperiode ihr Maximum. Sie liegt bei legenden Warzenenten nachmittags bei durchschnittlich bei 138,4 pg / ml. Das entspricht der

Situation von legenden Stockentenartigen, bei denen in dieser Periode laut YANG et al. (2005b) die Östradiol-17 $\beta$ -Konzentrationen im Tagesverlauf zwischen 100 und 250 pg / ml schwankt. Diese Ergebnisse stehen im Gegensatz zu dem Verlauf der Serumöstradiol-17 $\beta$ -Spiegel bei Riesentafelenten. Diese, zu den Tauchenten gehörenden Enten, weisen laut BLUHM et al. (1983b) beim Übergang in die Legeperiode einen Abfall der Östradiol-17 $\beta$ -Konzentrationen im Blutserum von 100-160 pg / ml auf 40-60 pg /ml auf. Derartig niedrige Konzentrationen treten bei Warzenenten erst wieder nach dem Übertritt in die Brutperiode mit 58,4 pg /ml auf, die mit einer Beendigung des Follikelwachstums zu erklären wären. Die mittels Radioimmunoassay bestimmten Serumkonzentrationen von Progesteron liegen bei noch nicht legenden Warzenenten bei durchschnittlich 0,14 ng / ml. Sie liegen damit weit unter der von YANG et al. (2005b) bestimmten Konzentration von 1 ng /ml bei stockentenartigen Jungenten. Selbst legende Warzenenten erreichen mit durchschnittlich 0,88 ng /ml den Wert der nicht legenden Stockentenartigen nicht und liegen somit auch weit unter den Progesteronkonzentrationen legender Stockenten, die zwischen 1,5 und 3 ng / ml aufweisen (TANABE et al. 1980, BLUHM et al. 1983a, YANG et al. 2005). Im Gegensatz zum Verlauf der Konzentration von Östradiol-17 $\beta$  steigt die periphere Progesteronkonzentration bei Riesentafelenten, genau wie bei Stock- und Warzenenten, beim Übergang von nicht legenden Tieren in die Legeperiode an. Allerdings weisen diese Tiere mit 1,5 - 3,5 ng / ml bei nicht legenden und 2 - 4,5 ng / ml bei legenden Tieren deutlich höhere Progesteronspiegel als Warzenenten auf. Da die Blutprogesteronspiegel in allen Arbeiten mittels Radioimmunoassay bestimmt worden sind, ist zu vermuten, dass bei Warzenenten speziesspezifisch geringere Progesteronkonzentrationen vorliegen.

### **5.6 Makroskopische Ergebnisse**

Das Oviduct weiblicher Warzenenten gliedert sich makroskopisch in Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina. Es entspricht damit der Gliederung, die bei allen Vögeln zu finden ist (SALOMON u. KRAUTWALD-JUNGHANS 2008). Seine anatomische Lage im Situs entspricht in allen Perioden des Reproduktionszyklus dem von Hühnervögeln (HUMMEL 2000; WAIBL u. SINOWATZ 2004; KÖNIG et al. 2008) und mündet, wie bei allen anderen Vogelspezies in dem Urodeum der Kloake (SCHWARZ 1969b; HUMMEL 2000; WAIBL u. SINOWATZ 2004). Laut SHARMA u. DUDA (1989) steigert sich die Länge des Oviductes von Stockenten um 150% beim Übergang von nicht legenden Enten in deren Legeperiode. Bei Warzenenten ändert sich die Länge des Oviductes in diesem Zeitraum

von 107 mm auf 632 mm. Das entspricht einer Steigerung der Oviductlänge um 498 %. Sie weisen somit ein deutlich stärkeres Längenwachstum als Stockentenartige auf. Somit trifft die Aussage von MOHAMMADPUR (2007), dass das Längenwachstum von Hühneroviducten das von Enten deutlich übertrifft nur bedingt zu, da MOHAMMADPUR (2007) nur von Stockenten abstammende Hausenten untersucht hat. Warzenenten unterscheiden sich offensichtlich von Enten anderer Gattungen bezüglich ihrer Oviductentwicklung, da zum einen das Längenwachstum des Warzenentenoviductes eher dem von japanischen Wachteln ähnelt, bei denen HOLM u. RIDDERSTÅLE (2002) eine Längenzunahme von 600 % festgestellt haben. Zum anderen entspricht ihre Oviductlänge in der Legeperiode der von Legehennen, die in diesem Zeitraum circa 70 cm lange Eileiter besitzen (WAIBL u. SINOWATZ 2004). Auch Wanderelstern, denen CHAUDHURI u. MAITI (1999) eine Zunahme der Oviductlänge um 350 % attestieren, werden im Längenwachstum des Oviductes von den Warzenenten deutlich übertroffen.

### **5.7 Histologische Ergebnisse**

Die Wand des Oviductes von Warzenenten besteht aus drei Schichten, der Tunica mucosa, der Tunica muscularis und der Tunica serosa. Sie entspricht damit dem Aufbau aller anderen Geflügelarten (AITKEN 1971, YOSHIMURA u. OGAWA 1998, ÖZEN et al. 2009). An der Tunica mucosa sind, wie bei anderen Geflügelarten, eine Lamina epithelialis mucosae und eine Lamina propria mucosae zu unterscheiden (WAIBL u. SINOWATZ 2004, LIEBIG u. KÖLLE 2010). Eine Erhebung der Primärfaltenzahlen in den Abschnitten des aviären Oviductes, wie in der vorliegenden Arbeit, wurde bisher bei anderen Vogelarten noch nicht durchgeführt.

#### **5.7.1 Infundibulum**

Das Innenrelief des Infundibulums von Warzenenten entspricht mit seinen kleinen, schmalen, längsverlaufenden Mucosafalten dem von Haushühnern (SCHWARZ 1969b, AITKEN 1971). Die Art des Epithels entspricht dem von MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI (2008) bei Puten gefundenen einreihigen iso- bis hochprismatischen Epithel. Es finden sich im Infundibulum von Warzenenten aber auch Abschnitte, die mehrreihiges Epithel aufweisen. Es weist allerdings nicht ausschließlich einen mehrreihigen Charakter auf, wie ihn BAKST (1998) bei Hühnern und MOHAMMADPUR (2007) bei Stockentenartigen beschreiben. Die mittlere Epithelhöhe im Infundibulum noch nicht legender Warzenenten ist nur halb so hoch

wie das noch nicht legender Stockenten (SHARMA u. DUDA 1989). Legende Tiere beider Gattungen haben nahezu die gleichen Epithelhöhen, sind aber 1,65fach dicker als bei Hühnern (SHARMA u. DUDA 1989; KHOKHLOV u. KUZNETCOV 2007). Die zelluläre Zusammensetzung des Epithels bei Warzenenten entspricht nicht der von MOHAMMADPOUR (2007) bei Stockenten und von SHUNSAKU (1981) und BAKST (1998) bei Haushühnern beschriebenen ausschließlichen Kinozilienzellschicht. Bei Warzenenten sind in allen infundibulären Anschnitten Becherzellen eingelagert. Allerdings weiß AITKEN (1971) darauf hin, dass im abovarialen Infundibulum beim Haushuhn die Einlagerung an Becherzellen zunimmt. Die Lamina propria des Infundibulums ist bei Hühnern drüsenfrei (WAIBL u. SINOWATZ 2004), was auch für Warzenenten zutrifft. Im Bereich des infundibulomagnalen Überganges erscheinen bei Warzenenten, wie bei Hühnervögeln tubuläre Drüsen, die von BRILLARD (1990) und WAIBL u. SINOWATZ (2004) als Fossae glandulares infundibuli bezeichnet werden und auch bei Warzenenten aufzufinden sind.

### 5.7.2 Magnum

Das Magnum von Warzenenten weist ein durch sehr breite und stumpfe Primärfalten, ohne jegliche Sekundärfältelung, geprägtes Innenrelief auf. Es unterscheidet sich damit deutlich von dem Bild schmaler, sekundärgefalteter Mucosafalten, die BACHA u. BACHA (2000) und LIEBICH u. KÖLLE (2010) beim Haushuhn darstellen. Allerdings sprechen sowohl SCHWARZ (1969b), AITKEN (1971) bei Hühnern und auch YOSHIMURA u. OGAWA (1998) bei Puten von breiten, stumpfen und sekundärfaltenlosen Primärfalten, die das Oviductlumen nahezu völlig ausfüllen und somit den Verhältnissen bei Warzenenten entsprechen. Das magnale Epithel der Warzenenten entspricht dem einreihigen iso- bis hochprismatischen Epithel, das AITKEN (1971) bei Haushühnern gefunden hat. Es unterscheidet sich somit deutlich von dem mehrreihigen magnalen Epithel von Puten, Perlhühnern und Haustauben (YOSHIMURA u. OGAWA 1998; MOHAMMADPOUR u. KESHTMANDI 2008). Das magnale Epithel von Warzenenten vor dem Legebeginn ist 24 % dicker als das von Stockenten der gleichen Zyklusperiode. In der Legeperiode während das Epithel der Stockenten an Höhe zunimmt, wird das der Warzenenten deutlich flacher, bis es mit  $19,67 \pm 3,83 \mu\text{m}$  nur noch 47 % der Epithelhöhe legender Stockenten ausmacht (SHARMA u. DUDA 1989) und ähnelt dem von legenden Hühnern, das  $17,2 \pm 0,6 \mu\text{m}$  hoch ist (KHOKHLOV u. KUZNETCOV 2007). Der zelluläre Charakter des Epithels scheint bei Entenvögeln gleich zu sein, da es sowohl bei Warzenenten als auch bei Stockentenartigen

(DAS u. BISWAL 1968) aus sich regelmäßig abwechselnden Becher- und kinozilientragenden Zellen besteht. Bei Hühner- und Taubenvögeln finden sich hingegen größtenteils kinozilientragende Zellen (MAO et al. 2006). Die Lamina propria weist bei Hühnern (WYBURN et al. 1970), Stockentenartigen (DAS u. BISWAL 1968, ÖZEN et al. 2009), Perlhühnern (YOSHIMURA u. OGAWA 1998) und auch bei Warzenenten einen massiven Gehalt an Drüsengewebe auf. Ausführungsgänge, wie sie YOSHIMURA u. OGAWA (1998) bei Perlhühnern aufgefunden haben, sind bei Warzenenten nicht zu finden.

### 5.7.3 Isthmus

Die Mucosafalten im Isthmus von Warzenenten unterscheiden sich kaum von denen der Hühner. Sie sind niedriger, spitz zulaufend und schmaler als im Magnum. Allerdings weisen die isthmalen Primärfalten der Warzenenten, im Gegensatz zum Haushuhn weder Incisuren (SCHWARZ 1969b) noch Sekundärfalten (BACHA u. BACHA 2000) auf. Ein regelmäßiger Wechsel von flachen und hohen Längsfalten, die einen lanzenspitzenartigen Querschnitt bilden, ist bei anderen Vogelarten bisher nicht beschrieben worden. Das Epithel des Isthmus ist bei Warzenenten, wie bei allen Geflügelarten, mehrreihig hochprismatisch (BACHA u. BACHA 2000). Es ist bei Warzenenten vor Eintritt in die Legeperiode 31 % dicker als von Stockenten. Während die mittlere Epithelhöhe beim Übertritt in die Legeperiode bei den Stockenten nahezu gleich bleibt, sinkt die der Warzenenten auf 74 % der Stockentenepithelhöhe (SHARMA u. DUDA 1989). Auch das Epithel von legenden Hühnern ist 18 % höher als das legenden Warzenenten (KHOKHLOV u. KUZNETCOV 2007). Es besteht aus Basalzellen und zu gleichen Teilen aus Becher- und kinozilientragenden Zellen. Damit entspricht das isthmale Epithel der Warzenenten eher dem von Hühnern (DRAPER et al. 1972) als dem von anderen Enten (DAS u. BISWAL 1968). Die Lamina propria weist beim Hausgeflügel (BACHA u. BACHA 2000, KÖNIG et al. 2008) ein gut ausgebildetes Drüsenlager auf. Es ist bei Warzenenten stärker ausgebildet und hat die Propriadrüsen wirker dichter gepackt als bei Stockentenartigen (ÖZEN et al. 2009), was auf eine stärkere exokrine Aktivität des Isthmus bei Warzenenten hinweist. Eine Abgrenzung zwischen Lamina epithelialis und Lamina propria, wie sie DRAPER et al. (1972) bei Hühnern beschreiben, ist bei Warzenenten nicht zu finden.

### 5.7.4 Uterus

Das Innenrelief des Uterus bei Warzenenten entspricht mit hohen sekundär gefälteten Primärfalten dem von Stockentenartigen (MOHAMMADPOUR 2007). Flache Primärfalten,

wie sie DAS u. BISWAL (1968) bei Enten fanden, entsprechen nicht dem Bild der Mucosafältelung im Warzenentenuterus. Das uterine Epithel ist wie bei allen Geflügelarten mehrreihig hochprismatisch (JOHNSTON et al. 1963, MOHAMMADPOUR 2007). Die mittleren Höhen der uterinen Epithelien sind bei noch nicht legenden Warzen- und Stockenten mit einem Höhenunterschied von 16 % nahezu gleich. In der Legeperiode sind die der Warzenenten 30 % höher als bei Stockenten (SHARMA u. DUDA 1989) und 21 % höher als bei legenden Hühnern (KHOKHLOV u. KUZNETCOV 2007). Es setzt sich bei Hühnern und Stockentenartigen aus Basalzellen und apikalen kinozilientragenden Zellen zusammen (WYBURN 1973, MOHAMMADPOUR 2007). Bei Warzenenten erscheinen, im Gegensatz zu dem uterinen Epithel anderer Geflügelarten, immer wieder Becherzellen zwischen den kinozilientragenden Zellen. Die Lamina propria ist bei allen Geflügelarten nicht so mächtig wie im Magnum oder Isthmus und enthält tubuläre Drüsen. Allerdings findet sich bei Warzenenten kein Verteilungsgradient der Drüsenlager von basal apikal, wie ihn YOSHIMURA u. OGAWA (1998) bei Perlhühnern beschreiben. Die Drüsenlager wirken bei Warzenenten deutlich dichter gepackt, als von ÖZEN et al. (2009) bei Stockentenartigen dargestellt.

### **5.7.5 Vagina**

Die Mucosafalten von Warzenenten sind, wie bei allem Hausgeflügel, schlank, lang und stark sekundär gefältelt (BACHA u. BACHA 2000, KÖNIG et al. 2008). Flache Falten im Bereich des uterovaginalen Überganges wie sie PAL (1977) bei Stockentenartigen beschreibt, sind bei Warzenenten nicht zu finden. Das vaginale Epithel der Warzenenten entspricht mit seinem mehrschichtig hochprismatischen Charakter dem von Hühnervögeln (BAKST 1987) und ist nicht, wie von MICHEL (1982) bei Hauswassergeflügel beschrieben, zweistufig. Die mittlere Epithelhöhe ist in der Vagina bei Warzenenten, aber auch bei Stockenten am höchsten. Sowohl nicht legende Tiere, als auch legende Tiere beider Gattungen differieren in ihrer vaginalen Epithelhöhe, mit 15 beziehungsweise 8 % Höhenunterschied kaum voneinander (SHARMA u. DUDA 1989). Das vaginale Epithel von Hühnern ist laut KHOKHLOV u. KUZNETCOV (2007) nicht deutlich dicker als in den anderen Ovidutabschnitten und nimmt im Vergleich zum Uterus sogar noch ab. Es weist in diesem Oviductabschnitt nur 40 % der Epithelhöhe legender Warzenenten auf. Die zelluläre Zusammensetzung des Epithels entspricht bei Warzenenten der von Hühnern, Puten (BAKST 1987), Gänsen (MICHEL 1982) und Enten (PAL 1977). Die Vagina der Warzenenten weist wie alle Geflügelarten eine drüsenfreie Lamina propria auf, in der sich, vor allem im Bereich der proximalen Vagina,

Invaginationen des luminalen Epithels finden, die als Sperm-Storage-Tubules bezeichnet werden (MERO u. OGASAWARA 1970, BAKST 1987, WAIBL u. SINOWATZ 2004).

### 5.8 Spermienverteilung

FUJI u. TAMURA (1963) und TAKEDA (1964) haben bei Geflügel zwei Lokalisationen beschrieben, in denen Spermien gespeichert und wieder freigegeben werden, zum einen die Sperm-Storage-Tubules (SST) des uterovaginalen Überganges und zum anderen in den Fossae glandulares infundibuli (FGI) im Tubus infundibularis des Isthmus. Beide Strukturen sind auch bei Warzenenten nachweisbar. Allerdings konnte die von KOYANAGI u. NISHIYAMA (1981) und BRILLARD (1990) beschriebene Funktion der FGI im Sinne einer kurzfristigen Spermaspeicherung kurz vor der Passage der noch unbefruchteten Eizelle bei Warzenenten nicht nachgewiesen werden, da sich bei keinem der Tiere Spermatozoen in den FGI fanden. Dieser Umstand schließt aber die Möglichkeit einer Kurzzeitspeicherung nicht aus, da alle Warzenenten zur selben Tageszeit geschlachtet worden sind und die zu diesem Zeitpunkt aus den FGI eradiziert worden sein können. Gesetzt dem Fall, dass die Spermatozoen eine ähnlich starke Affinität zur Haftung an der perivittellinen Membran des Ovums aufweisen, wie sie bei Puten und Hühnern von BRILLARD u. BAKST (1990) beschrieben wurde, könnte die erfolgte Eipassage eine Erklärung für das spät nachmittägliche Fehlen von Spermatozoen in den FGI sein. In den SST der Warzenenten konnten bis nach der Ablage des sechsten Eies Spermatozoen nachgewiesen werden. Nach Ablage des 15. Eies wurden erneut SST in den histologischen Schnitten dargestellt, die allerdings keine Spermatozoen enthielten. Diese Beobachtung stimmt mit den Ergebnissen von LIU et al. (2008) überein, die eine Befruchtungsdauer von 12,06 Tagen nach einmaliger Insemination bei Hühnern festgestellt haben. Da bei keinem der untersuchten Tiere Spermatozoen im Oviductlumen nachweisbar waren und alle Tiere zur gleichen Tageszeit geschlachtet worden sind, ist anzunehmen, dass die Spermatozoen bei Warzenenten diskontinuierlich aus den SST freigesetzt werden, wie es von BOBR et al. (1964b) bei Hausgeflügel beschrieben wird. Eine kontinuierliche Freisetzung, wie sie von BURKE u. OGASAWARA (1969) und BAKST u. VINYARD (2002) bei Hühnern und Puten dargestellt wurde, erscheint unter diesen Umständen unwahrscheinlich. In der vorliegenden Untersuchung sind bei Tieren, welche ihr sechstes Ei abgelegt hatten, spermienhaltige und leere SST dargestellt worden. Dieser Befund weist darauf hin, dass die Spermatozoen von Warzenenten nicht aus allen SST gleichzeitig entlassen werden, sondern dass sich einige SST vollständig entleeren, während andere

unentleert bleiben. Dieser Umstand entspricht dem von SCHINDLER et al. (1967) bei Hühnervögeln beschriebenen Spermidepletionsmechanismen aus den SST.

---

## 6 ZUSAMMENFASSUNG

Warzenenten (*Cairina moschata forma domestica*) gewinnen in der industriellen Geflügelproduktion immer mehr an Bedeutung. Im Gegensatz zu anderen Nutzgeflügelgattungen ist über die Physiologie und über die Möglichkeiten der Einflussnahme auf den Fortpflanzungszyklus bei Warzenenten nur wenig bekannt. Ein Ziel dieser Arbeit war es, biostimulatorische Effekte männlicher Artgenossen auf Enten vor Eintritt in die Legeperiode nachzuweisen und eine klinische Untersuchungsmethode zur Vorhersage des Legebeginns zu etablieren. Ein weiteres Ziel war es, die makroskopische und mikroskopische Morphologie des Oviductes und die Größenentwicklung der Dotterkugeln von Warzenenten unter dem Aspekt von Veränderungen während des Fortpflanzungszyklus zu charakterisieren und deren potentielle Beeinflussung durch die peripheren Konzentrationen von Östradiol-17 $\beta$  und Progesteron zu untersuchen. Zusätzlich sollte festgestellt werden, wo und wie lang während der Lege- und Brutperiode Spermien im weiblichen Genitale nach einmaligem Tretakt aufzufinden sind. Zur Detektion biostimulatorischer Effekte wurden 15 Warzenenten bis zu ihrem Legebeginn mit permanentem optischen, akustischen und olfaktorischen Kontakt zu einem Erpel und 15 Tiere ohne jeglichen Kontakt zu einem männlichen Artgenossen gehalten. Es zeigte sich, dass Enten mit Erpelkontakt 16 Tage eher mit dem Legen beginnen, als unstimulierte Tiere ( $p = 0,003$ ). Bei 29 ausgewachsenen Warzenenten wurden die Kloaken vor dem Legebeginn jeden zweiten Tag klinisch untersucht. Die Rötung, Ödematisierung und Öffnung des Musculus sphincter cloacae, die Feuchtigkeit der Kloakenöffnung und die Rötung und Vorwölbung der Kloakalschleimhaut wurden beurteilt und einer von vier Befundklassen zugeordnet. Warzenenten, die der Befundklasse 2 entsprechen, stehen maximal 26 Tage vor ihrem Legebeginn. Wenn die Tiere Kloaken der Befundklasse 3 aufweisen, werden sie nach spätestens 14 Tagen ihr erstes Ei ablegen. Entsprechen die Kloaken der Tiere der Befundklasse 4, werden sie binnen ein bis zwei Tagen mit dem Legen beginnen oder haben bereits gelegt. Für die Untersuchung der hormonellen und anatomischen Veränderungen wurden 35 Warzenenten verschiedenen Fortpflanzungszyklusphasen (infantil [70 Tage alt], juvenil [275 – 290 Tage alt], nach Legen des 1., 2., 4., 6., 10., 15. und 20. Eies, 5 Tage brütend und 35 Tage brütend) beziehungsweise Fortpflanzungszyklusperioden (noch nicht legend, legend, brütend) zugeordnet. Es zeigte sich, dass die Serumkonzentrationen von Östradiol-17 $\beta$  und Progesteron von der Periode nicht legenden Tiere gegenüber der Legeperiode signifikant ansteigen. Nach dem Übertritt in die Brutperiode kommt es zu einem signifikanten Abfall der Hormonkonzentrationen im

Blutserum. Das Oviduct von Warzenenten lässt sich makroskopisch in Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina einteilen und weist während des Reproduktionszyklus massive Längenveränderungen auf. Infantile Tiere besitzen mit durchschnittlich  $107 \pm 9$  mm die kürzesten Eileiter. Die Länge der Oviducte steigt im weiteren Verlauf des Fortpflanzungszyklus stetig an, bis sie nach der Ablage des 10. Eies ihr Maximum von  $632 \pm 58$  mm erreicht hat. Danach nimmt sie bis zum Ende Brutperiode stetig ab und beträgt am 35. Bruttag  $235 \pm 87$  mm. Diese Längenänderungen korrelieren signifikant mit den Serumkonzentrationen von Progesteron ( $r = 0,635$ ;  $p < 0,001$ ) und Östradiol-17 $\beta$  ( $r = 0,733$ ;  $p < 0,001$ ). Auch die mittleren Oviductdurchmesser und die Durchmesser der dominierenden Dotterkugeln am Ovar nehmen mit zunehmenden Östradiol-17 $\beta$ - und Progesteronwerten bis in die Legeperiode zu und sinken dann in der Brutperiode entsprechend der Hormonwerte ab. Zur Erhebung der mikroskopischen Befunde wurden die Oviducte von 34 Enten alle 5 cm querschnitten und Hämatoxylin-Eosin gefärbt. Im Querschnitt ist das aus Mucosafalten gebildete Innenrelief des Oviductes sichtbar. Jeder Abschnitt des Oviductes weist eine, für ihn typische Morphologie der Fältelung der Tunica mucosa auf. Die Anzahl der Primärfalten je 1000  $\mu\text{m}$  im Querschnitt ist im Infundibulum mit  $8,81 \pm 3,02$  signifikant höher als in allen anderen Oviductabschnitten ( $p < 0,001$ ). Vor allem im Magnum und im Uterus sinken die Primärfaltenzahlen je 1000  $\mu\text{m}$  während der Legeperiode signifikant unter die der anderen Perioden des Fortpflanzungszyklus. Die Veränderungen in diesen Abschnitten stehen im signifikanten Zusammenhang mit den peripheren Konzentrationen von Östradiol-17 $\beta$  und Progesteron und sind wahrscheinlich auf die Anzahl und Aktivität der Propriadrüsen zurückzuführen. Alle Abschnitte des Oviductes, außer der Vagina weisen ein einschichtig bis mehrreihig hochprismatisches Epithel aus Becher- und kinozilientragenden Zellen auf. Seine Dicke beträgt durchschnittlich zwischen  $19,29 \pm 4,93$   $\mu\text{m}$  im Infundibulum und  $20,90 \pm 7,91$   $\mu\text{m}$  im Magnum. Beim Übergang in den Uterus kommt es zu einer signifikanten Zunahme der mittleren Epitheldicke auf  $30,46 \pm 4,16$   $\mu\text{m}$  ( $p < 0,001$ ). In der Vagina findet sich ein mehrschichtig hochprismatisches Epithel, das mit durchschnittlich  $53,16 \pm 10,12$   $\mu\text{m}$  signifikant dicker als in allen anderen Oviductabschnitten ist ( $p < 0,001$ ). In der Lamina propria finden sich, außer im Infundibulum und in der Vagina tubuläre Drüsen, die keine Ausführungsgänge besitzen und in den jeweiligen Zyklusperioden morphologische Veränderungen aufweisen. In der Lamina propria der ovarialen Vagina, finden sich, als Invaginationen des Epithels, Sperm-Storage-Tubules (SST), die der Spermaspeicherung dienen. Sie konnten bei neun Tieren histologisch dargestellt werden. Bis nach der Ablage des sechsten Eies konnten Spermatozoen in den SST gefunden werden, was eine

Mindestspeicherzeit von Spermatozoen in den SST von Warzenenten von fünf Tagen belegt. Im Oviductlumen waren bei keinem der Tiere Spermatozoen aufzufinden. Da alle Tiere zur gleichen Tageszeit geschlachtet wurden, weist dieser Befund auf eine diskontinuierliche Freisetzung der Spermien aus den SST hin. Die dargestellten Ergebnisse sind Grundlage für eine Steigerung der Effizienz der Produktion von Warzenenten und für weitergehende Studien zur Etablierung biotechnischer Verfahren zur Beeinflussung des Fortpflanzungszyklus bei dieser Tierart.

---

**7 SUMMARY**

Muscovy ducks (*Cairina moschata* forma domestica) are gaining more importance in industrial poultry production. Contrary to other genera of domestic poultry, there is very little known about the muscovies' reproductive cycle physiology and about the possibilities of influencing it. This work aimed to prove biostimulative effects of male ducks on female members of their species before the onset of the laying period and to establish a clinical method of examination to predict the point of lay. Another aim was to characterize the macro- and microscopic morphology of the oviduct and the growth in size of the yolk spheres of muscovies, seen under the aspect of changes during the reproductive cycle, and to examine their potential influence by the peripheral concentrations of estradiol-17 $\beta$  and progesterone. In addition, it was to be ascertained, where and how long spermatozoa could be found in the female genitals after a single copulation during the laying and hatching period. In order to detect biostimulative effects, 15 female muscovies were kept in optical, acoustic, and olfactory contact to a drake till their point of lay, whereas 15 females were kept without any contact to a male conspecific. It turned out that those ducks with contact to a drake began to lay 16 days earlier than those ones without such stimulation. The cloacae of 29 full-grown muscovies were clinically examined on every other day before the point of lay. The reddening, edematization and opening of the cloacal sphincter muscle, the humidity of the cloacal orifice and the reddening and outward bulge of the mucous membrane were rated and assigned to one of four different classes of results. In the case of muscovies of class 2, there were not more than 10 days till their point of lay. Ducks with cloacae of class 3 did not lay their first eggs later than after 14 days. Animals with class-4-cloacae were about to lay their eggs within next 24 to 48 hours or had already laid. In order to examine the hormonal and anatomical changes, 35 muscovies were assigned to different stages (infantile [70 days old], juvenile [275 – 290 days old], after laying of the 1., 2., 4., 6., 10., 15. and 20. egg, 5 days hatching and 35 days hatching) respectively periods (before the point of lay, laying, hatching) of the reproductive cycle. It turned out that the serum concentrations of estradiol-17 $\beta$  and progesterone significantly increased from the ducks before the point of lay to the laying period. Into the hatching period, a significant decrease of the hormone concentration in the blood serum became evident. The oviduct of muscovies can be macroscopically divided into infundibulum, magnum, isthmus, uterus and vagina. It shows considerable changes in length during the reproductive cycle. Infantile animals have the shortest oviducts, measuring  $107 \pm 9$  mm on average. The length of the oviducts is permanently increasing during the further

course of the reproductive cycle, until it has reached its maximum of  $632 \pm 58$  mm after laying of the tenth egg. Afterwards, it continuously decreased up to the end of the hatching period. On the 35<sup>th</sup> hatching day, it only measures  $235 \pm 87$  mm. These changes in length significantly correlated with the serum concentrations of progesterone and estradiol-17 $\beta$ . Also the medium diameters of the oviduct and the diameters of the dominating yolk spheres on the ovary grew, accompanied by increasing values of the estradiol-17 $\beta$  and progesterone till the laying period. During the hatching period, they decreased again corresponding to the hormonal values. In order to get the microscopic results, the oviducts of 34 ducks were cut every five centimeters and stained haematoxylin and eosin. The cross-section made the inner relief visible, which is formed by mucosal folds. Each section of the oviduct showed a typical morphology of the pleating of the tunica mucosa. The number of the primary folds per 1000  $\mu$ m in the cross-section was significantly larger in the Infundibulum, where it amounted to  $8,81 \pm 3,02$ , than in any other section of the oviduct. It was above all in the magnum and in the uterus, where the number of the primary folds significantly descended during the laying period below those of the other periods of the reproductive cycle. The changes in these sections were obviously connected with the peripheral concentrations of estradiol-17 $\beta$  and progesterone. They probably resulted from the number and activity of the glands of the lamina propria. All sections of the oviduct except the vagina showed a single-layer till pseudostratified columnar epithelium, consisting of goblet cells and ciliated cells. Its average thickness was between  $19,29 \pm 4,93$   $\mu$ m in the Infundibulum and  $20,90 \pm 7,91$   $\mu$ m in the magnum. Going further into the uterus, the mean thickness of the epithelium significantly increased up to  $30,46 \pm 4,16$   $\mu$ m. Inside the vagina, there was a multi-layer columnar epithelium, which was - measuring  $53,16 \pm 10,12$   $\mu$ m – significantly thicker than in any other section of the oviduct. In the lamina propria, except in the Infundibulum and in the vagina, tubular glands could be found, which did not possess any exit ducts and showed morphological changes during the respective cycle periods. Inside the lamina propria of the proximal vagina, invaginations of the epithelium are situated, which serve to store spermatozoa and are called sperm-storage-tubules (SST). They could be histologically presented in nine animals. Up to the time after the ducks laid their sixth egg, spermatozoa could be found in the SST. This fact proves, that spermatozoa can be stored in the SST of muscovies for at least five days. In none of the animals, could spermatozoa be found in the lumen of the oviduct. As all organ samples were taken at the same time of the day, these findings suggest a discontinuous release of the sperms from the SST. The present study results are intend to be a basis for the enhancement of the efficiency of the production of

muscovies and a starting point for further studies to establishing biotechnical methods to influence the reproductive cycle in this species.

**8 LITERATURVERZEICHNIS**

Aitken RNC. The oviduct. In: Bell JD, Freeman BM. ed. Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl. Vol. 3. London: Academic Press; 1971:1237-1289

Aitken RNC, Johnston HS. Observations on the fine structure of the infundibulum of the avian oviduct. *J Anat.* 1963; 97:87-99

Allen TE, Grigg GW. Sperm transport in the fowl. *Aust J Agric Res.* 1957; 8:788-799

Bacha WJ, Bacha LM. Color Atlas of Veterinary Histology. 2nd edition. Philadelphia, Baltimore, New York, London, Buenos Aires, Hong Kong, Sydney, Tokio: Lippincott Williams & Williams; 2000; chapter 18:221-244

Baker JR, Balch DA. A study of the organic material of hen's-egg shell. *Biochem J.* 1962; 82:352-361

Bakst MR. Structure of the avian oviduct with emphasis on sperm storage in poultry. *J Exp Zool.* 1998; 282(4-5):618-626

Bakst MR. Fate of fluorescent stained sperm following insemination: new light on oviducal sperm transport and storage in the turkey. *Biol Reprod.* 1994 ;50(5):987-992

Bakst MR. Anatomical basis of sperm-storage in the avian oviduct. *Scanning Microsc.* 1987; 1(3):1257-1266

Bakst MR, Howarth B. SEM preparation and observations of the hen's oviduct. *Anat. Rec.* 1975; 181:211-226

Bakst MR, Vinyard BT. Oviducal sperm storage in turkeys: Spatial Distribution of Sperm Within the Uterovaginal Junction Sperm-Storage Tubules. *J Exp Zool.* 2002; 292(2):206-209

Barnett JL, Tauson R, Downing JA, Janardhana V, Lowenthal JW, Butler KL et al. The effects of a perch, dust bath, and nest box, either alone or in combination as used in furnished cages, on the welfare of laying hens. *Poult Sci.* 2009; 88(3):456-470

Baumgartner W, Schusser FG, Ketz Riley CJ, Scope A, Schlerka G, Thalhammer J et al. Einleitung. In: Baumgartner W. Hrsg. *Klinische Propädeutik der inneren Krankheiten und Hautkrankheiten der Haus und Heimtiere.* 5.Auflage. Wien; 2002:27-31

Berardinelli IG, Fogwell RL, Inskoop EK. Effect of electrical stimulation or presence of a bull on puberty in beef heifers. *Theriogenology.* 1978; 9:133

Bickford AA. A fully formed and functional right oviduct in a Single Comb White Leghorn pullet. *Avian Dis.* 1965; 9:464-470

Bilgili SF, Renden JA, Krista LM. Relationships among fertility, sperm storage, and shell quality. *Poult Sci.* 1984; 63(11):2292-2295

Bluhm CK, Phillips RE, Burke WH. Serum levels of luteinizing hormone, prolactin, estradiol and progesterone in laying and nonlaying mallards (*Anas platyrhynchos*). *Biol Reprod.* 1983a; 28(2):295-305

Bluhm CK, Phillips RE, Burke WH. Serum levels of luteinizing hormone (LH), prolactin, estradiol, and progesterone in laying and nonlaying canvasback ducks (*Aythya valisineria*). *Gen Comp Endocrinol.* 1983b; 52(1):1-16

Bobr LW, Lorenz FW, Ogasawara FX. Distribution of the Spermatozoa in the Oviduct and Fertility in Domestic birds. I. Residence Sites of Spermatozoa in Fowl Oviducts. *J Reprod Fertil.* 1964a; 8:39-47

Bobr LW, Ogasawara FX, Lorenz FW. Distribution of the Spermatozoa in the Oviduct and Fertility in Domestic birds. II. Transport of Spermatozoa in the Fowl Oviduct. *J Reprod Fertil.* 1964b; 8:49-58

Bolaños JM, Forsberg M, Kindahl H, Rodriguez-Martinez H. Biostimulatory effects of estrous cows and bulls on resumption of ovarian activity in postpartum anestrous Zebu (*Bos indicus*) cows in the humid tropics. *Theriogenology*. 1998; 49(3):629-636

Booth WD. Changes with age in the occurrence of C19 steroids in the testis and submaxillary gland of the boar. *J Reprod Fertil*. 1975; 42(3):459-72

Brillard JP. Sperm Storage and Transport Following Natural Mating and Artificial Insemination. *Poult Sci*. 1993; 72(5):923-928

Brillard JP. Stockage des spermatozoïdes dans l'oviducte chez les oiseaux: approche morphologique, histologique et fonctionnelle. *Reprod Nutr Dev*. 1990; 30:161-174

Brillard JP, Bakst MR. Quantification of spermatozoa in the sperm-storage tubules of turkey hens and the relation to sperm numbers in the perivitelline layer of eggs. *Biol Reprod*. 1990; 43(2):271-275

Brooks PH; Cole DJ. The effect of the presence of a boar on the attainment of puberty in gilts. *J Reprod Fertil*. 1970; 23:435-440

Brun JM, Larzul C. Inheritance of reproductive traits of female common ducks (*Anas platyrhynchos*) in pure breeding and in inter-generic crossbreeding with muscovy ducks (*Cairina moschata*). *Br Poult Sci*. 2003; 44(1):40-45

Burke WH, Ogasawara FX. Presence of spermatozoa in the uterovaginal folds of the hen at various stages of the ovulatory cycle. *Poult Sci*. 1969; 48: 408-413

Burns PD, Spitzer JC. Influence of biostimulation on reproduction in postpartum beef cows. *J Anim Sci*. 1992; 70(2):358-362

Caton JS, Jesse GW, Day BN, Ellersieck MR. The effect of duration of boar exposure on the frequency of gilts reaching first estrus. *J Anim Sci*. 1986; 62(5):1210-1214

Champion LR. A case of paired oviducts in the chicken. *Poult. Sci*. 1955; 34:184-186

Chaudhuri S, Maiti BR. Oviductal Function during the Annual ovarian cycle of a Wild Avian species, the Tree Pie (*Dendrocitta vagabunda*). *Biol Rhythm Res.* 1999; 30(3):290-296

Chemineau P. Possibilities for using bucks to stimulate ovarian and estrus cycles in anovulatory goats. *Lives Prod Sci.* 1987; 17:135-147

Cheng YA, Rouvier R, Hu YH, Tai JLL, Tai C. Breeding an genetics of waterfowl. *Worlds Poult Sci J.* 2003; 59:509-519

Chenoweth PJ. Reproductive management procedures in control of breeding. *Aust J Anim Prod.* 1983; 15:28-33

Chousalkar KK, Roberts JR. Ultrastructural changes in the oviduct of the laying hen during the laying cycle. *Cell Tissue Res.* 2008; 332(2):349-358

Christenson RK, Ford JJ. Puberty and estrus in confinement-reared gilts. *J Anim Sci.* 1979; 49(3):743-51

Cohen-Tannoudji J, Einhorn J, Signoret JP. Ram Sexual Pheromone: First Approach of Chemical Identification. *Physiol Behav.* 1992; 56(5):955-961

Cohen-Tannoudji J, Locatelli A, Signoret JP. Non-pheromonal stimulation by the male of LH release in the anoestrous ewe. *Physiol Behav.* 1986; 36:921-924

Compton MM, Van Krey HP. A histological examination of the uterovaginal sperm storage glands in the domestic hen following an insemination with variable semen dosages. *Poult Sci.* 1979; 58(1):478-480

Cushwa WT, Bradford GE, Stabenfeldt GH, Berger YM, Dally MR. Ram influence on ovarian and sexual activity in anestrus ewes: effects of isolation of ewes from rams before joining and date of ram introduction. *J Anim Sci.* 1992; 70:195-200

Das LN, Biswal G. Microanatomy of the Reproductive Tract of Domestic Duck (*Anas Boscas*). *Indian Vet J.* 1968; 45(12):1003-1009

Denjean BA, Ducos A, Darre´ A, Pinton A, Seguela H, Berland MF Blanc et al. Caryotype des canards communs (*Anas platyrhynchos*), Barbarie (*Cairina moschata*) et de leur hybride. *Revue Méd Vét.* 1997; 148:695–704

De Kruif A. Factors influencing the fertility of a cattle population. *J Reprod Fertil.* 1978; 54(2):507-18.

Donkin RA. The muscovy duck, *Cairina moschata*, origins, dispersal and associated aspects of the geography of domestication. Rotterdam: Balkema; 1989; chapter 3:31-89

Draper MH, Davidson MF, Wyburn GM, Johnston HS. The fine structure of the fibrous membrane forming region of the isthmus of the oviduct of *Gallus domesticus*. *Q J Exp Physiol Cogn Med Sci.* 1972 Jul; 57(3):297-310

Edwards DF, Levin RJ. An electrical method of detecting the optimum time to inseminate cattle, sheep and pigs. *Vet Rec.* 1974; 95(18):416-20

Eroschenko VP, Wilson WO. Histological Changes in the Regressing Reproductive Organs of Sexually Mature Male and Female Japanese Quail. *Biol Reprod.* 1974; 11(2):168-169

Etches RJ. The ovulatory cycle of the hen. *CRC Crit Rev Poult Biol.* 1990; 2:293-318

Etches RJ. Calcium logistics in the hen. *J Nutr.* 1987; 117:619-628

Fertuck HC, Newstad JD. Fine Structural Observations on Magnum Mucosa in Quail and Hen Oviducts. *Z Zellforsch Mikrosk Anat.* 1970; 103(4):447-459

Flowers WL, Esbenshade KL. Optimizing management of natural and artificial matings in swine. *J Reprod Fertil Suppl.* 1993; 48:217-28

Friess AE, Sinowatz F, Wrobel KH, Scklek-Winnisch R. The uterovaginal sperm host glands of the quail (*Coturnix coturnix japonica*): an ultrastructural and ultracytochemical study. *Cell Tissue Res.* 1978; 191(1):101-114

Froman D. Deduction of a model for sperm storage in the oviduct of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Biol Reprod.* 2003; 69(1):248-53

Fujii S. Histological and Histochemical Studies on the Oviduct of the Domestic Fowl with Special Reference to the Region of Uterovaginal Juncture. *Arch Histol Jpn.* 1963; 23:447-459

Fujii S, Tamura T. Location of sperms in the oviduct of the domestic fowl with special reference to storage of sperms in the vaginal gland. *J Fac Fish Anim Husb.* 1963; 5:145-163

Gerstberger R, Barth SW. Reproduktion beim Vogel. In: von Engelhardt W, Breves G. Hrsg. *Physiologie der Haustiere.* 2. Auflage. Stuttgart: Enke; 2004:536-550

Giersberg H. Untersuchungen über Physiologie und Histologie des Eileiters der Reptilien und Vögel; nebst einem Beitrag zur Fasergenese. *Z Wiss Zool.* 1923; 120:1-97

Gilbert AB, Reynolds ME, Lorenz FW. Distribution of spermatozoa in the oviduct and fertility in domestic birds. V. Histochemistry of the uterovaginal sperm-host glands of the domestic hen. *J Reprod Fert.* 1968; 16:433-444

Grunert E. Die gynäkologische Untersuchung. In: Grunert E, Berchthold M. Hrsg. *Fertilitätsstörungen beim weiblichen Rind.* Berlin, Hamburg: Paul Parey; 1982: 74-109

Guémené D, Guy G, Noirault J, Destombes N, Samson M, Garreaumills M et al. Physiological and behavioural responses to force-feeding procedure in male mule ducks and ganders. *Proceedings 1st World Waterfowl Conference.* 1999; 1-4:413-424

Hemsworth PH, Hansen C, Winfield CG, Barnett JL. Effects on puberty attainment in gilts of continuous or limited exposure to boars. *Aust J Exp Agric.* 1988; 28(4):469-472

Hoffmann B, Höveler R, Hasan SH, Failing K. Ovarian and pituitary function in dogs after hysterectomy. *J Reprod Fert.* 1992; 96:837-845

Hoffmann B, Schams D, Giménez T, Ender ML, Herrmann C, Karg H. Changes of progesterone, total oestrogens, corticosteroids, prolactin and LH in bovine peripheral plasma around parturition with special reference to the effect of exogenous corticoids and a prolactin inhibitor respectively. *Acta Endocrinol.* 1973; 73:385-399

Hohman W, Schraer H. The intracellular distribution of calcium in the mucosa of the avian shell gland. *J Cell Biol.* 1966; 30(2):317-331

Holm L, Ridderstråle Y. Development of sperm storage tubules in the quail during sexual maturation. *J Exp Zool.* 2002; 292(2):200-205

Hu YH, Poivey JP, Rouvier R, Liu SC, Tai C. Heritabilities and genetic correlations of laying performance in Muscovy ducks selected in Taiwan. *Br Poult Sci.* 2004; 45(2):180-185.

Hughes PE, Pearce GP, Paterson AM. Mechanisms mediating the stimulatory effects of the boar on gilt reproduction. *J Reprod Fertil Suppl.* 1990; 40:323-241

Hummel G. *Anatomie und Physiologie der Vögel.* Stuttgart: Eugen Ulmer; 2000; Kapitel 11:169-191

Hutson JM, Donahoe PK, MacLaughlin DT. Steroid modulation of mullerian duct regression in the chick embryo. *Gen. Comp. Endocrinol.* 1985; 57:88-102

Isola J, Korte JM, Tuohimaa P. Immunocytochemical localization of progesterone receptor in the chick ovary. *Endocrinology.* 1987; 121:1034-1040

Izard MK. Pheromones and reproduction in domestic animals. In: Vandenberg JG. ed. *Pheromones and Reproduction in Mammals.* Academic Press. New York 1983:253-285

Izard MK, Vandenberg JG. The effect of bull urine on puberty and calving date in crossbred beef heifers. *J Anim Sci.* 1982; 55:1160-1168

Jeroch H, Clauss F, Seidlitz U, Hennig A. Untersuchungen über den Einfluss eines verminderten Energiegehaltes bei gleichem Rohproteingehalt im Mischfutter auf das Mastergebnis, die Schlachtkörperzusammensetzung und den Nährstoffzuwachs im Futter bei Mastenten. Arch Tierernährung. 1999; 24:321-334

Johnson AL. Reproduction in the Female Bird. In: Whittow GC. ed. Sturkie's Avian Physiology. 5th edition. San Diego, London, Boston, New York, Sydney, Tokio, Toronto: Academic Press; 2000:569-596

Johnson AL, van Tienhoven A. Plasma concentrations of six steroids and LH during the ovulatory cycle of the hen, Gallus domesticus. Biol Reprod. 1980; 51:327-333

Johnston HS, Aitken RNC, Wyburn GM. The fine structure of the uterus of the domestic fowl. J Anat Lond. 1963; 97(3):333-344

Kamar GA, Yamani KA. Physiological causes of paired oviducts in ducks. J Reprod Fertil. 1962; 4:99-101

Kar AB. Studies on the ligaments of the oviduct in the domestic fowl. Anat. Rec. 1947; 224:175-192

Kemp B, Soede NM, Langendijk P. Effects of boar contact and housing conditions on estrus expression in sows. Theriogenology. 2005; 63(2):643-656

King A. Aves urogenital system. In: Getty R. ed. Sission and Grossman's The Anatomy of the Domestic animals. 5th edition. Vol. 2. Philadelphia: Saunders; 1975:1919-1964

King LM, Brillard JP, Bakst MR, Donoghue AM. Isolation of sperm storage tubules from the uterovaginal junction mucosa of the turkey. Poult Sci. 1999; 78(7):1044-1047

Kirkwood RN, Forbes JM, Hughes PE. Influence of boar contact on attainment of puberty in gilts after removal of the olfactory bulbs. J Reprod Fertil. 1981; 61(1):193-196

König HE, Hinterseher C, Walter I, Bragulla H, Korbel R. Weibliche Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina). In: König HE, Korbel R, Liebig HG. Hrsg. Anatomie der Vögel. 2.Auflage. Stuttgart, New York: Schattauer; 2008:157-168

Khokhlov RY, Kuznetsov SI. Morphogenesis of a Tunica Mucosa of Oviduct of the hens. *Int J Morphol.* 2007; 25(2):329-333

Knight TW, Lynch PR. Source of ram pheromones that stimulate ovulation in the ewe. *Anim Reprod Sci.* 1980; 3:133-136

Knox RV, Breen SM, Willenburg KL, Roth S, Miller GM, Ruggiero KM et al. Effect of housing system and boar exposure on estrus expression in weaned sows. *J Anim Sci.* 2004; 82(10):3088-3093

Kolbe H. Die Entenvögel der Welt. 5. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 1999; Kapitel 11.3.5.1:170-179

Kolbe H. Die Entenvögel der Welt. 1. Auflage. Radebeul: Neumann; 1972; Kapitel 5.8:415-445

Kowalski A, Sokół R. Influence of *Dermanyssus gallinae* (poultry red mite) invasion on the plasma levels of corticosterone, catecholamines and proteins in layer hens. *Pol J Vet Sci.* 2009; 12(2):231-5

Koyanagi F, Nishiyama H. Disintegration of spermatozoa in the infundibular sperm-host glands of the fowl. *Cell Tissue Res.* 1981; 214(1):81-87

Krebs S. Untersuchung zur alters- und zyklusabhängigen funktionellen Morphologie der porzinen Zervix. [Dissertation med. vet.] Leipzig: Univ. Leipzig; 2007.

Landaeta-Hernández AJ, Meléndez P, Bartolomé J, Rae DO, Archbald LF. Effect of biostimulation on the expression of estrus in postpartum Angus cows. *Theriogenology.* 2006; 66(4):710-716

Landaeta-Hernández AJ, Giangreco M, Meléndez P, Bartolomé J, Bennet F, Rae DO et al. Effect of biostimulation on uterine involution, early ovarian activity and first postpartum estrous cycle in beef cows. *Theriogenology*. 2004; 61(7-8):1521-1532

Langendijk P, Soede NM, Kemp B. Effects of boar stimuli on the follicular phase and on oestrous behaviour in sows. *Soc Reprod Fertil Suppl*. 2006; 62:219-30.

Liebig HG, Kölle S. Weibliche Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina). In: Liebig HG. Hrsg. *Funktionelle Histologie der Haussäugetiere und Vögel*. 5.Auflage. Stuttgart; 2010:321-344

Liu GQ, Zhu JJ, Wang ZY, Jiang XP, Dafalla MM. Analysis of sperm storage ability using duration of fertility in hens. *Br Poult Sci*. 2008; 49(6):770-5

Mao KM, Sultana F, Howlinder MA, Iwasawa A, Yoshizaki N. The magnum-isthmus junction of the fowl oviduct participates in the formation of the avian-type shell membrane. *Zoolog Sci*. 2006 Jan; 23(1):41-47

Marshall AJ. Reproduction. In: Marshall AJ. Hrsg. *Biology and Comparative Physiology of Birds*. Vol. 2. New York: Academic Press; 1962:169-213

Mero KN, Ogasawara FX. Dimensions of uterovaginal sperm-storage tubules of the chicken and their possible significance in sperm release. *Poult Sci*. 1970; 49(5):1304-1308

Michel G. Vergleichende Untersuchungen zur Morphologie der uterovaginalen Region des Eileiters bei Gans, Pute und Huhn unter besonderer Beachtung des Vorkommens der sogenannten Spermiennester. *Arch Exp Veterinarmed*. 1982; 36(6):863-870

Mika M, Rzasa J, Ewy Z. Interaction of progesterone, estradiol, and testosterone in the regulation of growth and development of the chick oviduct. *Folia Biol (Krakow)*. 1987; 35(1-2):85-94

Mimura H. Studies on the mechanism of travel of spermatozoa through the oviduct in the domestic fowl. *J Dept Agric Kyusyu Imperial Univ*. 1969; 6:167-259

Moen RC, Palmiter RD. Changes in hormone responsiveness of chick oviduct during primary stimulation with estrogen. *Dev Biol.* 1980; 78:450-463

Mohammadpour AA. Comparative Histomorphological Study of Uterus between laying hen and duck. *Pak J Biol Sci.* 2007; 10(19):3479-3481

Mohammadpour AA, Keshtmandi M. Histomorphometrical Study of Infundibulum and Magnum in Turkey and Pigeon. *World J Zool.* 2008; 3(2):47-50

Mota D, Alonso-Spilsbury M, Mayagoitia L, Trujillo ME, Valencia J, Ramírez-Necochea R. Lactational estrus induction in the Mexican hairless sow. *Anim Reprod Sci.* 2002; 72(1-2):115-124

O'Callaghan D, Donovan A, Sunderland SJ, Boland MP, Roche JF. Effect of the presence of male and female flockmates on reproductive activity in ewes. *J Reprod Fert.* 1994; 100:497-503

O'Malley BW, Means AR, Socher SH, Spelsberg TC, Chytil F, Comstock JP et al. Hormonal control of oviduct growth and differentiation. *Symp Soc Dev Biol.* 1974; 30:53-77

Ogilvie M, Young S. *Wildfowl of the world.* London, Cape Town, French Forrest, Auckland: New Holland; 2002; chapter 10:68-70

Oka T, Schimke RT. Interaction of estrogen and progesterone in chick oviduct development. I. Antagonistic effect of progesterone on estrogen-induced proliferation and differentiation of tubular gland cells. *J Cell Biol.* 1969a; 41(3):816-31

Oka T, Schimke RT. Interaction of estrogen and progesterone in chick oviduct development. II. Effects of estrogen and progesterone on tubular gland cell function. *J Cell Biol.* 1969b; 43(1):123-37

Olsen MW. Influence of turkey sires and dams on the level of parthenogenesis in eggs of their daughters. *Poult Sci.* 1972; 52(6):2035-2039

Ott RS, Nelson DR, Hixon JE. Effect of presence of the male on initiation of estrous cycle activity of goats. *Theriogenology*. 1980; 13(2):183-190

Özen A, Ergün E, Kürüm, A. Light and electron microscopic studies on the oviduct epithelium of the Pekin duck (*Anas platyrhynchos*). *Üniv Vet Fak Derg Ankara*. 2009; 56: 177-181

Pal D. Histochemistry of the utero-vaginal junction with special reference to the sperm-host glands in the oviduct of the domestic duck. *Folia Histochem Cytochem (Krakow)*. 1977; 15(3):235-242

Palmiter RD. Regulation of protein synthesis in chick oviduct. I. Independent regulation of ovalbumin, conalbumin, ovomucoid and lysozym induction. *J Biol Chem*. 1972; 247:6450-6461

Parker GH. The ciliar system in the oviduct of the pigeon. *Proc Soc Exper Med*. 1930; 27: 704-706

Perkins A, Fitzgerald JA. The behavioral component of the ram effect: the influence of ram sexual behavior on the induction of estrus in anovulatory ewes. *J. Anim. Sci*. 1994; 72: 51-55.

Pingel H. Enten und Gänse. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 2008a; Kapitel 1:8-13

Pingel H. Enten und Gänse. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 2008b; Kapitel 2:14-24

Pingel H. Enten und Gänse. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 2008c; Kapitel 3:25-30

Pingel H. Enten und Gänse. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 2008d; Kapitel 4:31-77

Pingel H. Enten und Gänse. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 2008e; Kapitel 5.4:82

Pingel H. Enten und Gänse. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer; 2008f; Kapitel 8:126-147

Pingel H. Duck and geese production. *World poultry*. 2004; 20(8):26-28

Pingel H. Die Hausenten. Lutherstadt Wittenberg: Ziemsen; 1989(a); Kapitel 1:9-16

Pingel H. Die Hausenten. Lutherstadt Wittenberg: Ziemsen; 1989(b); Kapitel 2:17-26

Pingel H. Enten. Melsungen: Neumann-Neudamm; 1985a; Kapitel 2:14-20

Pingel H. Enten. Melsungen: Neumann-Neudamm; 1985b; Kapitel 3:21-47

Platzbecker M. Der große Geflügelstandard in Farbe, Bande 3, Gänse und Enten. 2. Auflage. Reutlingen: Oertel und Spörer; 2000; Kapitel 6:35-64

Randall CJ, Reece RJ. Color Atlas of Avian Histopathology. London: Mosby-Wolfe 1996; chapter 11:199-209

Raud H, Faure JM. Rhythmic occurrence of sexual behavior and egg laying activity of Muscovy ducks. Br Poult Sci. 1990; 31(1):23-32

Rekwot PI, Ogwu D, Oyedipe EO, Sekoni VO. The role of pheromones and biostimulation in animal reproduction. Anim Reprod Sci. 2001; 65(3-4):157-70

Rekwot PI, Ogwu D, Oyedipe EO. Influence of bull biostimulation, season and parity on resumption of ovarian activity of zebu (*Bos indicus*) cattle following parturition. Anim Reprod Sci. 2000; 63(1-2):1-11

Renden JA, May EB, Benoff FH. Histochemistry of Uterovaginal Sperm-Host Glands in Japanese Quail (*Coturnix coturnix japonica*) with Reference to the Period of Oviposition. Poult Sci. 1981; 60(11):2529-2535

Richardson KC. The Secretary Phenomena in the Oviduct of the Fowl, Including the Process of Shell Formation Examined by Microincineration Technique. Phil Trans R Soc. 1935; B225:149-196

Rivas-Muñoz R, Fitz-Rodríguez G, Poindron P, Malpoux B, Delgadillo JA. Stimulation of estrous behavior in grazing female goats by continuous or discontinuous exposure to males. *J Anim Sci.* 2007; 85(5):1257-1263

Roberson MS, Wolfe MW, Stumpf TT, Werth LA, Cupp AS, Kojima N, et al. Influence of growth rate and exposure to bulls on age at puberty in beef heifers. *J Anim Sci.* 1991; 69(5):2092-2098

Roberson MS, Ansotegui RP, Berardinelli JG, Whitman RW, McInerney MJ. Influence of biostimulation by mature bulls on occurrence of puberty in beef heifers. *J Anim Sci.* 1987; 64(6):1601-1605

Romano JE. The effect of continuous presence of buck on hastening the onset of estrus in synchronized does during the breeding season. *Small Rumin Res.* 1998; 30:99-103

Romano JE. Effect of different stimuli of service on estrus duration in dairy goats. *Theriogenology.* 1994; 42:875-879

Romeis B. 8. Färbung der Schnitte. In: Böck P. Hrsg. *Mikroskopische Technik.* 17. Auflage. Wien: Urban & Schwarzenberg; 1989:179-250

Salomon FV, Krautwald-Junghans ME. Anatomie der Vögel. In: Salomon FV, Geyer H, Gille U. Hrsg. *Anatomie für die Tiermedizin.* 2. Auflage. Stuttgart: Enke; 2008:754-801

Schams D, Butz HD. Zeitliche Beziehungen zwischen Brunstsymptomen, elektrischen Widerstandsveränderungen des Vaginialschleim, präovulatorischer Ausschüttung des Luteinisierungshormons und Ovulation beim Rind. *Reprod Domest Anim.* 1972; 7(2):49-56

Schindler H, Ben-David E, Hurwitz S, Kempenich O. The relation of spermatozoa to the glandular tissue in the storage sites of the hen oviduct. *Poult Sci.* 1967; 46(6):1462-1471

Schindler H, Hurwitz S. The preservation of sperm motility in different regions of the hen oviduct in vivo. *Poult Sci.* 1966; 45(2):369-374

Schmidt H. Handbuch Rasse- und Ziergeflügel: Puten, Perlhühner, Gänse, Enten. Band 1. Melsungen: Neumann-Neudamm; 1989a; Kapitel 4:34-51

Schmidt H. Handbuch Rasse- und Ziergeflügel: Puten, Perlhühner, Gänse, Enten. Band 1. Melsungen: Neumann-Neudamm; 1989b; Kapitel 9.10:182-192

Schwarz R. Funktionelle Anatomie des Eileiters beim Huhn. Dtsch Tierarztl Wochenschr. 1969a; 76(3):53-56

Schwarz R. Eileiter und Ei vom Huhn. Die Wechselbeziehung von Morphologie und Funktion bei Gegenüberstellung von Sekretionsorgan und Sekretionsprodukt. I. Morphologie der Eileiterschleimhaut vom Huhn. II. Bildung und Struktur der Hüllen für die Eizelle des Huhnes. Zentralbl Veterinarmed A. 1969b; 16(2):97-136

Scott ML, Dean WF. Nutrition and management in ducks. New York: Ithaca; 1991

Sharma RK, Duda PL. Histomorphological changes in the oviduct of the mallard (Aves: Anatidae). Acta Morphol Neerl Scand. 1989; 27(3-4):183-192

Shelton M. Influence of the Presence of a Male Goat on the Initiation of Estrous Cycling and Ovulation of Angora Does. J Anim Sci. 1960; 19:368-375

Shunsaku F, Yukinori Y, Toshikazu O, Tatsudo T. The Regional Morphology of the Infundibulum of the Hen's Oviduct with special Reference to the Mechanism of the Engulfing of the Ovulated Ovum. J Fac Appl Biol Sci. 1981; 20:87-89

Signoret JP. Das sexuelle Verhalten der Schweine. Dtsch Tierarztl Wochenschr. 1970; 77(6): 132-134

Siopes TD. Lighting for summer egg production by turkeys: day length and light intensity. Poult Sci. 2007; 86(11):2413-2419

Soto-Belloso E, Rámirez-Iglesia L, Guevara L, Soto-Castillo G. Bull effect on the reproductive performance of mature and first calf-suckled Zebu cows in the tropics. *Theriogenology*. 1997; 48(7):1185-1190

Stumpf TT, Wolfe MW, Wolfe PL, Day ML, Kittok RJ, Kinder JE. Weight changes prepartum and presence of bulls postpartum interact to affect duration of postpartum anestrus in cows. *J Anim Sci*. 1992; 70(10):3133-3137

Sultana F, Yokoe A, Mao KM, Yoshizaki N. The peri-albumen layer: a novel structure in the envelopes of an avian egg. *J Anat*. 2003; 203:115-122

Stelzer G. Spermagewinnung, -untersuchung und -flüssigkonservierung bei verschiedenen Papageienvögeln (Psittaciformes) [Dissertation med. vet.] Leipzig: Univ. Leipzig; 2005.

Takeda A. Behavior of spermatozoa in the female genital tract of the hen. 1. Presence of spermatozoa in the oviduct. *Jpn Poult Sci*. 1964; 1:19-31

Tanabe Y, Nakamura T, Omiya Y, Yano T. Changes in the plasma LH, progesterone, and estradiol during the ovulatory cycle of the duck (*Anas platyrhynchos domestica*) exposed to different photoperiods. *Gen Comp Endocrinol*. 1980; 41(3):378-83

Tauk SA, Olsen JR, Berardinelli JG. Adrenal involvement in the biostimulatory effect of bulls. *Reprod Biol Endocrinol*. 2007; 5:33

Thompson LH, Savage JS. Age at Puberty and Ovulation rate in Gilts in Confinement as Influenced by Exposure to a Boar. *J Anim Sci*. 1978; 47:1141-1144

Ungerfeld R, Ramos MA, González-Pensado SP. Ram effect: adult rams induce a greater reproductive response in anestrus ewes than yearling rams. *Anim Reprod Sci*. 2008;103(3-4):271-277

Van Krey HP, Siegel PB, Leighton AT. Repeatability estimates and quantification of uterovaginal sperm-host gland numbers and population patterns. *Biol Reprod*. 1971; 4(1):31-34

Van Krey HP, Ogasawara FX, Lorenz FW. Distribution of spermatozoa in the oviduct and fertility in domestic birds. IV. Fertility of spermatozoon from infundibular and uterovaginal glands. *J Reprod Fertil.* 1966; 11: 257-262

Véliz FG, Moreno S, Duarte G, Vielma J, Chemineau P, Poindron P et al. Male effect in seasonally anovulatory lactating goats depends on the presence of sexually active bucks, but not estrous females. *Anim Reprod Sci.* 2002; 72(3-4):197-207

Waas JR, Caulfield M, Colgan PW, Boag PT. Colony sound facilitates sexual and agonistic activities in royal penguins. *Anim Behav.* 2000; 60(1):77-84

Waibl H, Sinowatz F. Harn und Geschlechtsapparat. In: Nickel R, Schummer A, Seiferle E. Hrsg. *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band V, Anatomie der Vögel.* 3.Auflage. Stuttgart: Thieme; 2004:248-264

Watanabe M. Experimental studies on the artificial insemination of domestic ducks, with special reference to the production of mule ducks. *J. Fac. Fish. Anim.Husb.* 1961; 3:439-478

Wegner RM. Andere Geflügelarten. In: Scholtyssek S. Hrsg. *Geflügel.* Stuttgart: Ulmer; 1987, 389-468

Weyrauch KD, Smollich A, Plendl J. *Histologie-Kurs für Veterinärmediziner.* 2. Auflage. Stuttgart: Enke; 2009; Kapitel 13:142-152

Wilson SC, Cunningham FJ, Morris TR. Diurnal changes in the plasma concentrations of corticosterone, luteinizing hormone and progesterone during the sexual development and the ovulatory cycle of Khaki Campbell ducks. *J Endocrinol.* 1982; 93:267-277

Wilson SC, Sharp PJ. Effects of progesterone and synthetic luteinizing hormone-releasing hormone on the release of luteinizing hormone during the sexual maturation in the hen (*Gallus domesticus*). *J Endocrinol.* 1976; 71:87-98

Wishart GJ, Palmer FH. Correlation of the fertilising ability of semen from individual male fowls with sperm motility and ATP content. *Br Poult Sci.* 1985; 27:97-102

Wishart GJ, Effect of lipid peroxide formation on sperm motility, ATP content, and fertilizing ability. *J Reprod Fertil.* 1984; 71:113-118

Wójcik E, Smalec E. Description of the Muscovy duck (*Cairina moschata*) karyotype. *Folia Biol (Krakow).* 2008; 56(3-4):243-248

Wójcik E, Smalec E. Description of the Mallard duck (*Anas platyrhynchos*) karyotype. *Folia Biol (Krakow).* 2007; 55(3-4):115-120

Wyburn GM, Johnston HS, Draper MH, Davidson MF. The ultrastructure of the shell forming region of the oviduct and the development of the shell of *Gallus domesticus*. *Q J Exp Physiol Cogn Med Sci.* 1973; 58(2):143-151

Wyburn GM, Johnston HS, Draper MH, Davidson MF. The fine structure of the infundibulum and magnum of the oviduct of *Gallus domesticus*. *Q J Exp Physiol Cogn Med Sci.* 1970; 55(3):213-232

Yan X. The changing face of the world of duck production. *International Hatchery Practice.* 2004;18(6):7-9

Yang P, Medan MS, Arai KY, Watanabe G, Taya K. Plasma Concentrations of Immunoreactive (ir)-Inhibin, Gonadotropins and Steroid Hormones during the ovulatory cycle of the Duck. *J Reprod Dev.* 2005a; 51:353-358

Yang P, Medan MS, Watanabe G, Taya K. Developmental changes of plasma inhibin, gonadotropins, steroid hormones, and thyroid hormones in male and female Shao ducks. *Gen Comp Endocrinol.* 2005b; 143:161-167

Yoshimura Y, Ogawa H. Histological characterization of the oviducal structures in guinea fowl, *Japanese Poul Sci.* 1998; 35:149-156

Yu JY, Marquardt RR. Hyperplasia and hypertrophy of the chickens (*Gallus domesticus*) oviduct during a reproductive cycle. *Poult Sci.* 1974; 53(3):1096-1105

Yu JY, Marquardt RR. Development, cellular growth, and function of the avian oviduct. Studies on the magnum during a reproductive cycle of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Biol Reprod.* 1973; 8(3):283-298

Yu JY, Campbell LD, Marquardt RR. Sex hormone control mechanisms. I. Effect of estrogen and progesteron on major cellular components in chicken (*Gallus domesticus*) oviducts. *Can J Biochem.* 1972; 49:348-356

Zalesky DD, Day ML, Garcia-Winder M, Imakawa K, Kittok RJ, D'Occhio MJ et al. Influence of exposure to bulls on resumption of estrous cycles following parturition in beef cows. *J Anim Sci.* 1984; 59(5):1135-1139

## 9 ANHANG

**Tabelle A-1:** Grunddaten der männlichen Versuchstiere

<b>Lfd-Nr.</b>	<b>Farbring</b>	<b>Ringnummer</b>	<b>Schlupfdatum</b>
1	weiß	526	02.05.2004
2	blau	913	14.04.2005
3	schwarz	140	28.04.2007
4	gelb	148	28.04.2007
5	grün	145	28.04.2007

**Tabelle A-2:** Grunddaten der weiblichen Versuchstiere

<b>Lfd-Nr.</b>	<b>Flügelmarken- nummer</b>	<b>Ringnummer</b>	<b>Schlupfdatum</b>
1	18	637	28.04.2007
2	11	607	28.04.2007
3	38	622	28.04.2007
4	29	655	28.04.2007
5	5	620	19.06.2007
6	30	601	28.04.2007
7	1	658	28.04.2007
8	26	644	19.06.2007
9	15	638	28.04.2007
10	39	636	19.06.2007
11	14	662	19.06.2007
12	20	245	28.04.2007
13	19	656	28.04.2007
14	16	645	24.05.2007
15	24	625	24.05.2007
16	6	641	24.05.2007
17	22	639	28.04.2007
18	27	610	19.06.2007
19	9	651	24.05.2007
20	3	642	24.05.2007
21	21	646	24.05.2007
22	28	648	28.04.2007
23	2	249	24.05.2007
24	17	643	24.05.2007
25	7	247	24.05.2007
26	8	608	24.05.2007
27	34	269	19.06.2007
28	32	254	19.06.2007

## 9 Anhang

29	37	649	19.06.2007
30	12	247	19.06.2007
31	13	664	19.06.2007
32	36	616	24.05.2007
33	25	653	19.06.2007
34	33	114	02.05.2008
35	35	110	02.05.2008
36	40	109	02.05.2008

**Tabelle A-3:** Zusammensetzung und Inhaltsstoffe DEUKA all-mash® Zuchtfutter-Pellets

<b>Inhaltsstoffe :</b>	
XP	16,5%
XL	40,0%
XF	3,1%
XA	12,6%
Methionin	0,35%
Brennwert	11,0 MJ ME /kg
Vitamin A	16500 IE/kg
Vitamin D3	3500 IE/kg
Vitamin E	30 mg/kg
Kupfersulfat-pentahydrat E4	11mg/kg
<b>Zusammensetzung:</b>	
Maisschrot	35,0%
Weizenschrot	28,9%
Sojaextrakt	19,1%
Kalziumcarbonat	9,0%
Weizenkleie	4,3%
Pflanzenöl ( Soja-, Sonnenblumen-, Mais-, Palm-)	1,7%
Calziumphosphat	1,0%
Natriumchlorid	0,2%

**Tabelle A-4:** Alter bei Legebeginn und Ersteigewichte

<b>Lfd-Nr</b>	<b>Entennummer</b>	<b>Legebeginn am</b>	<b>Alter bei Legebeginn in Tagen</b>	<b>Ersteigewicht in g</b>
1	18	03.03.08	309	81
2	11	10.03.08	316	79
3	38	19.03.08	325	83
4	29	19.03.08	325	78
6	30	31.03.08	337	82
7	1	01.04.08	338	78
9	15	04.04.08	341	77
10	39	04.04.08	289	81
12	20	05.04.08	342	78
13	19	10.04.08	347	87
14	16	10.04.08	321	79
15	24	11.04.08	322	78
16	6	11.04.08	322	82
17	22	13.04.08	350	82
18	27	14.04.08	299	78
19	9	14.04.08	325	79
20	3	16.04.08	327	77
21	21	17.04.08	328	80
22	28	21.04.08	358	68
23	2	22.04.08	333	75
24	17	22.04.08	333	73
25	7	22.04.08	333	98
26	8	22.04.08	333	79
27	34	25.04.08	310	82
28	32	27.04.08	312	70
29	37	28.04.08	313	73
30	12	30.04.08	315	75
31	13	08.05.08	323	76
32	36	09.05.08	350	81
33	25	14.05.08	329	79

**Tabelle A-5:** Phase und Alter bei Schlachtung

<b>Fortpflanzungszyklusphase</b>	<b>Entennummer</b>	<b>Alter bei Schlachtung in Tagen</b>
infantil	33	70
infantil	35	70
infantil	40	70
juvenil	5	275
juvenil	26	286
juvenil	14	289
1. Ei gelegt	3	327
1. Ei gelegt	28	358
1. Ei gelegt	2	333
2. Ei gelegt	27	300
2. Ei gelegt	21	329
2. Ei gelegt	36	351
4. Ei gelegt	13	326
4. Ei gelegt	25	323
4. Ei gelegt	34	313
6. Ei gelegt	22	355
6. Ei gelegt	17	338
6. Ei gelegt	7	338
10. Ei gelegt	24	331
10. Ei gelegt	6	331
10. Ei gelegt	32	321
15. Ei gelegt	39	303
15. Ei gelegt	19	361
15. Ei gelegt	8	347
15. Ei gelegt	12	329
20. Ei gelegt	20	361
20. Ei gelegt	16	340
20. Ei gelegt	9	344
5 Tage brütend	30	372
5 Tage brütend	1	373
5 Tage brütend	15	381
5 Tage brütend	37	384
35 Tage brütend	11	384
35 Tage brütend	38	387
35 Tage brütend	29	389

**Tabelle A-6:** Morphometrische Daten der Oviducte von Warzenenten (n = 34) im Verlauf des Fortpflanzungszyklus

Enten-nummer	Zyklusphase	Zyklusperiode	Oviductabschnitt	mittlere Epithelhöhe in µm	maximale Epithelhöhe in µm	minimale Epithelhöhe in µm	Höhenunterschied im Epithel in µm	Primärfaltenzahl je 1000 µm
1	5 Tage brütend	brütend	Infundibulum	17,89	27,46	9,54	17,92	5,93
			Infundibulum	14,08	27,65	10,02	17,63	
			Infundibulum	13,36	22,62	7,24	15,38	
			Magnum	15,99	20,30	11,16	9,14	1,60
			Magnum	12,47	25,04	9,66	15,38	1,97
			Magnum	15,08	23,82	10,46	13,36	1,60
			Magnum	15,93	25,96	13,50	12,46	
			Magnum	17,79	28,74	14,09	14,65	
			Magnum	17,27	42,18	14,97	27,21	
			Magnum	21,91	27,74	18,65	9,09	
			Magnum	28,28	38,89	15,88	23,01	
			Magnum	20,39	28,22	18,07	10,15	
			Isthmus	17,40	24,37	10,77	13,60	2,35
			Isthmus	19,84	26,93	11,63	15,30	
			Isthmus	26,37	32,83	16,16	16,67	
			Uterus	23,33	35,95	15,57	20,38	2,93
			Uterus	28,02	34,29	21,18	13,11	
			Uterus	31,49	42,48	16,16	26,32	
			Vagina	29,35	48,74	29,35	19,39	2,68
			Vagina	51,12	56,45	34,31	22,14	
Vagina	29,92	41,26	24,13	17,13				
2	1. Ei gelegt	legend	Infundibulum	21,38	22,07	20,74	1,33	5,91
			Infundibulum	23,51	25,46	19,94	5,52	
			Infundibulum	17,45	19,46	15,43	4,03	
			Magnum	12,02	13,90	7,04	6,86	0,89
			Magnum	16,46	22,34	12,46	9,88	0,63
			Magnum	22,84	25,95	14,31	11,64	0,87
			Magnum	15,37	17,74	12,62	5,12	0,80
			Magnum	17,68	21,31	13,74	7,57	0,63
			Magnum	14,26	21,13	9,89	11,24	0,40
			Magnum	21,65	26,09	17,01	9,08	

9 Anhang

			Magnum	16,74	22,34	13,55	8,79	
			Magnum	16,06	21,52	10,55	10,97	
			Magnum	23,44	28,13	17,62	10,51	
			Magnum	24,28	27,26	17,67	9,59	
			Magnum	21,07	22,88	17,53	5,35	
			Magnum	28,01	32,68	20,64	12,04	
			Magnum	29,37	31,87	24,54	7,33	
			Magnum	18,27	22,06	12,19	9,87	
			Magnum	25,76	29,35	20,81	8,54	
			Magnum	26,66	28,86	23,45	5,41	
			Magnum	25,78	28,64	22,57	6,07	
			Isthmus	17,41	23,90	16,05	7,85	1,04
			Isthmus	19,71	23,15	10,56	12,59	2,55
			Isthmus	18,48	21,68	15,78	5,90	
			Isthmus	17,51	20,57	14,65	5,92	
			Isthmus	21,61	25,03	14,29	10,74	
			Isthmus	20,40	24,92	16,50	8,42	
			Uterus	40,91	43,43	26,26	17,17	1,43
			Uterus	38,82	46,50	26,98	19,52	1,71
			Uterus	37,34	48,52	35,77	12,75	
			Uterus	27,17	28,31	24,89	3,42	
			Uterus	23,86	28,39	16,16	12,23	
			Uterus	26,34	29,37	17,99	11,38	
			Vagina	66,42	93,43	48,08	45,35	3,75
			Vagina	81,91	109,16	68,38	40,78	2,25
			Vagina	41,00	43,24	34,51	8,73	
			Vagina	50,84	63,01	46,89	16,12	
			Vagina	63,73	74,94	58,72	16,22	
			Vagina	52,36	60,97	49,34	11,63	
3	1. Ei gelegt	legend	Infundibulum	20,87	23,41	19,89	3,52	5,48
			Infundibulum	19,06	24,31	21,47	2,84	
			Infundibulum	17,63	23,64	15,31	8,33	
			Magnum	14,36	15,46	9,72	5,74	0,75
			Magnum	16,44	21,34	14,49	6,85	0,60
			Magnum	22,10	26,38	13,95	12,43	0,67
			Magnum	15,26	18,42	13,94	4,48	0,70
			Magnum	17,55	22,03	14,57	7,46	0,65
			Magnum	15,77	20,98	13,24	7,74	0,42
			Magnum	21,10	25,78	16,04	9,74	
			Magnum	18,06	23,49	15,69	7,80	

## 9 Anhang

			Magnum	16,38	20,93	12,34	8,59	
			Magnum	20,88	26,39	15,27	11,12	
			Magnum	24,66	28,75	16,72	12,03	
			Magnum	21,07	23,29	16,82	6,47	
			Magnum	24,73	29,95	17,87	12,08	
			Magnum	26,30	29,87	18,40	11,47	
			Magnum	21,87	23,54	14,09	9,45	
			Magnum	24,05	28,79	19,48	9,31	
			Magnum	25,51	28,86	23,45	5,41	
			Magnum	26,84	27,91	20,64	7,27	
			Isthmus	17,91	23,64	15,34	8,30	1,03
			Isthmus	18,84	22,94	14,37	8,57	2,96
			Isthmus	18,56	23,44	15,06	8,38	
			Isthmus	17,13	21,34	13,92	7,42	
			Isthmus	22,19	24,37	14,42	9,95	
			Isthmus	18,94	25,02	14,96	10,06	
			Uterus	40,38	42,94	22,75	20,19	1,34
			Uterus	38,72	43,76	24,98	18,78	1,67
			Uterus	38,15	46,45	32,49	13,96	
			Uterus	27,26	29,72	23,49	6,23	
			Uterus	22,40	29,01	17,62	11,39	
			Uterus	20,78	29,37	17,99	11,38	
			Vagina	64,75	93,43	48,08	45,35	3,75
			Vagina	80,88	105,67	68,38	37,29	2,39
			Vagina	67,62	70,05	42,37	27,68	
			Vagina	66,10	67,24	46,13	21,11	
			Vagina	51,76	63,01	45,73	17,28	
			Vagina	50,97	62,55	46,71	15,84	
5	juvenil	noch nicht legend	Infundibulum	14,99	21,75	7,82	13,93	11,23
			Infundibulum	15,02	18,81	8,33	10,48	3,26
			Infundibulum	15,00	19,35	8,19	11,16	5,72
			Infundibulum	17,24	20,00	12,19	7,81	
			Infundibulum	16,08	20,94	7,92	13,02	
			Infundibulum	8,54	12,50	7,47	5,03	
			Infundibulum	9,62	17,08	4,72	12,36	
			Infundibulum	14,24	19,37	11,43	7,94	
			Infundibulum	13,26	19,92	8,65	11,27	
			Isthmus	47,57	64,96	25,81	39,15	4,40
			Isthmus	53,83	57,26	40,20	17,06	
			Isthmus	36,60	54,85	23,62	31,23	

9 Anhang

			Vagina	62,12	72,10	55,79	16,31	2,87
			Vagina	71,39	76,01	60,99	15,02	1,47
			Vagina	61,37	64,02	59,13	4,89	3,52
			Vagina	55,96	71,40	42,87	28,53	
			Vagina	48,05	57,18	32,74	24,44	
			Vagina	53,95	78,50	34,62	43,88	
			Vagina	51,82	66,88	41,51	25,37	
			Vagina	53,37	77,53	45,27	32,26	
			Vagina	39,91	53,13	34,48	18,65	
6	10. Ei gelegte	Legend	Infundibulum	25,52	33,77	12,80	20,97	11,09
			Infundibulum	22,06	24,70	14,09	10,61	
			Infundibulum	34,56	29,31	15,66	13,65	
			Magnum	19,01	20,64	16,12	4,52	1,02
			Magnum	13,90	17,43	12,42	5,01	0,69
			Magnum	17,58	22,07	13,72	8,35	0,53
			Magnum	15,71	22,46	10,59	11,87	0,65
			Magnum	17,06	18,57	12,76	5,81	0,35
			Magnum	16,57	19,42	12,19	7,23	
			Magnum	15,08	17,35	10,26	7,09	
			Magnum	16,18	23,24	12,05	11,19	
			Magnum	14,36	22,86	10,84	12,02	
			Magnum	16,99	22,56	13,26	9,30	
			Magnum	10,94	11,54	9,31	2,23	
			Magnum	13,68	21,28	11,03	10,25	
			Magnum	26,68	31,06	24,04	7,02	
			Magnum	19,51	30,63	23,92	6,71	
			Magnum	26,58	30,63	19,51	11,12	
			Isthmus	22,74	23,91	14,31	9,60	1,75
			Isthmus	20,35	22,35	19,59	2,76	2,46
			Isthmus	23,60	26,73	18,39	8,34	
			Isthmus	15,02	18,74	13,16	5,58	
			Isthmus	16,24	20,12	11,27	8,85	
			Isthmus	24,95	31,71	16,58	15,13	
			Uterus	36,58	40,81	28,01	12,80	3,13
			Uterus	39,45	42,24	17,59	24,65	1,50
			Uterus	37,80	43,32	28,84	14,48	
			Uterus	40,25	51,76	24,16	27,60	
			Uterus	30,10	34,97	22,01	12,96	
			Uterus	26,79	41,96	19,32	22,64	
			Vagina	48,56	62,87	40,27	22,60	2,94

9 Anhang

			Vagina	59,09	82,13	41,96	40,17	3,62
			Vagina	59,56	69,98	48,40	21,58	
			Vagina	59,64	65,99	55,22	10,77	
			Vagina	57,73	64,16	42,52	21,64	
			Vagina	65,58	69,14	65,10	4,04	
7	6. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	22,97	32,40	17,62	14,78	10,16
			Infundibulum	38,44	48,23	29,56	18,67	4,05
			Infundibulum	20,61	37,30	11,67	25,63	
			Infundibulum	25,30	35,64	17,62	18,02	
			Infundibulum	17,56	30,96	8,34	22,62	
			Infundibulum	24,22	31,48	14,37	17,11	
			Magnum	8,39	9,31	5,39	3,92	0,53
			Magnum	11,27	14,09	9,96	4,13	0,58
			Magnum	10,84	14,50	7,38	7,12	0,49
			Magnum	12,76	13,42	7,88	5,54	0,75
			Magnum	10,84	11,67	7,09	4,58	0,78
			Magnum	11,67	16,09	10,02	6,07	
			Magnum	12,68	13,34	8,29	5,05	
			Magnum	9,39	13,77	8,29	5,48	
			Magnum	11,68	17,06	8,62	8,44	
			Magnum	22,02	26,16	20,24	5,92	
			Magnum	26,70	27,32	17,31	10,01	
			Magnum	20,50	20,84	15,83	5,01	
			Magnum	23,71	26,09	17,48	8,61	
			Magnum	24,45	29,02	20,00	9,02	
			Magnum	27,53	29,41	23,19	6,22	
			Isthmus	19,83	24,38	11,27	13,11	1,67
			Isthmus	15,86	16,78	14,07	2,71	1,89
			Isthmus	19,08	23,95	14,65	9,30	
			Isthmus	17,89	21,49	14,47	7,02	
			Isthmus	23,59	23,59	16,91	6,68	
			Isthmus	16,66	23,30	12,08	11,22	
			Uterus	39,61	43,51	20,32	23,19	1,31
			Uterus	32,64	38,00	21,58	16,42	3,04
			Uterus	36,40	46,30	29,24	17,06	2,58
Uterus	30,80	33,48	22,94	10,54				
Uterus	33,32	64,50	24,95	39,55				
Uterus	36,09	39,76	24,46	15,30				
Uterus	35,29	45,85	32,67	13,18				
Uterus	35,57	42,10	34,73	7,37				

9 Anhang

			Uterus	26,68	42,10	18,52	23,58	
			Vagina	43,68	59,69	35,47	24,22	4,10
			Vagina	64,94	97,03	45,02	52,01	2,48
			Vagina	37,77	44,39	28,18	16,21	
			Vagina	45,18	52,86	42,79	10,07	
			Vagina	58,75	62,73	47,24	15,49	
			Vagina	58,96	61,06	52,44	8,62	
8	15. Ei gelegt	legend	Infundibulum	19,34	26,41	14,08	12,33	12,85
			Infundibulum	21,95	27,47	14,36	13,11	
			Infundibulum	17,97	22,87	12,31	10,56	
			Magnum	15,47	24,41	12,43	11,98	0,72
			Magnum	20,08	22,73	13,29	9,44	0,79
			Magnum	14,87	23,39	12,36	11,03	0,80
			Magnum	13,87	15,11	8,74	6,37	0,71
			Magnum	11,59	14,09	8,75	5,34	0,79
			Magnum	10,29	13,16	7,89	5,27	
			Magnum	14,63	18,18	9,21	8,97	
			Magnum	9,87	13,29	7,35	5,94	
			Magnum	11,89	13,49	9,77	3,72	
			Magnum	15,62	23,67	10,63	13,04	
			Magnum	18,94	21,17	12,50	8,67	
			Magnum	13,05	19,61	11,03	8,58	
			Magnum	16,97	22,94	9,31	13,63	
			Magnum	18,53	20,47	13,67	6,80	
			Magnum	19,61	28,96	13,20	15,76	
			Isthmus	18,84	24,25	15,87	8,38	2,62
			Isthmus	16,15	18,98	12,42	6,56	2,83
			Isthmus	13,56	20,01	11,83	8,18	
			Isthmus	15,42	19,09	12,87	6,22	
			Isthmus	17,94	21,72	14,84	6,88	
			Isthmus	22,01	27,89	16,30	11,59	
			Uterus	44,14	59,87	26,84	33,03	2,90
			Uterus	38,53	51,20	29,46	21,74	2,38
			Uterus	33,15	47,72	24,52	23,20	
			Uterus	32,76	46,48	21,86	24,62	
			Uterus	25,86	29,77	19,56	10,21	
			Uterus	23,93	28,70	16,88	11,82	
Vagina	56,21	67,34	34,73	32,61	2,32			
Vagina	52,12	60,50	42,56	17,94	2,34			
Vagina	55,95	68,77	46,23	22,54				

9 Anhang

			Vagina	66,82	108,23	49,09	59,14	
			Vagina	48,55	67,82	45,09	22,73	
			Vagina	50,38	42,71	31,46	11,25	
9	20. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	15,70	24,61	11,94	12,67	8,51
			Infundibulum	17,47	21,39	14,10	7,29	
			Infundibulum	24,04	28,18	12,67	15,51	
			Magnum	12,60	15,86	8,26	7,60	0,58
			Magnum	11,34	14,95	7,99	6,96	0,93
			Magnum	12,47	17,00	9,13	7,87	0,90
			Magnum	7,47	13,08	6,34	6,74	0,73
			Magnum	9,05	13,32	4,99	8,33	0,90
			Magnum	14,24	18,17	10,43	7,74	
			Magnum	18,48	20,27	15,17	5,10	
			Magnum	12,89	15,53	9,67	5,86	
			Magnum	18,12	19,92	13,67	6,25	
			Magnum	20,39	28,78	17,00	11,78	
			Magnum	18,35	19,93	12,08	7,85	
			Magnum	24,26	30,93	19,60	11,33	
			Magnum	17,35	26,28	15,99	10,29	
			Magnum	21,98	22,44	16,60	5,84	
			Magnum	25,90	29,26	21,56	7,70	
			Isthmus	19,56	24,39	16,70	7,69	1,40
			Isthmus	16,56	18,84	10,78	8,06	1,98
			Isthmus	12,63	16,24	9,38	6,86	
			Isthmus	16,87	19,81	11,27	8,54	
			Isthmus	19,13	25,04	12,19	12,85	
			Isthmus	12,24	16,83	11,27	5,56	
			Uterus	31,77	42,02	30,05	11,97	2,10
			Uterus	38,91	53,97	29,61	24,36	1,91
			Uterus	37,54	62,31	30,57	31,74	2,73
			Uterus	36,07	41,31	29,59	11,72	
			Uterus	39,85	50,66	20,54	30,12	
			Uterus	40,07	68,37	20,94	47,43	
			Uterus	32,27	42,87	42,87	17,49	
			Uterus	33,57	52,71	29,35	23,36	
			Uterus	28,25	42,34	15,37	26,97	
Vagina	53,50	120,18	46,79	73,39	3,27			
Vagina	50,66	67,48	26,35	41,13				
Vagina	45,73	68,56	36,32	32,24				

9 Anhang

11	35 Tage britend	britend	Infundibulum	11,16	14,99	8,07	6,92	7,37
			Infundibulum	10,88	13,64	8,95	4,69	
			Infundibulum	12,21	14,05	7,37	6,68	
			Magnum	10,43	12,85	7,80	5,05	2,98
			Magnum	7,06	16,32	5,86	10,46	
			Magnum	7,34	11,73	5,77	5,96	
			Isthmus	18,24	20,23	17,70	2,53	4,43
			Isthmus	18,92	27,36	11,67	15,69	
			Isthmus	16,85	23,91	13,17	10,74	
			Uterus	10,56	12,97	7,79	5,18	4,59
			Uterus	13,34	19,42	9,05	10,37	3,48
			Uterus	12,36	10,69	8,39	2,30	
			Uterus	31,59	35,28	26,37	8,91	
			Uterus	27,29	35,11	24,95	10,16	
			Uterus	28,94	47,94	22,94	25,00	
			Vagina	55,33	77,56	39,88	37,68	4,73
			Vagina	40,62	74,03	32,76	41,27	
			Vagina	47,19	61,64	31,99	29,65	
12	15. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	20,06	29,98	13,34	16,64	13,44
			Infundibulum	24,48	29,77	20,57	9,20	
			Infundibulum	16,50	18,40	13,73	4,67	
			Magnum	18,94	22,41	12,87	9,54	1,02
			Magnum	16,39	19,42	8,45	10,97	0,79
			Magnum	14,31	20,47	13,08	7,39	0,81
			Magnum	11,16	12,06	9,45	2,61	0,74
			Magnum	12,02	12,91	7,06	5,85	0,85
			Magnum	10,62	12,69	9,09	3,60	
			Magnum	12,87	16,83	7,97	8,86	
			Magnum	10,36	13,59	8,29	5,30	
			Magnum	9,54	12,87	11,20	1,67	
			Magnum	15,69	22,00	10,84	11,16	
			Magnum	16,18	22,76	13,32	9,44	
			Magnum	15,12	21,39	11,46	9,93	
			Magnum	17,49	23,24	7,56	15,68	
			Magnum	17,42	20,92	14,71	6,21	
			Magnum	19,89	26,57	14,50	12,07	
Isthmus	12,36	19,55	11,46	8,09	2,59			
Isthmus	17,17	19,35	12,91	6,44	2,63			
Isthmus	17,99	23,85	16,17	7,68				
Isthmus	17,15	20,72	13,42	7,30				

9 Anhang

			Isthmus	22,52	23,09	18,52	4,57	
			Isthmus	21,62	28,43	15,94	12,49	
			Uterus	42,75	56,77	26,13	30,64	2,99
			Uterus	34,03	49,12	32,13	16,99	2,29
			Uterus	34,14	46,84	22,07	24,77	
			Uterus	24,05	27,48	16,58	10,90	
			Uterus	21,13	25,03	17,51	7,52	
			Uterus	31,78	44,31	20,00	24,31	
			Vagina	55,44	66,24	33,74	32,50	1,97
			Vagina	54,14	59,83	46,57	13,26	2,09
			Vagina	55,19	87,08	48,28	38,80	
			Vagina	41,43	65,24	35,07	30,17	
			Vagina	47,97	51,28	26,50	24,78	
			Vagina	47,27	55,68	26,79	28,89	
13	4. Ei gelegt	legend	Infundibulum	15,48	32,54	11,26	21,28	7,74
			Infundibulum	21,09	28,51	15,55	12,96	4,41
			Infundibulum	18,13	35,02	14,02	21,00	
			Infundibulum	25,73	29,02	10,34	18,68	
			Infundibulum	9,95	15,43	8,57	6,86	
			Infundibulum	16,72	18,12	8,41	9,71	
			Magnum	12,67	15,40	9,21	6,19	0,76
			Magnum	15,85	17,23	12,49	4,74	0,59
			Magnum	13,90	16,99	12,07	4,92	0,62
			Magnum	13,57	16,79	9,12	7,67	0,52
			Magnum	10,98	16,27	9,31	6,96	
			Magnum	12,17	14,39	9,71	4,68	
			Magnum	16,32	22,19	14,59	7,60	
			Magnum	19,07	27,75	17,04	10,71	
			Magnum	16,63	22,42	12,60	9,82	
			Magnum	26,41	31,57	20,47	11,10	
			Magnum	189,27	23,14	15,73	7,41	
			Magnum	23,41	25,57	19,47	6,10	
			Isthmus	18,67	22,31	12,18	10,13	2,68
			Isthmus	16,44	20,36	12,87	7,49	2,31
			Isthmus	14,95	16,31	8,96	7,35	
			Isthmus	21,64	25,70	16,92	8,78	
			Isthmus	17,72	26,45	11,32	15,13	
			Isthmus	20,01	28,84	13,11	15,73	
			Uterus	30,43	34,84	27,11	7,73	3,87
			Uterus	24,72	26,57	18,92	7,65	3,34

## 9 Anhang

			Uterus	33,01	35,45	23,11	12,34	
			Uterus	21,43	24,94	16,62	8,32	
			Uterus	32,64	45,70	22,59	23,11	
			Uterus	17,23	21,61	14,13	7,48	
			Vagina	57,51	66,07	49,74	16,33	2,52
			Vagina	60,45	65,81	44,94	20,87	
			Vagina	57,02	62,90	40,95	21,95	
14	juvenil	noch nicht legend	Infundibulum	18,97	28,53	10,21	18,32	9,47
			Infundibulum	21,81	37,70	13,98	23,72	
			Infundibulum	23,31	38,55	19,01	19,54	
			Magnum	19,04	21,24	15,21	6,03	1,14
			Magnum	31,16	37,88	29,24	8,64	1,56
			Magnum	26,10	34,61	20,05	14,56	1,90
			Magnum	34,16	39,30	28,54	10,76	
			Magnum	23,32	27,10	21,91	5,19	
			Magnum	34,55	36,01	28,78	7,23	
			Magnum	16,37	18,72	14,43	4,29	
			Magnum	17,53	19,34	13,91	5,43	
			Magnum	15,39	18,84	11,72	7,12	
			Isthmus	23,22	25,11	19,20	5,91	1,84
			Isthmus	20,31	27,06	14,14	12,92	
			Isthmus	20,52	26,14	17,35	8,79	
			Uterus	31,34	40,23	26,35	13,88	4,06
			Uterus	26,09	28,78	17,13	11,65	
			Uterus	35,31	45,42	23,39	22,03	
			Vagina	24,49	27,05	16,28	10,77	3,77
			Vagina	28,33	23,63	13,39	10,24	3,14
			Vagina	25,15	32,42	18,88	13,54	
			Vagina	48,93	55,55	44,93	10,62	
Vagina	56,11	67,56	51,90	15,66				
Vagina	55,14	67,99	49,87	18,12				
15	5 Tage britend	britend	Infundibulum	20,51	30,27	8,00	22,27	13,56
			Infundibulum	14,70	32,67	11,56	21,11	
			Infundibulum	22,54	38,03	9,27	28,76	
			Magnum	14,16	17,31	8,16	9,15	1,95
			Magnum	19,41	25,21	16,12	9,09	2,40
			Magnum	12,47	17,25	7,50	9,75	4,32
			Magnum	16,31	19,09	13,63	5,46	
			Magnum	18,65	25,21	12,63	12,58	
			Magnum	20,25	31,99	14,65	17,34	

9 Anhang

			Magnum	15,34	22,67	12,02	10,65	
			Magnum	14,02	18,05	13,19	4,86	
			Magnum	16,93	19,65	14,16	5,49	
			Isthmus	22,92	30,61	19,65	10,96	3,11
			Isthmus	18,48	21,40	16,01	5,39	
			Isthmus	13,93	19,01	9,70	9,31	
			Uterus	26,74	30,63	21,14	9,49	3,74
			Uterus	30,07	45,43	27,24	18,19	
			Uterus	27,84	35,20	15,94	19,26	
			Vagina	59,10	68,38	41,15	27,23	4,74
			Vagina	47,02	66,73	25,36	41,37	
			Vagina	47,60	51,30	38,97	12,33	
16	20. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	20,78	39,47	12,71	26,76	11,61
			Infundibulum	14,92	19,55	8,96	10,59	
			Infundibulum	19,01	23,22	12,06	11,16	
			Magnum	27,85	32,56	12,13	20,43	0,91
			Magnum	27,60	39,70	11,79	27,91	0,80
			Magnum	27,03	38,45	12,35	26,10	0,59
			Magnum	15,70	23,35	13,19	10,16	0,74
			Magnum	17,20	19,32	14,36	4,96	0,73
			Magnum	14,84	18,23	11,73	6,50	0,66
			Magnum	16,40	22,34	14,08	8,26	0,70
			Magnum	12,32	15,28	9,35	5,93	
			Magnum	17,47	22,18	12,47	9,71	
			Magnum	15,90	23,69	11,61	12,08	
			Magnum	18,17	22,34	14,55	7,79	
			Magnum	17,17	24,21	13,68	10,53	
			Magnum	26,04	31,63	19,81	11,82	
			Magnum	29,24	32,37	25,31	7,06	
			Magnum	20,56	22,86	16,12	6,74	
			Magnum	21,53	30,35	17,88	12,47	
			Magnum	23,92	28,02	20,57	7,45	
			Magnum	22,22	29,31	19,37	9,94	
			Magnum	39,88	48,06	33,16	14,90	
			Magnum	30,81	36,10	28,07	8,03	
			Magnum	28,88	36,54	26,48	10,06	
			Isthmus	20,16	22,55	14,82	7,73	1,90
			Isthmus	18,37	21,31	12,24	9,07	
			Isthmus	19,84	23,45	13,47	9,98	
			Uterus	46,95	49,36	35,60	13,76	2,28

9 Anhang

			Uterus	40,35	45,27	36,37	8,90	1,27
			Uterus	44,99	46,97	32,97	14,00	
			Uterus	33,11	44,23	28,36	15,87	
			Uterus	31,36	42,46	21,37	21,09	
			Uterus	28,09	32,36	20,61	11,75	
			Vagina	43,01	62,67	32,23	30,44	3,03
			Vagina	43,69	59,50	34,00	25,50	4,32
			Vagina	43,79	58,97	32,14	26,83	
			Vagina	54,74	58,39	52,23	6,16	
			Vagina	60,35	62,34	36,10	26,24	
			Vagina	55,50	59,36	49,47	9,89	
17	6. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	28,27	34,39	17,03	17,36	5,77
			Infundibulum	31,53	28,44	17,58	10,86	
			Infundibulum	27,46	42,44	15,79	26,65	
			Magnum	23,25	24,55	21,17	3,38	0,84
			Magnum	26,08	29,19	19,79	9,40	0,76
			Magnum	24,14	32,82	15,89	16,93	0,71
			Magnum	14,21	17,93	11,15	6,78	0,74
			Magnum	15,42	17,94	13,92	4,02	0,64
			Magnum	13,29	16,78	9,09	7,69	
			Magnum	23,06	27,64	16,18	11,46	
			Magnum	25,61	29,39	16,56	12,83	
			Magnum	19,99	24,25	17,13	7,12	
			Magnum	24,80	28,02	22,18	5,84	
			Magnum	23,82	31,76	14,85	16,91	
			Magnum	27,80	30,77	25,23	5,54	
			Magnum	24,43	42,31	20,98	21,33	
			Magnum	24,38	29,52	17,86	11,66	
			Magnum	19,78	20,72	14,14	6,58	
			Isthmus	17,68	20,21	16,85	3,36	1,92
			Isthmus	17,71	20,78	16,99	3,79	1,67
			Isthmus	17,38	21,05	16,35	4,70	
			Isthmus	23,28	28,36	16,50	11,86	
			Isthmus	18,26	24,13	13,38	10,75	
			Isthmus	21,94	27,61	18,34	9,27	
			Uterus	32,31	36,24	23,56	12,68	2,32
			Uterus	33,66	62,88	20,32	42,56	2,66
			Uterus	31,89	33,65	24,36	9,29	
			Uterus	33,12	28,96	22,35	6,61	
			Uterus	36,17	34,96	17,39	17,57	

9 Anhang

			Uterus	30,57	33,47	19,97	13,50	
			Vagina	61,59	68,93	59,33	9,60	2,57
			Vagina	54,63	64,07	49,57	14,50	1,16
			Vagina	49,43	59,88	40,12	19,76	
			Vagina	72,21	83,31	54,67	28,64	
			Vagina	50,60	57,45	47,46	9,99	
			Vagina	105,15	132,58	61,35	71,23	
19	15. Ei gelegt	legend	Infundibulum	18,84	25,90	15,47	10,43	15,20
			Infundibulum	19,17	26,78	16,35	10,43	11,54
			Infundibulum	19,93	31,63	11,72	19,91	12,54
			Infundibulum	17,41	21,99	14,51	7,48	
			Infundibulum	21,10	25,97	12,05	13,92	
			Infundibulum	18,53	24,41	13,94	10,47	
			Infundibulum	23,34	38,53	18,39	20,14	
			Infundibulum	25,75	30,01	17,36	12,65	
			Infundibulum	23,56	30,98	16,56	14,42	
			Magnum	15,75	24,45	14,38	10,07	1,11
			Magnum	27,86	35,43	19,89	15,54	0,72
			Magnum	15,01	19,42	9,31	10,11	0,53
			Magnum	14,95	24,95	11,68	13,27	0,73
			Magnum	18,05	23,95	16,50	7,45	0,67
			Magnum	9,85	13,79	7,79	6,00	0,88
			Magnum	15,75	17,63	11,16	6,47	
			Magnum	11,20	14,43	9,98	4,45	
			Magnum	11,73	14,71	9,39	5,32	
			Magnum	15,94	17,17	14,50	2,67	
			Magnum	14,47	17,08	12,47	4,61	
			Magnum	17,41	22,61	11,46	11,15	
			Magnum	23,62	26,31	21,94	4,37	
			Magnum	19,96	21,67	14,57	7,10	
			Magnum	18,53	20,37	12,27	8,10	
			Magnum	30,25	33,57	27,15	6,42	
			Magnum	25,96	31,87	17,56	14,31	
			Magnum	26,01	31,87	25,85	6,02	
			Isthmus	14,38	17,84	12,91	4,93	2,41
			Isthmus	15,42	17,84	8,14	9,70	
			Isthmus	17,23	19,59	11,79	7,80	
			Uterus	24,38	43,26	16,56	26,70	1,79
			Uterus	28,35	37,41	23,70	13,71	2,08
			Uterus	30,46	37,55	22,21	15,34	

9 Anhang

			Uterus	21,50	28,23	18,76	9,47	
			Uterus	31,21	42,86	19,48	23,38	
			Uterus	20,00	27,76	15,77	11,99	
			Vagina	49,98	74,05	39,13	34,92	2,76
			Vagina	47,89	75,35	34,16	41,19	
			Vagina	39,77	72,67	33,79	38,88	
21	2. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	6,80	12,85	5,79	7,06	15,72
			Infundibulum	14,50	24,45	13,90	10,55	
			Infundibulum	11,46	19,10	7,92	11,18	
			Magnum	10,08	14,94	5,01	9,93	0,86
			Magnum	12,08	16,14	4,58	11,56	0,61
			Magnum	8,70	11,32	3,73	7,59	0,50
			Magnum	16,78	20,03	12,87	7,16	0,84
			Magnum	12,02	14,14	9,64	4,50	0,77
			Magnum	19,01	22,16	16,01	6,15	
			Magnum	17,90	20,82	14,50	6,32	
			Magnum	19,86	25,02	15,06	9,96	
			Magnum	28,60	40,45	24,04	16,41	
			Magnum	19,10	25,69	12,92	12,77	
			Magnum	23,56	28,15	19,10	9,05	
			Magnum	23,34	25,56	13,17	12,39	
			Magnum	35,64	37,25	26,47	10,78	
			Magnum	20,47	27,60	12,91	14,69	
			Magnum	28,37	36,43	22,89	13,54	
			Isthmus	21,88	24,55	17,31	7,24	1,38
			Isthmus	24,45	30,17	13,85	16,32	1,74
			Isthmus	34,26	53,79	30,27	23,52	
			Isthmus	23,34	30,94	16,79	14,15	
			Isthmus	25,56	33,94	16,91	17,03	
			Isthmus	33,00	48,95	21,10	27,85	
			Uterus	27,65	39,95	20,90	19,05	1,64
			Uterus	30,21	48,21	21,37	26,84	
			Uterus	25,63	33,36	13,93	19,43	
			Vagina	51,28	65,84	42,77	23,07	2,02
			Vagina	43,67	47,87	36,55	11,32	2,08
			Vagina	49,89	56,66	42,52	14,14	
			Vagina	62,66	77,65	46,27	31,38	
			Vagina	53,96	65,58	47,26	18,32	
Vagina	52,94	69,70	54,57	15,13				

9 Anhang

22	6. Ei gelegrt	legend	Infundibulum	18,31	22,68	13,77	8,91	11,92
			Infundibulum	18,27	22,73	13,92	8,81	
			Infundibulum	17,31	21,48	13,28	8,20	
			Magnum	22,79	29,86	22,21	7,65	0,89
			Magnum	22,28	33,24	15,94	17,30	0,54
			Magnum	25,37	35,89	17,58	18,31	0,74
			Magnum	11,67	12,95	6,16	6,79	0,52
			Magnum	8,90	12,60	6,80	5,80	1,01
			Magnum	7,79	9,47	4,08	5,39	0,69
			Magnum	6,33	7,25	3,56	3,69	
			Magnum	10,02	11,51	5,56	5,95	
			Magnum	10,53	13,16	6,29	6,87	
			Magnum	13,90	14,19	10,84	3,35	
			Magnum	19,35	29,43	13,77	15,66	
			Magnum	13,27	19,70	9,70	10,00	
			Magnum	12,93	19,34	11,06	8,28	
			Magnum	18,16	20,82	15,21	5,61	
			Magnum	12,43	15,25	10,88	4,37	
			Magnum	13,49	18,39	10,16	8,23	
			Magnum	21,33	25,84	15,42	10,42	
			Magnum	18,76	19,06	15,58	3,48	
			Isthmus	26,75	36,18	21,76	14,42	1,53
			Isthmus	23,88	43,04	16,25	26,79	1,77
			Isthmus	25,54	34,67	19,62	15,05	
			Isthmus	22,98	26,74	15,87	10,87	
			Isthmus	18,61	23,46	14,53	8,93	
			Isthmus	23,24	31,06	16,58	14,48	
			Uterus	28,18	48,78	23,24	25,54	2,75
			Uterus	24,95	31,08	20,27	10,81	
			Uterus	33,24	39,31	27,24	12,07	
			Vagina	41,70	89,18	31,08	58,10	2,11
			Vagina	52,32	63,33	45,96	17,37	1,37
Vagina	46,53	61,53	28,74	32,79				
Vagina	66,45	76,58	62,28	14,30				
Vagina	48,49	55,60	40,55	15,05				
Vagina	62,12	67,70	57,26	10,44				
24	10. Ei gelegrt	legend	Infundibulum	19,10	33,65	10,65	23,00	6,08
			Infundibulum	25,81	43,54	14,47	29,07	
			Infundibulum	19,33	26,39	12,43	13,96	
			Magnum	12,63	16,50	7,47	9,03	0,55

9 Anhang

			Magnum	15,57	24,16	10,43	13,73	0,63
			Magnum	9,31	12,86	6,86	6,00	0,84
			Magnum	16,11	19,09	10,59	8,50	0,88
			Magnum	12,51	16,64	9,85	6,79	0,79
			Magnum	14,85	17,00	8,81	8,19	0,58
			Magnum	23,96	30,80	16,32	14,48	
			Magnum	10,08	12,91	4,75	8,16	
			Magnum	19,99	22,39	14,07	8,32	
			Magnum	19,81	22,46	11,87	10,59	
			Magnum	19,93	27,66	16,16	11,50	
			Magnum	23,04	30,29	18,83	11,46	
			Magnum	18,72	24,71	16,50	8,21	
			Magnum	19,42	27,01	14,65	12,36	
			Magnum	24,49	26,60	21,23	5,37	
			Magnum	17,80	24,38	18,43	5,95	
			Magnum	20,00	26,28	15,64	10,64	
			Magnum	15,33	20,38	11,96	8,42	
			Isthmus	15,38	17,84	10,49	7,35	1,62
			Isthmus	17,58	31,37	14,94	16,43	1,74
			Isthmus	12,10	17,74	7,92	9,82	
			Isthmus	23,72	29,54	21,99	7,55	
			Isthmus	19,17	26,19	17,53	8,66	
			Isthmus	14,66	31,33	12,02	19,31	
			Uterus	23,31	31,35	20,92	10,43	1,95
			Uterus	29,43	46,02	14,02	32,00	
			Uterus	27,59	32,86	20,30	12,56	
			Vagina	59,26	71,15	42,20	28,95	2,36
			Vagina	49,35	60,24	43,81	16,43	
			Vagina	61,35	66,72	55,29	11,43	
25	4. Ei gelegt	legend	Infundibulum	16,42	36,40	9,92	26,48	8,89
			Infundibulum	17,91	25,23	13,77	11,46	3,36
			Infundibulum	23,40	33,73	15,42	18,31	
			Infundibulum	33,55	36,09	28,16	7,93	
			Infundibulum	10,73	15,39	9,02	6,37	
			Infundibulum	13,51	18,35	10,02	8,33	
			Magnum	13,71	14,57	9,45	5,12	0,63
			Magnum	14,00	16,72	11,57	5,15	0,56
			Magnum	14,17	17,02	11,49	5,53	0,63
			Magnum	11,90	15,95	8,34	7,61	0,54
			Magnum	12,65	14,60	9,27	5,33	

9 Anhang

			Magnum	13,51	17,13	8,81	8,32	
			Magnum	20,32	29,27	18,22	11,05	
			Magnum	16,42	22,07	12,19	9,88	
			Magnum	16,49	21,99	13,02	8,97	
			Magnum	23,13	23,75	20,78	2,97	
			Magnum	26,85	31,13	20,57	10,56	
			Magnum	19,60	23,24	15,36	7,88	
			Isthmus	14,44	16,57	9,71	6,86	2,75
			Isthmus	18,82	22,56	12,05	10,51	2,27
			Isthmus	16,13	20,58	12,02	8,56	
			Isthmus	20,19	28,18	13,93	14,25	
			Isthmus	21,43	25,89	16,09	9,80	
			Isthmus	17,07	26,43	11,72	14,71	
			Uterus	33,98	35,24	23,65	11,59	3,61
			Uterus	30,61	34,39	27,45	6,94	2,89
			Uterus	24,74	26,73	18,79	7,94	
			Uterus	32,90	45,86	22,30	23,56	
			Uterus	17,06	21,65	13,34	8,31	
			Uterus	21,01	24,64	16,41	8,23	
			Vagina	57,64	62,55	38,29	24,26	2,81
			Vagina	57,34	62,70	49,58	13,12	
			Vagina	51,60	57,81	44,23	13,58	
26	juvenil	noch nicht legend	Infundibulum	14,41	28,78	8,87	19,91	8,06
			Infundibulum	13,55	24,35	9,78	14,57	
			Infundibulum	14,31	23,95	10,34	13,61	
			Magnum	20,11	23,39	16,99	6,40	3,15
			Magnum	25,96	23,42	13,93	9,49	
			Magnum	21,10	24,01	15,57	8,44	
			Isthmus	21,33	26,08	18,14	6,40	3,64
			Isthmus	27,65	30,43	14,97	9,71	
			Isthmus	23,56	25,97	16,42	8,50	
			Uterus	21,93	33,89	19,37	14,52	2,73
			Uterus	23,78	36,25	25,23	11,02	3,67
			Uterus	23,37	33,65	21,17	12,48	4,18
			Uterus	22,13	27,64	16,33	11,31	
			Uterus	22,94	32,11	17,00	15,11	
			Uterus	24,42	32,89	18,20	14,69	
			Uterus	24,99	31,63	21,12	10,51	
			Uterus	21,59	28,36	19,24	9,12	
			Uterus	21,97	29,87	20,27	9,60	

## 9 Anhang

			Vagina	72,23	77,94	57,53	20,41	4,88
			Vagina	68,58	71,87	65,42	6,45	
			Vagina	50,49	58,64	40,78	17,86	
27	2. Ei gelegte	Legend	Infundibulum	17,41	20,57	15,47	5,10	14,31
			Infundibulum	19,18	21,34	14,56	6,78	3,51
			Infundibulum	16,27	20,14	12,73	7,41	
			Infundibulum	23,40	29,19	17,89	11,30	
			Infundibulum	25,14	34,48	24,64	9,84	
			Infundibulum	23,12	28,37	19,68	8,69	
			Magnum	13,00	14,88	11,59	3,29	0,58
			Magnum	11,73	14,73	11,44	3,29	0,68
			Magnum	11,90	13,92	7,82	6,10	0,72
			Magnum	13,26	15,06	9,64	5,42	0,69
			Magnum	18,17	22,79	12,62	10,17	0,49
			Magnum	11,66	13,83	6,75	7,08	
			Magnum	20,31	25,02	14,29	10,73	
			Magnum	15,51	20,31	11,72	8,59	
			Magnum	19,71	21,97	14,38	7,59	
			Magnum	21,04	22,28	16,24	6,04	
			Magnum	15,29	21,93	9,10	12,83	
			Magnum	19,62	22,88	14,85	8,03	
			Magnum	37,01	51,84	32,11	19,73	
			Magnum	18,75	18,92	15,57	3,35	
			Magnum	27,72	32,45	19,32	13,13	
			Isthmus	16,43	20,94	15,62	5,32	1,36
			Isthmus	14,64	16,70	10,59	6,11	
			Isthmus	24,23	27,60	19,13	8,47	
			Uterus	34,83	36,35	29,70	6,65	1,90
			Uterus	40,92	70,38	33,15	37,23	2,33
			Uterus	29,08	31,35	29,12	2,23	
			Uterus	22,45	26,22	19,84	6,38	
			Uterus	17,87	21,01	14,17	6,84	
			Uterus	14,67	18,90	10,23	8,67	
			Vagina	61,95	64,31	52,30	12,01	2,98
			Vagina	61,67	64,04	47,18	16,86	3,22
Vagina	56,44	68,36	49,87	18,49				
Vagina	44,43	54,15	41,04	13,11				
Vagina	66,68	69,31	52,32	16,99				
Vagina	59,52	63,89	54,03	9,86				

9 Anhang

28	1. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	25,64	26,32	18,05	8,27	8,81
			Infundibulum	24,92	26,03	17,25	8,78	4,30
			Infundibulum	29,02	31,25	19,96	11,29	
			Infundibulum	36,46	37,27	21,33	15,94	
			Infundibulum	35,81	37,35	15,83	21,52	
			Infundibulum	34,45	39,36	19,57	19,79	
			Magnum	16,08	24,65	10,65	14,00	0,66
			Magnum	10,58	17,70	8,34	9,36	0,77
			Magnum	13,56	21,63	9,36	12,27	1,21
			Magnum	19,88	21,75	15,42	6,33	1,40
			Magnum	21,03	25,90	16,76	9,14	
			Magnum	21,02	20,04	15,36	4,68	
			Magnum	25,85	27,37	19,69	7,68	
			Magnum	18,41	22,56	13,34	9,22	
			Magnum	24,73	28,36	20,34	8,02	
			Magnum	29,95	36,18	24,92	11,26	
			Magnum	25,99	31,61	26,57	5,04	
			Magnum	26,24	33,69	24,56	9,13	
			Isthmus	21,63	23,36	16,70	6,66	1,73
			Isthmus	20,50	22,39	14,16	8,23	2,34
			Isthmus	20,72	24,58	15,01	9,57	
			Isthmus	15,94	19,01	10,56	8,45	
			Isthmus	24,28	32,49	15,72	16,77	
			Isthmus	21,93	33,37	16,89	16,48	
			Uterus	32,25	40,37	23,01	17,36	2,75
			Uterus	32,04	32,96	18,53	14,43	3,28
			Uterus	29,87	42,61	15,53	27,08	2,24
			Uterus	38,56	54,93	31,00	23,93	
			Uterus	40,42	45,13	33,18	11,95	
			Uterus	27,04	43,90	22,09	21,81	
			Uterus	35,37	64,07	21,52	42,55	
			Uterus	45,94	63,18	28,48	34,70	
Uterus	40,94	57,44	25,21	32,23				
Vagina	70,21	64,85	32,11	32,74	3,09			
Vagina	58,46	72,78	44,09	28,69				
Vagina	39,68	48,07	28,63	19,44				
29	35 Tage brütend	brütend	Infundibulum	13,04	24,25	6,31	17,94	10,06
			Infundibulum	17,74	21,91	9,13	12,78	8,21
			Infundibulum	15,73	22,03	7,58	14,45	
			Infundibulum	16,54	25,63	10,26	15,37	

9 Anhang

			Infundibulum	20,25	44,75	13,16	31,59	
			Infundibulum	19,37	41,61	7,04	34,57	
			Magnum	13,98	13,57	8,78	4,79	2,92
			Magnum	13,00	15,28	6,75	8,53	2,90
			Magnum	18,04	22,07	13,50	8,57	
			Magnum	20,99	23,12	13,68	9,44	
			Magnum	21,26	25,44	15,75	9,69	
			Magnum	20,72	27,78	10,43	17,35	
			Isthmus	6,12	7,71	4,89	2,82	3,44
			Isthmus	14,68	23,44	15,55	7,79	3,89
			Isthmus	11,80	16,01	8,38	7,63	
			Isthmus	20,84	24,78	15,75	9,03	
			Isthmus	21,41	24,21	12,10	12,11	
			Isthmus	21,39	33,65	12,15	21,50	
			Uterus	19,85	24,11	15,88	8,23	3,77
			Uterus	24,13	21,84	15,93	5,91	2,07
			Uterus	23,62	23,96	14,95	9,01	
			Uterus	43,77	44,87	35,10	9,77	
			Uterus	57,95	67,93	41,44	26,49	
			Uterus	50,53	63,74	37,40	26,34	
			Vagina	37,66	42,71	32,45	10,26	6,05
			Vagina	35,20	37,32	27,51	9,81	
			Vagina	36,82	43,76	30,25	13,51	
30	5 Tage britend	britend	Infundibulum	13,36	19,35	12,24	7,11	9,82
			Infundibulum	13,66	26,32	10,03	16,29	
			Infundibulum	13,01	24,36	11,36	13,00	
			Magnum	11,04	14,65	6,80	7,85	1,75
			Magnum	11,57	15,75	6,33	9,42	2,29
			Magnum	11,55	15,89	6,46	9,43	
			Magnum	14,91	21,28	9,57	11,71	
			Magnum	20,59	24,57	14,97	9,60	
			Magnum	18,53	24,48	13,17	11,31	
			Isthmus	15,02	16,70	8,05	8,65	1,30
			Isthmus	15,69	20,51	9,47	11,04	
			Isthmus	15,28	18,56	9,65	8,91	
			Uterus	23,04	24,47	17,35	7,12	4,42
			Uterus	17,67	30,75	15,06	15,69	3,78
			Uterus	19,47	22,39	15,40	6,99	
			Uterus	39,63	54,55	26,30	28,25	
			Uterus	36,18	42,52	30,00	12,52	

9 Anhang

			Uterus	23,14	27,80	14,50	13,30	
			Vagina	71,79	83,26	60,51	22,75	3,46
			Vagina	46,25	86,38	12,05	74,33	
			Vagina	46,30	77,75	23,73	54,02	
32	10. Ei gelegt	Legend	Infundibulum	16,81	30,32	14,04	16,28	5,85
			Infundibulum	20,13	39,96	9,20	30,76	
			Infundibulum	19,83	32,56	12,60	19,96	
			Magnum	25,37	27,99	18,77	9,22	0,73
			Magnum	18,99	20,99	15,24	5,75	0,55
			Magnum	21,15	22,41	12,30	10,11	0,49
			Magnum	19,75	21,01	13,27	7,74	0,89
			Magnum	18,36	20,57	18,24	2,33	0,94
			Magnum	16,97	18,84	12,02	6,82	0,56
			Magnum	15,63	19,18	12,85	6,33	
			Magnum	12,60	17,53	6,43	11,10	
			Magnum	16,32	18,92	12,08	6,84	
			Magnum	32,20	29,84	24,42	5,42	
			Magnum	23,82	25,09	22,81	2,28	
			Magnum	23,61	26,35	16,50	9,85	
			Magnum	23,27	28,95	16,18	12,77	
			Magnum	22,77	23,01	19,13	3,88	
			Magnum	37,92	57,26	25,79	31,47	
			Magnum	28,84	30,66	20,32	10,34	
			Magnum	23,67	40,72	19,66	21,06	
			Magnum	27,58	37,63	19,10	18,53	
			Isthmus	20,62	27,81	14,81	13,00	2,30
			Isthmus	20,81	22,68	12,49	10,19	1,75
			Isthmus	17,67	21,05	14,17	6,88	
			Isthmus	18,82	23,75	13,68	10,07	
			Isthmus	20,56	41,42	15,01	26,41	
			Isthmus	19,72	26,50	15,47	11,03	
			Uterus	33,92	45,70	15,66	30,04	2,50
			Uterus	16,39	28,78	14,07	14,71	2,45
			Uterus	27,84	28,99	19,35	9,64	2,01
			Uterus	32,01	37,56	24,23	13,33	
			Uterus	32,27	34,78	25,35	9,43	
Uterus	47,74	75,38	33,08	42,30				
Uterus	34,15	45,84	30,03	15,81				
Uterus	27,82	36,32	18,98	17,34				
Uterus	32,01	41,70	25,96	15,74				

9 Anhang

			Vagina	32,23	56,64	26,11	30,53	4,41
			Vagina	30,16	49,99	26,87	23,12	
			Vagina	31,85	52,48	26,34	26,14	
33	infantil	noch nicht legend	Magnum	53,50	56,09	46,34	9,75	1,74
			Magnum	54,29	71,29	46,37	24,92	2,78
			Magnum	39,19	45,29	32,33	12,96	
			Magnum	54,78	72,40	46,19	26,21	
			Magnum	47,43	54,21	39,87	14,34	
			Magnum	49,99	53,88	44,36	9,52	
			Uterus	25,92	33,41	19,93	13,48	4,07
			Uterus	37,54	38,73	36,44	2,29	
			Uterus	26,48	48,85	19,70	29,15	
			Vagina	41,00	43,71	30,80	12,91	2,66
			Vagina	41,54	49,25	30,88	18,37	
			Vagina	43,66	58,70	30,59	28,11	
34	4. Ei gelegt	legend	Infundibulum	31,80	41,03	23,85	17,18	9,91
			Infundibulum	24,54	34,96	18,48	16,48	
			Infundibulum	21,58	37,74	10,01	27,73	
			Magnum	36,06	41,53	33,16	8,37	1,07
			Magnum	27,39	28,23	21,49	6,74	0,97
			Magnum	15,80	17,80	12,13	5,67	0,90
			Magnum	12,90	15,21	11,20	4,01	1,29
			Magnum	14,23	15,99	11,43	4,56	0,63
			Magnum	13,89	14,65	9,82	4,83	0,79
			Magnum	24,94	31,33	22,55	8,78	
			Magnum	14,85	20,72	10,78	9,94	
			Magnum	16,14	20,38	10,39	9,99	
			Magnum	22,34	24,16	21,75	2,41	
			Magnum	32,71	41,41	21,75	19,66	
			Magnum	24,69	27,06	16,50	10,56	
			Magnum	21,54	24,90	19,01	5,89	
			Magnum	21,93	24,73	16,50	8,23	
			Magnum	24,81	28,49	18,72	9,77	
			Magnum	26,35	42,33	26,08	16,25	
			Magnum	31,81	55,80	34,39	21,41	
			Magnum	29,17	48,93	30,80	18,13	
			Isthmus	28,20	40,68	22,88	17,80	1,62
			Isthmus	17,72	23,82	14,11	9,71	
Isthmus	18,30	21,55	13,56	7,99				
Uterus	30,24	39,10	21,55	17,55	2,60			

9 Anhang

			Uterus	28,04	33,17	15,38	17,79	2,68
			Uterus	34,60	37,12	24,37	12,75	5,68
			Uterus	26,65	31,33	18,25	13,08	
			Uterus	28,90	27,65	16,42	11,23	
			Uterus	36,56	38,38	10,77	27,61	
			Uterus	39,64	43,79	31,88	11,91	
			Uterus	56,52	59,50	50,99	8,51	
			Uterus	43,95	47,59	38,73	8,86	
			Vagina	56,67	58,63	49,53	9,10	3,63
			Vagina	39,94	41,03	39,37	1,66	
			Vagina	51,09	57,33	35,72	21,61	
35	infantil	noch nicht legend	Magnum	29,80	64,20	41,15	23,05	2,01
			Magnum	36,70	55,10	31,52	23,58	1,95
			Magnum	38,94	67,96	29,65	38,31	1,80
			Magnum	45,28	60,06	41,32	18,74	2,51
			Magnum	49,61	56,78	49,97	6,81	
			Magnum	48,39	61,79	40,06	21,73	
			Magnum	49,80	57,45	40,64	16,81	
			Magnum	60,25	58,56	46,40	12,16	
			Magnum	24,80	39,29	20,50	18,79	
			Magnum	43,06	54,51	40,41	14,10	
			Magnum	36,24	45,99	26,12	19,87	
			Magnum	55,18	58,46	39,10	19,36	
			Vagina	57,21	72,88	46,12	26,76	3,15
			Vagina	58,19	61,78	43,81	17,97	
Vagina	52,78	61,35	42,33	19,02				
36	2. Ei gelegt	legend	Infundibulum	20,09	47,44	21,49	25,95	4,70
			Infundibulum	28,82	44,71	14,09	30,62	
			Infundibulum	21,24	25,64	5,13	20,51	
			Magnum	17,68	26,13	9,64	16,49	1,98
			Magnum	39,97	49,93	30,53	19,40	0,90
			Magnum	29,73	60,74	18,76	41,98	0,74
			Magnum	16,15	20,95	9,85	11,10	0,94
			Magnum	8,35	12,44	5,64	6,80	0,81
			Magnum	12,53	14,53	10,81	3,72	1,29
			Magnum	14,73	16,99	10,08	6,91	0,99
			Magnum	14,20	14,37	10,55	3,82	
			Magnum	15,02	17,01	10,01	7,00	
			Magnum	13,80	17,01	10,78	6,23	
			Magnum	20,85	24,48	17,41	7,07	

9 Anhang

			Magnum	20,65	21,75	19,69	2,06	
			Magnum	26,58	30,01	17,82	12,19	
			Magnum	19,05	22,31	14,50	7,81	
			Magnum	20,62	22,31	15,28	7,03	
			Magnum	27,48	34,12	21,74	12,38	
			Magnum	19,93	20,46	16,76	3,70	
			Magnum	33,27	34,93	19,59	15,34	
			Magnum	22,93	28,45	20,31	8,14	
			Magnum	34,83	41,16	21,94	19,22	
			Magnum	31,64	38,15	26,13	12,02	
			Isthmus	22,95	28,75	20,92	7,83	1,88
			Isthmus	25,19	28,75	20,92	7,83	2,67
			Isthmus	12,38	14,47	11,95	2,52	
			Isthmus	27,67	36,88	17,45	19,43	
			Isthmus	36,91	46,48	30,86	15,62	
			Isthmus	30,75	35,55	22,24	13,31	
			Uterus	35,56	40,64	29,78	10,86	2,07
			Uterus	31,58	37,25	20,81	16,44	1,93
			Uterus	33,59	39,32	26,64	12,68	
			Uterus	26,11	30,41	18,65	11,76	
			Uterus	30,82	41,68	18,39	23,29	
			Uterus	41,62	55,97	34,78	21,19	
			Vagina	39,64	69,89	26,12	43,77	2,43
			Vagina	45,02	64,56	39,78	24,78	3,64
			Vagina	35,70	59,29	32,32	26,97	
			Vagina	47,81	56,79	45,23	11,56	
			Vagina	59,16	80,10	39,09	41,01	
			Vagina	60,03	85,21	37,09	48,12	
37	5 Tage brütend	brütend	Infundibulum	10,88	38,05	7,04	31,01	8,35
			Infundibulum	15,52	28,18	13,17	15,01	4,31
			Infundibulum	17,43	26,28	10,95	15,33	
			Infundibulum	25,23	37,76	11,52	26,24	
			Infundibulum	23,45	36,07	11,78	24,29	
			Infundibulum	17,35	38,13	10,69	27,44	
			Magnum	8,05	10,36	5,19	5,17	0,70
			Magnum	12,43	20,04	5,86	14,18	0,64
			Magnum	12,19	22,82	10,81	12,01	0,63
			Magnum	14,84	22,35	9,88	12,47	0,78
			Magnum	12,99	26,70	11,73	14,97	1,29
			Magnum	13,79	30,96	6,75	24,21	1,34

9 Anhang

			Magnum	18,46	23,51	16,70	6,81	
			Magnum	21,39	31,94	20,59	11,35	
			Magnum	20,37	23,96	14,09	9,87	
			Magnum	19,05	23,80	15,20	8,60	
			Magnum	16,56	20,85	13,90	6,95	
			Magnum	15,99	19,08	12,08	7,00	
			Magnum	13,21	15,75	7,71	8,04	
			Magnum	16,91	20,52	12,08	8,44	
			Magnum	15,99	19,08	12,08	7,00	
			Magnum	32,82	38,96	19,92	19,04	
			Magnum	31,71	41,15	24,12	17,03	
			Magnum	36,32	46,41	21,87	24,54	
			Isthmus	13,57	16,24	9,09	7,15	1,24
			Isthmus	10,84	12,68	9,64	3,04	
			Isthmus	13,36	23,09	9,45	13,64	
			Uterus	26,01	34,50	22,84	11,66	2,12
			Uterus	36,90	52,25	27,06	25,19	2,43
			Uterus	31,36	37,38	21,69	15,69	
			Uterus	24,14	28,37	19,28	9,09	
			Uterus	21,63	26,93	19,42	7,51	
			Uterus	22,34	29,39	15,01	14,38	
			Vagina	41,88	48,59	31,40	17,19	4,23
			Vagina	49,31	64,23	35,82	28,41	
			Vagina	93,53	107,74	53,81	53,93	
38	35 Tage britend	britend	Infundibulum	10,58	13,16	7,46	5,70	8,72
			Infundibulum	11,04	14,01	7,14	6,87	3,09
			Infundibulum	11,19	13,99	6,88	7,11	
			Infundibulum	12,30	14,97	7,09	7,88	
			Infundibulum	12,41	13,72	12,05	1,67	
			Infundibulum	12,12	14,25	8,02	6,23	
			Magnum	15,16	18,65	12,08	6,57	5,83
			Magnum	16,51	20,87	10,39	10,48	3,90
			Magnum	15,32	19,44	12,34	7,10	
			Magnum	15,49	25,23	10,88	14,35	
			Magnum	12,30	22,98	11,54	11,44	
			Magnum	11,85	16,29	7,15	9,14	
			Uterus	32,38	35,10	18,34	16,76	4,35
			Uterus	32,21	33,24	29,78	3,46	
			Uterus	28,33	34,70	16,18	18,52	

39	15. Ei gelegte	Legend	Infundibulum	18,63	20,57	16,57	4,00	9,31
			Infundibulum	22,84	24,32	20,37	3,95	11,18
			Infundibulum	19,34	23,99	19,14	4,85	
			Infundibulum	22,97	29,09	17,06	12,03	
			Infundibulum	20,71	37,21	16,24	20,97	
			Infundibulum	21,52	31,25	17,54	13,71	
			Magnum	21,34	26,13	13,10	13,03	1,97
			Magnum	24,20	26,69	20,27	6,42	0,53
			Magnum	21,68	24,11	16,37	7,74	0,82
			Magnum	12,32	14,06	7,64	6,42	0,61
			Magnum	10,53	11,81	7,41	4,40	0,50
			Magnum	11,46	15,46	9,20	6,26	0,65
			Magnum	15,32	22,10	13,93	8,17	
			Magnum	20,54	23,72	16,56	7,16	
			Magnum	18,48	23,78	14,23	9,55	
			Magnum	25,41	26,12	17,03	9,09	
			Magnum	24,98	28,50	16,54	11,96	
			Magnum	23,78	27,32	17,18	10,14	
			Magnum	22,63	28,24	18,10	10,14	
			Magnum	25,89	28,52	21,13	7,39	
			Magnum	24,97	28,64	20,99	7,65	
			Magnum	35,77	59,84	39,03	20,81	
			Magnum	25,39	78,05	37,93	40,12	
			Magnum	39,24	50,84	38,96	11,88	
			Isthmus	26,55	26,83	20,72	6,11	1,44
			Isthmus	24,48	22,47	13,31	9,16	1,93
			Isthmus	23,09	30,56	21,21	9,35	
			Isthmus	16,00	18,79	12,87	5,92	
			Isthmus	14,50	15,01	11,31	3,70	
			Isthmus	15,59	19,65	11,73	7,92	
			Uterus	28,12	37,48	26,01	11,47	3,44
			Uterus	28,87	48,95	24,48	24,47	3,84
			Uterus	39,87	46,03	36,75	9,28	3,05
			Uterus	40,46	54,22	27,94	26,28	
			Uterus	36,02	40,62	28,05	12,57	
			Uterus	40,89	59,07	29,45	29,62	
Uterus	35,81	67,17	21,39	45,78				
Uterus	31,33	42,23	18,76	23,47				
Uterus	33,18	44,27	19,23	25,04				
Vagina	52,38	54,77	44,06	10,71	3,70			

9 Anhang

			Vagina	51,53	53,20	36,50	16,70	
			Vagina	52,77	68,68	50,18	18,50	
40	infantil	noch nicht legend	Infundibulum	13,79	26,67	9,36	17,31	12,68
			Infundibulum	13,38	23,86	8,23	15,63	
			Infundibulum	14,44	25,47	9,95	15,52	
			Magnum	24,41	31,25	20,34	10,91	10,27
			Magnum	23,41	27,36	22,41	4,95	5,67
			Magnum	21,86	24,72	18,94	5,78	
			Magnum	32,78	32,49	19,93	12,56	
			Magnum	33,64	34,17	22,18	11,99	
			Magnum	33,51	39,27	27,47	11,80	
			Isthmus	34,20	41,71	28,16	13,55	0,77
			Isthmus	29,74	38,13	30,69	7,44	
			Isthmus	33,25	40,22	29,14	11,08	
			Uterus	40,54	42,20	26,35	15,85	5,16
			Uterus	19,72	75,70	30,52	45,18	
			Uterus	27,05	44,86	33,73	11,13	
			Vagina	80,19	98,80	61,53	37,27	1,40
			Vagina	95,92	115,23	71,85	43,38	
			Vagina	86,51	112,58	72,55	40,03	

---

Ich erkläre:

Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die ich wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen habe und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.

Gießen , der 28.03.2010

Martin Linde

---

## **Danksagung**

Mein erster Dank gilt Herrn Professor Dr. Axel Wehrend für die Überlassung des interessanten Themas, die unermüdliche Unterstützung, Motivation und die schnelle Hilfe in wissenschaftlichen und organisatorischen Fragen, sowie der unkomplizierten Bereitstellung von Gerätschaften.

Prof. Dr. J. Seeger und Herrn Dr. J. Kacza danke ich für die Möglichkeit meine biometrischen Messungen am Vetrinär-Anatomischen-Institut der Universität Leipzig durchführen zu können und besonders für die Hilfestellungen und Anregungen bei der histologischen Auswertung.

Prof. Dr. A. Sobiraj (Ambulatorische und Geburtshilfliche Tierklinik, Universität Leipzig) und seinen fleißigen Laborantinnen danke ich für die Unterstützung bei der histologischen Färbung der Präparate.

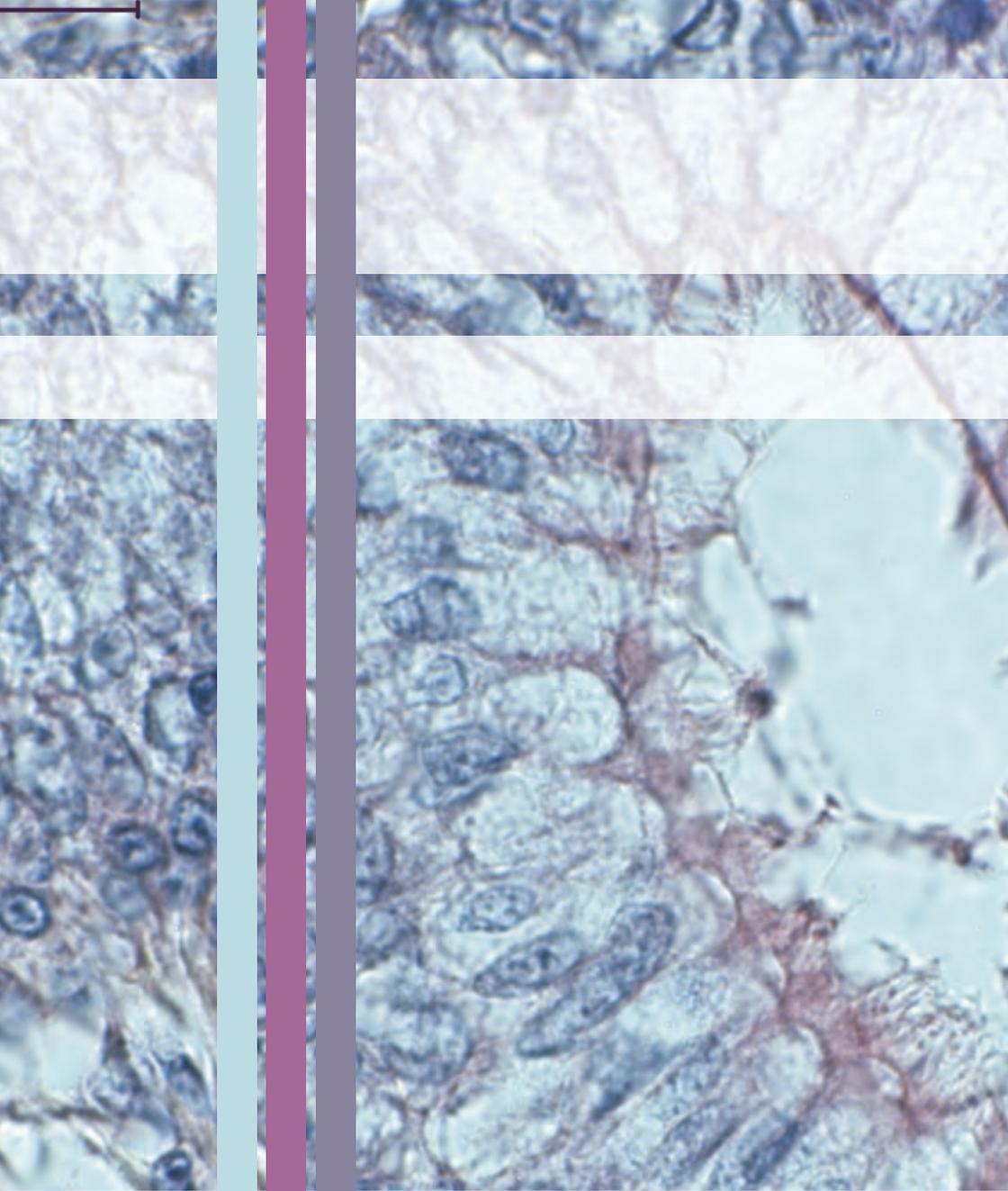
Mein besonderer Dank gilt Herrn Andreas Richter für die geduldige Unterstützung und unersetzbare Hilfe in statistischen Fragen.

Frau J. Blad-Stahl und Frau F. Sechser danke ich für die Einbettung der Präparate und die scharfen Tipps bei der Mikrotomie und Herrn W. Damm für die Arbeit im RIA-Labor.

Der Firma DEUKA, Deutsche Tiernahrung Cremer GmbH & Co. KG, Düsseldorf danke ich für die Bereitstellung eines hervorragenden Wassergeflügel-Zuchtfutters für meine Versuchstiere.

Mein besonderer Dank gilt meinen Eltern für ihre Hilfe bei der Unterbringung und Versorgung der Enten und ihre unerschöpfliche Unterstützung während meines Studiums und der Erstellung dieser Arbeit.

Nicht zuletzt danke ich meiner Freundin Kerstin für ihre ständige Geduld, Unterstützung und Hilfestellung.



*edition scientifique*

**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

VVB LAUFERSWEILER VERLAG  
STAUFENBERGRING 15  
D-35396 GIESSEN

ISBN: 978-3-8359-5541-7

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



9 783835 195341