ROGÉRIO CÉSAR PARIZZI

**ANATOMIA MACROSCÓPICA E MICROSCÓPICA
DOS ÓRGÃOS REPRODUTORES FEMININOS DA
EMA (*RHEA AMERICANA*)**

SÃO PAULO

2006

ROGÉRIO CÉSAR PARIZZI

**Anatomia macroscópica e microscópica dos órgãos
reprodutores femininos da Ema (*Rhea americana*)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do Título de Mestre em Ciências

Departamento:

Cirurgia

Área de concentração:

Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres

Orientadora:

Prof^a. Dra. Tatiana Carlesso dos Santos

**São Paulo
2006**

Autorizo a reprodução parcial ou total desta obra, para fins acadêmicos, desde que citada a fonte.

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO-NA-PUBLICAÇÃO

(Biblioteca Virginie Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo)

T.1726
FMVZ

Parizzi, Rogério César

Anatomia macroscópica e microscópica dos órgãos reprodutores femininos da Ema (*Rhea americana*) / Rogério César Parizzi. – São Paulo: R. C. Parizzi, 2006.

123 f. : il.

Dissertação (mestrado) - Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Cirurgia, 2006.

Programa de Pós-graduação: Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres.

Área de concentração: Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres.

Orientador: Profa. Dra. Tatiana Carlesso dos Santos.

1. Emas. 2. Reprodutor feminino. 3. Oviduto. 4. Ovário. 5. Morfologia. I. Título.

ERRATA

Página	Parágrafo	Linha	Onde se lê	Leia-se
Capa	-	-	RHEA AMERICANA	<i>Rhea americana</i>
38	5	2	2 mm, na galinha	2 mm de largura,
43	3	3	dentro do ovário	dentro do oviduto
53	3	4	diferentes segmentos	diferentes regiões
55	2	2	uma semana	duas semanas
55	2	3	04 filhotes e 20 adultos	e 20 adultos
57	3	5	Hematoxilina e e	Hematoxilina e Floxina
65	2	1	atrésico	atrésicos
65	Gráfico 1	Gráfico 1	-	Gráfico abaixo
71	1	8	mm	µm
72	1	4	Tricômio	Tricrômio
88	2	3	logitudinalmente	longitudinalmente
95	2	6	pó	por
102	3	3	esta	está
104	1	3	esta	está
120	4-5	2	Poultry	Poultry
120	13	3	juornal	journal
122	3	2	antômica	anatômica
123	3	3	juornal	journal

Gráfico 1 – Número médio e desvio padrão dos folículos atrésico e em desenvolvimento no ovário esquerdo de emas adultas, classificados por tamanho. São Paulo, 2006

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
Assistência Acadêmica

Comissão de Bioética

CERTIFICADO

Certificamos que o Projeto intitulado "Anatomia macroscópica e microscópica dos órgãos reprodutores femininos da ema (*Rhea americana*)", protocolo nº707/2005, utilizando 50 emas, sob a responsabilidade da Profa. Dra. Tatiana Carlesso dos Santos, está de acordo com os princípios éticos de experimentação animal da Comissão de Bioética da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo e foi aprovado "ad referendum".

(We certify that the Research "Macroscopic and microscopic anatomy of female reproductive organs of the ema (*Rhea Americana*)", protocol number 707/2005, utilizing 50 emas, under the responsibility of Prof. Dr. Tatiana Carlesso dos Santos, agree with Ethical Principles in Animal Research adopted by Bioethic Commission of the Faculty of Veterinary Medicine and Zootechny of University of São Paulo and was approved "ad referendum", meeting).

São Paulo, 19 de agosto de 2005

Profª Drª Júlia Maria Matera
Presidente da Comissão de Bioética
FMVZ/USP

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS (IBAMA)
DIRETORIA DE FAUNA E RECURSOS PESQUEIROS (DIFAP)
COORDENAÇÃO GERAL DE FAUNA (CGFAU)

LICENÇA PARA CAPTURA, COLETA, TRANSPORTE, EXPOSIÇÃO E FILMAGEM

NÚMERO DA LICENÇA 112/2005 – CGFAU/LIC	Nº DE REGISTRO NO IBAMA *****	PERÍODO DE VALIDADE 27/05/2005 a 27/05/2006	PROCESSO IBAMA 02001.002532/05
OBJETO:		FAVORECIDO:	
☐ CAPTURA E/OU COLETA DE ANIMAIS SILVESTRES/MATERIAL ZOOLOGICO		☐ ZOOLOGICO	
☐ TRANSPORTE DE ANIMAIS SILVESTRES/MATERIAL ZOOLOGICO		☒ INSTITUIÇÃO CIENTÍFICA	
☐ COLETA E TRANSPORTE DE MATERIAL BOTÂNICO (PESQUISA CIENTÍFICA)		☒ PESQUISADOR	
☒ TRANSPORTE DE PRODUTOS E SUBPRODUTOS DA FAUNA		☐ EXPOSITOR/CONCURSO	
☐ EXPOSIÇÃO E/OU CONCURSO DE ANIMAIS SILVESTRES		☐ CRIADOURO COMERCIAL	
☐ MANUTENÇÃO DE ANIMAIS EM CATIVEIRO		☐ CRIADOURO CIENTÍFICO	
☒ OUTROS: TRANSPORTE DE ESPÉCIMES MORTOS		☐ OUTROS:	

FAVORECIDOS: Tatiana Carlesso dos Santos, Rogério César Parizzi e Joel Alves de Souza.

INSTITUIÇÃO: Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo/SP.

ENDEREÇO: Av. Prof. Dr. Orlando Marques de Paiva, 87 – Cidade Universitária, São Paulo/SP, CEP 05506-000

RESPONSÁVEL PELA EXPEDIÇÃO: Tatiana Carlesso dos Santos

TRANSPORTADOR: Os pesquisadores favorecidos.

MEIO DE TRANSPORTE: Terrestre/Marinho/Aéreo

PROCEDÊNCIA/LOCAL DA CAPTURA/LOCAL DA PESQUISA: Cooperativa Emas do Brasil Ltda, Matadouro Frigorífico Castilhense – Júlio de Castilhos/RS

DESTINO: Laboratório de Anatomia, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo/SP.

LISTA DAS ESPÉCIES QUANTIDADE / TIPO	NOME CIENTÍFICO	NOME COMUM
Transporte de espécimes mortos e/ou de seus órgãos	<i>Rhea americana</i>	Emas

OBSERVAÇÕES E CONDICIONANTES:

1. O responsável pela expedição deverá apresentar relatório de atividades ao término da validade desta licença.
2. O responsável pela expedição deverá encaminhar ao Ibama cópia das publicações resultantes dos trabalhos decorrentes do uso dos espécimes objeto desta licença.
3. Esta licença não exime o pesquisador de cumprir o disposto na Medida Provisória nº 2186-16/01 que dispõe sobre o acesso ao patrimônio genético. No caso de acesso ao componente do patrimônio genético, este somente se dará mediante a autorização do Ibama, nos termos da Medida Provisória nº 2.186-16/2001, Decreto nº 3.945/2001 e Decreto nº 4.946/2003.

LOCAL E DATA DE EMISSÃO	AUTORIDADE EXPEDIDORA (ASSINATURA E CARIMBO)
Brasília (DF), 27 de maio de 2005.	 Ricardo José Sovinski Coordenação Geral de Fauna Coordenador

• ESTA LICENÇA NÃO AUTORIZA:

1. CAPTURA DE ESPÉCIES QUE CONSTEM NAS LISTAS OFICIAIS (FEDERATS, ESTADUAIS E MUNICIPAIS) DA FAUNA E FLORA BRASILEIRA AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO, ESPÉCIES ENDÊMICAS OU RARAS, OU QUE CONSTEM NO ANEXO I E II DA CONVENÇÃO SOBRE O COMÉRCIO INTERNACIONAL DE ESPÉCIES DA FAUNA E DA FLORA AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO (CITES), SALVO QUANDO ESPECIFICADO;
 2. CAPTURA, COLETA E OU TRANSPORTE DE ESPÉCIMES DA FAUNA NAS ÁREAS DE INFLUÊNCIA DE EMPREENDIMENTOS SUJEITOS AO LICENCIAMENTO AMBIENTAL, CONFORME RESOLUÇÃO DO CONAMA DE Nº 237 DE 19/12/97, SALVO QUANDO ESPECIFICADO.
 3. CAPTURA DOS ESPÉCIMES DA FAUNA EM ÁREAS DE DOMÍNIO PRIVADO, SEM O CONSENTIMENTO DO PROPRIETÁRIO, ARRENDATÁRIO, POSSEIRO OU MORADOR DA ÁREA;
 4. CAPTURA, COLETA E OU TRANSPORTE DE ESPÉCIMES FAUNA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO FEDERAIS, ESTADUAIS, DISTRITAIS OU MUNICIPAIS, SALVO QUANDO ACOMPANHADAS DO CONSENTIMENTO DO ÓRGÃO ADMINISTRADOR COMPETENTE;
- SÃO ISENTAS DE COBRANÇA DE TAXA (RECOLHIMENTO DE DR) INSTITUIÇÕES CIENTÍFICAS, PESQUISADORES E ZOOLOGICOS PÚBLICOS.
- VÁLIDA SOMENTE SEM EMENDAS OU RASURAS.

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Nome: PARIZZI, Rogério César

Título: Anatomia macroscópica e microscópica dos órgãos reprodutores da Ema
(*Rhea americana*)

Dissertação apresentada ao Programa
de Pós-graduação em Anatomia dos
Animais Domésticos e Silvestres da
Faculdade de Medicina Veterinária e
Zootecnia da Universidade de São
Paulo para obtenção do Título de
Mestre em Ciências

Data: ____/____/____

Banca Examinadora

Prof (a). Dr (a). _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Prof (a). Dr (a). _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Prof (a). Dr (a). _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

DEDICATÓRIA

“A todos os animais, aos quais dedicamos nossa profissão, nossos conhecimentos e com os quais sempre temos algo a aprender”

“Nosso respeito ao cadáver, instrumento da ciência, que possibilita compreender, respeitar e admirar o milagre da vida”

AGRADECIMENTOS

**“Agradeço em primeiro lugar à minha esposa e à minha filha pelo
companheirismo, amor, carinho e compreensão pelos momentos de ausência,
durante a realização de mais esta etapa em nossas vidas”**

**“Ao meu Pai e à minha Mãe pela educação que recebi, pelo carinho e apoio,
não só nesta etapa, mas por toda minha vida”**

“Ao meu irmão pelas palavras de incentivo”

“À minha orientadora, Profª. Dra. Tatiana Carlesso dos Santos, pelos ensinamentos, amizade e atenção dedicados, estando sempre presente e participante durante toda a realização deste trabalho, demonstrando sua disposição em auxiliar nos momentos de dúvidas, encontrando sempre um tempo para dialogar e passar uma palavra de apoio e incentivo”

**“Ao Profº. Dr. José Manuel dos Santos, por sua amizade, profissionalismo, e
pela inestimável contribuição na realização deste trabalho”**

“À Profª. Dra. Maria Angélica Miglino, pelo auxílio, conselhos, amizade e oportunidades sempre oferecidas durante a realização da Pós-Graduação”

“Aos (as) Professores (as) doutores (as):

Paula Papa, Carlos Eduardo Ambrósio, Pedro Primo Bombonato, José Roberto Kfoury Junior, Francisco Xavier Hernandez Blazquez, Antônio Augusto Coppi Maciel Ribeiro, que estarão eternamente em nossas vidas, como nossos Mestres”

“Aos funcionários do Departamento de Cirurgia da FMVZ – USP, Maicon Barbosa da Silva, Jaqueline Martins de Santana, Ronaldo Agostinho da Silva, Edinaldo Ribas Farias, Diogo Palermo, Sandra Freiburger, Paolo Valério Caporuscio, João do Carmo Freitas e Raimundo Leal de Sousa, pela amizade e auxílio na rotina de trabalho”

“Aos colegas e amigos que sempre apoiaram as iniciativas em minha vida profissional e principalmente a DEUS, que sempre zela por todos nós e nos concedeu o privilégio da realização desta conquista”

**“Agradecimentos especiais à COOPERATIVA EMAS DO BRASIL LTDA, na
pessoa do Sr. Jacir Antônio Dalla Vecchia, que colaborou na obtenção do
material desta pesquisa, tornando possível este trabalho”**

RESUMO

PARIZZI, R.C. **Anatomia macroscópica e microscópica dos órgãos reprodutores femininos da Ema (*Rhea americana*)**. [Macroscopic and microscopic anatomy of the female reproductive organs of Ema (*Rhea americana*)], 2006. 123 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

Este trabalho tem por objetivo descrever as características anatômicas, macroscópicas e microscópicas, dos órgãos reprodutores femininos da ema (*Rhea americana*). O material consistiu nos órgãos reprodutores femininos (ovário, oviduto e cloaca) de 24 fêmeas, das quais, 04 filhotes (15 dias) e 20 adultos (12 e 36 meses), oriundas da Cooperativa Emas do Brasil LTDA. Os órgãos foram fixados em formol 10% tamponado e em glutaraldeído 2,5%, PBS 0,1 M, pH 7,4, para microscopia de luz e eletrônica de varredura, respectivamente. Os resultados mostram que o ovário esquerdo ocupa a porção dorsal da cavidade celomática, em contato com a porção cranial do rim e com a glândula suprarenal, sendo sustentado na cavidade pelo mesovário. Na superfície livre do ovário observam-se folículos em diversas fases de desenvolvimento, variando de 1 a 90 mm e atrésicos com $27,6 \pm 3$ mm de diâmetro (n=10), unidos à superfície ovariana por um pedúnculo folicular e apresentam uma cinta esbranquiçada contornando sua superfície, o estigma folicular. Histologicamente o ovário é constituído de uma medula e um córtex e a parede dos folículos pelas tecas externa e interna, extrato granuloso e zona radiada. O oviduto possuiu comprimento médio de $1,22 \pm 0,23$ m (n=4) e foi composto pelo infundíbulo, magno, istmo, útero e vagina, revestidos por epitélio colunar ciliado com células secretoras recobrimdo as pregas luminiais. O infundíbulo apresentou uma abertura cranial com fímbrias delgadas e longas. No magno estas pregas são mais espessas e volumosas, preenchidas por glândulas tubulares, representando a maior

porção do oviduto. O istmo curto apresentou pregas menos volumosas e com menor quantidade de glândulas tubulares. O útero pregueado em forma de bolsa, teve uma região cranial com pregas delgadas e uma outra caudal com pregas mais ramificadas e com poucas glândulas. A vagina apresentou pregas luminiais longas e espessamento da muscular, formando o músculo esfíncter vaginal. O ovário e o oviduto da ema possuem características comuns à morfologia das aves domésticas. A cloaca teve os mesmos compartimentos que outras aves, diferenciando-se pela presença da prega entre o reto e o coprodeu, permitindo separação das fezes da urina.

Palavras-chave: Emas. Reprodutor feminino. Oviduto. Ovário. Morfologia.

ABSTRACT

PARIZZI, R.C. **Macroscopic and microscopic anatomy of the female rhea (*Rhea americana*)**. [Anatomia macroscópica e microscópica dos órgãos reprodutores femininos da Ema (*Rhea americana*)], 2006. 123 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

The aim of this work was to describe the morphological characteristics of the feminine reproductive organs of rhea (*Rhea americana*). The material consisted of ovary, oviduct and cloaca from 24 females, 04 young chick (15 days) and 20 adult ones (12 to 36 months), from Cooperativa Emas do Brasil LTDA. Fragments of each organ were fixed in phormaldehyde 10% and glutaraldehyde 2.5%, 0.1 PBS M, pH 7.4, for light and scanning electron microscopy, respectively. Results demonstrated that left ovary occupied the dorsal portion of the celomatic cavity in contact with the cranial portion of the kidney and with the suprarenal gland, being supported in the cavity for the mesovary. On the free surface of the ovary, follicles in different phases of development were observed measuring between 1 to 90 mm and atresic, measuring 27.6 ± 3 mm of diameter (n=10), linked to the ovarian surface by one follicular stalk and presents a white band surrounding its surface, the *stigma folliculare*. Histologically, the ovary is constituted by the medulla and the cortex, and the follicular wall by the *theca externa* and *theca interna*, *stratum granulosum* and the *zona radiata*. The oviduct possess average length of 1.20 ± 0.23 m (n=4) and was composed by *infundibulum*, *magnum*, *isthmus*, *uterus* and *vagina*, covered by a ciliated columnar epithelium on luminal folds. The *infundibulum* presents a cranial opening with long and thin *fimbriae*. The *magnum* represent the bigger part of oviduct and have a increased thickness of the mucosa with big folds, composed by tubular glands and with a pseudostratified ciliated epithelium. The *isthmus* is short with small

luminal folds and less tubular glands. The *uterus* was folded with global form, it had a cranial region with thin folds and a caudal part with folds branched and a few tubular glands. The *vagina* had long luminal folds and the muscular layer was thicker forming the *musculus sphincter vaginae*. The ovary and oviduct of the rhea possessed similar characteristics to the one from domestic birds. The cloaca had the same compartments cited in other birds, with the fold between coprodeu and rectum, which make the feces and urine separation, as difference.

Key words: Rhea. Reproductive female. Oviduct. Ovary. Morphology.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1 – Fotografia e desenho esquemático dos órgãos reprodutores femininos da Ema, compreendendo o ovário (ov) e o oviduto com suas regiões: infundíbulo (in), magno (mag), istmo (is), útero (ut) e vagina (va). Observa-se também a cloaca (clo) e a porção final do intestino, o reto (R)..... 61
- Figura 2 - Fotografias dos órgãos genitais de ema jovem (A) e ovário de adulta (B-C). Em jovens observam-se tanto o ovário (od) e o oviduto (ovd) direito quanto os esquerdos (oe e ove). Nas fêmeas púberes ou adultas a superfície livre do ovário esquerdo esta repleta por folículos pequenos (p) entre 1-20mm, médios, (m) 20-40mm e grandes (g) 40-90mm. Barra: B) 2cm, C) 3cm 62
- Figura 3 – A) Pedículo folicular (setas) em ovário de ema adulta. B) Fotomicrografia de corte transversal do pedículo, apresentando feixes de músculo (m) e vasos sanguíneos (V). C-D) Notar o formato em cinta ou irregular do estigma folicular (es). E-F) Barras: B) 200 μ m, D) 4 cm 64
- Figura 4 – A-C) Folículos atrésicos (at) de ovários de emas adultas em diferentes estágios de regressão. Nota-se o formato de um cálice dos folículos em regressão e a margem do estigma (e). D) Fotomicrografia de corte transversal do folículo atrésico, apresentando grande quantidade de tecido conjuntivo (tc) no estigma e células foliculares (cf). Tricrômio de Masson. Barra: 500 μ m..... 67
- Figura 5 – Fotomicrografias de ovário de ema adulta em que se identificam a área do córtex repleta de folículos secundários (fs) e a área da medula (me). B-C) Na margem do córtex forma-se a túnica albugínea (ta), com epitélio germinativo (eg) e tecido conjuntivo (tc). A) PAS, B-C) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 500 μ m B-C) 50 μ m 69
- Figura 6 – Fotomicrografias de corte transversal do ovário. A) e B) Folículos primários (fp) e folículos secundários (fs). C) Folículo em estágio mais avançado de desenvolvimento, membrana da granulosa (Mg), granulócitos (Gran) dispostos ao redor do folículo e medula ovariana (me). D) Folículo mais desenvolvido com membrana da granulosa (Mg) e vitelo (vit). A) e C) Hematoxilina-eosina, B-D) PAS. Barras: A) 50 μ m, B)-C) 500 μ m e D) 40 μ m..... 71

- Figura 7 – Fotomicrografias de folículo ovariano caracterizando as suas camadas: teca externa (Te), teca interna (Ti), o extrato granuloso (Eg) e a zona radiata (Zo). Notas os componentes do vitelo (Vit) PAS+. A) Tricômio de Masson, B) PAS, D) Hematoxilina-eosina. Barras:A) 100 μ m, B-C) 50 μ m..... 72
- Figura 8 – Fotografia do oviduto evidenciando as diferentes regiões: infundíbulo (in), magno (mag), istmo (is), útero (ut) e vagina (va), observa-se também nesta imagem a cloaca (clo). Barra: 15 cm.... 74
- Figura 9 – A-C) Fotografias da região do infundíbulo no oviduto de ema adulta. Notar as pregas no lúmen (PI). D-E) As pregas luminais também são identificadas na microscopia eletrônica de varredura em fêmeas adultas (D) e jovens (E). Barras: D) 1 mm e E) 100 μ m 76
- Figura 10 – A-B) Fotomicrografias do infundíbulo evidenciando pregas primárias (Pp) e secundárias (Ps) da túnica mucosa (tm) apoiando-se sobre a túnica muscular (m), composta por fibras musculares lisas. (v) vasos. C-D) Eletromicrografias da superfície luminal da mucosa do infundíbulo com extensas áreas das pregas (PI) recobertas por cílios em emas jovens e presença de células secretoras (Cs) e ciliadas (Cc) em adultas. A-B) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 500 μ m, B) 100 μ m, C e D) 10 μ m..... 77
- Figura 11 – Fotomicrografias de corte do infundíbulo mostrando as túnicas mucosa (tm) e muscular (m). As pregas da mucosa estão revestidas por epitélio (e) formado por células colunares ciliadas (Cc) e células secretoras (Cs), sustentadas por tecido conjuntivo frouxo, em que se vêem glândulas (gl). A) Tricômio de Masson, B-C) Hematoxilina-eosina. Barra: A) 200 μ m, B-C) 50 μ m 78
- Figura 12 – A) Fotografia da mucosa do magno na porção cranial apresentando pregas luminais mais altas. B) Eletromicrografia de varredura da superfície luminal do magno com pregas luminais (PI). Barra: 100 μ m 81
- Figura 13 – A-C) Fotomicrografias de cortes transversais de prega luminal do magno. Observar o epitélio glandular (Eg), a lâmina própria (Lp) e glândulas em regeneração (Grg). Células colunares ciliadas (Cc) e células secretoras (Cs) formam o epitélio pseudoestratificado colunar ciliado da mucosa. Observa-se também ductos glandulares (Dc) emergindo no epitélio. D-E) Eletromicrografias de varredura da mucosa do magno de fêmea jovem evidenciando a abertura dos ductos glandulares (setas) e os cílios das células ciliadas (Cc). A-C) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 200 μ m, B)-C) 50 μ m, D) 100 μ m, E)10 μ m 82

- Figura 14 – Fotomicrografias de corte transversal do magno, onde observam-se pregas da mucosa compostas por tecido glandular (gl), apoiadas na túnica muscular (m). Nota-se também grandes vasos sanguíneos (vs) e a túnica serosa (Ts). A) Hematoxilina-eosina, B) Tricrômio de Masson. Barras: 500 μ m 83
- Figura 15 – Fotografia da mucosa do istmo demonstrando a orientação das pregas luminais (Pl) dispostas longitudinalmente. B-C) Fotomicrografias de corte transversal do istmo mostrando a composição das pregas primárias (Pp) e secundárias (Ps) da túnica mucosa, apoiadas sobre a túnica muscular (m) formada por fibras musculares lisas. Vasos sanguíneos (V) e túnica serosa (ts). B) Hematoxilina-eosina, C) Tricrômio de Masson. Barras: 500 μ m 85
- Figura 16 – Estrutura do istmo de ema evidenciando as células da mucosa, apresentando epitélio (e) pseudo-estratificado colunar ciliado sobre a camada glandular (gl) das pregas (Pp), as quais abrem-se em pequenos ductos (dc). Barras: A,C,D) 100 μ m B) 50 μ m 86
- Figura 17 – Fotografias da mucosa do útero de ema adulta. A) porção cranial do útero após a inserção com o istmo (is) apresentando pregas luminais (Pl) entre 0,5 a 0,7 cm de altura. B) Porção caudal da mucosa do útero com pregas luminais (Pl) mais altas, em torno de 1 cm de altura. C) Corte longitudinal da mucosa uterina, onde observam-se as pregas luminais bem desenvolvidas, ancoradas sobre a túnica muscular (m). D-E) Eletromicrografias de varredura de secção da parede uterina. Barras: A) 7,5 cm, C) 1 cm, D) 1mm, E) 100 μ m 89
- Figura 18 – A-C) Eletromicrografias de varredura da luz da mucosa das pregas luminais (Pl) do útero, recobertas por cílios das células ciliadas (Cc), entre as quais encontram-se as células secretoras (Cs). D) Fotomicrografia da margem de uma prega luminal do útero recoberta pelo epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado. Notam-se ainda as glândulas tubulares simples (gl) que se abrem em pequenos ductos (dc) na luz do útero. D) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 10 μ m, B) 10 μ m, C) 10 μ m, D) 50 μ m 90
- Figura 19 – Fotomicrografias de corte transversal do útero mostrando as pregas primárias (Pp), a túnica mucosa (tm) sobre a túnica muscular (m) entre as quais vê-se tecido conjuntivo frouxo (tc), a túnica serosa recobre externamente o útero (ts). A) Hematoxilina-eosina, B) Tricrômio de Masson. Barras: 200 μ m 91

- Figura 20 – Fotomicrografias da porção caudal do útero de ema adulta na qual observam-se delgadas pregas primárias (Pp), com várias pregas secundárias (Ps), túnica mucosa (tm), apoiada na túnica muscular (m), formada por fibras musculares lisas. A) Hematoxina-eosina, B) Tricrômio de Masson. Barras: 500 μ m 92
- Figura 21 – Mucosa da vagina, indicando as pregas luminais (Pl) de ema adulta que se ramificam em pregas secundárias (Ps). A mucosa esta revestida por epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado que possui células ciliadas (Cc) e secretoras (Cs). As células secretoras possuem grânulos PAS+ no seu citoplasma. A túnica muscular (m) é espessa e disposta em duas camadas. Tecido conjuntivo frouxo (tc). C) Tricrômio de Masson, E) PAS. Barra: B) 100 μ m, C) 500 μ m, D) 10 μ m e E) 50 μ m 94
- Figura 22 – Fotografias da mucosa da cloaca de ema adulta: Abertura da fenda cloacal (Ac), prega coprourodeal (Pr), óstio do coprodeo na sua junção com o reto (R), urodeo (U) na sua junção com a vagina (va), coprodeo (C), proctodeo (P) e musculatura (m) do esfícter da cloaca. Barras: B) 5 cm, C) 4 cm 96
- Figura 23 – Fotomicrografias de corte transversal da cloaca. A mucosa da cloaca está revestida por epitélio estratificado (e) que recobre as pequenas pregas (Pl). A túnica muscular (m) desenvolvida sustenta estas pregas e externamente a parede da cloaca possui musculatura estriada esquelética (me). A, C) Hematoxilina-eosina, B, D) Tricrômio de Masson. Barras: A-B) 100 μ m e C-D) 500 μ m .. 97

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Número de folículos com diâmetro > 1 mm na superfície ovárica de emas adultas (n = 10), classificados como pequenos (1-20 mm), médios (20-40 mm) e grandes (40-90 mm). São Paulo, 2006	63
Tabela 2 - Número de folículos atrésicos > 6 mm, na superfície ovariana de emas (n=10), classificados em pequenos (6-15 mm), médios (16-25 mm) e grandes (26-40 mm). São Paulo, 2006	65
Tabela 3 - Comprimento das porções que constituem o oviduto: infundíbulo (in), magno (mag), istmo (is), útero (ut), vagina (va) e cloaca (clo), e comprimento total (cm) da <i>Rhea americana</i> adulta, (n=4). São Paulo, 2006	73

LISTA DE QUADROS

Gráfico 1 – Número médio e desvio padrão dos folículos atresico e em desenvolvimento no ovário esquerdo de emas adultas, classificados por tamanho. São Paulo, 2006.....	65
--	----

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	24
2	REVISÃO DE LITERATURA	29
2.1	OVÁRIO	30
2.2	OVIDUTO	41
2.3	CLOACA	49
3	OBJETIVOS	52
3.1	OBJETIVOS GERAIS	53
3.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	53
4	MATERIAL E MÉTODO	54
4.1	MATERIAL	55
4.2	MÉTODO	56
4.2.1	Estudos Macroscópicos	56
4.2.2	Estudos Microscópicos	57
4.2.2.1	Processamento para Microscopia de Luz	57
4.2.2.2	Processamento para Microscopia eletrônica de Varredura	58
5	RESULTADOS	59
5.1	OVÁRIO	60

5.2	OVIDUTO.....	73
5.2.1	Infundíbulo	75
5.2.2	Magno	79
5.2.3	Istmo	84
5.2.4	Útero / Glândula da casca	87
5.2.5	Vagina	93
5.3	CLOACA.....	95
6	DISCUSSÃO	98
6.1	OVÁRIO.....	99
6.2	OVIDUTO.....	105
6.3	CLOACA.....	113
7	CONCLUSÕES	116
	REFERÊNCIAS	119

1 INTRODUÇÃO

A Ema é uma ave silvestre típica da fauna brasileira e sul-americana, habitando regiões de campos e cerrados, de extrema rusticidade e adaptabilidade (ROMER, 1972). Descendentes de aves primitivas datadas do período Terciário Inferior, com muitos fósseis encontrados em sítios arqueológicos é um animal onívoro, de hábito alimentar variado, alimenta-se de vegetais, pequenos mamíferos e répteis, insetos, sementes e pequenos pássaros, podendo mudar seus hábitos alimentares em situações de temperatura muito elevada, utilizando o período noturno para a alimentação e o diurno para o repouso (OLSON, 1983).

A ordem Struthioniformes está subdividida em várias famílias como é demonstrado por Hoyo (1994):

Struthioniformes/Rheiformes		Dromaiidae	→ Emu
	Casuarii	Casuariidae	→ Casuar
	Apterygidae	Apterygidae	→ Kiwis
	Struthionidae		→ Avestruzes
	Rheidae		→ Emas

Existem várias subespécies de *Rhea americana* (Ema), a *Rhea americana americana* encontrada no norte do Paraná, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste, a *Rhea americana intermédia*, encontrada em Santa Catarina, no sul do Paraná e no Rio grande do Sul. A espécie mais indicada para a criação em cativeiro no Brasil é a *Rhea americana americana* (DUNNING; BELTON, 1993).

Embora apenas poucas espécies de aves tenham sido domesticadas, elas produzem carne, ovos e outros produtos de origem animal para o homem com grande eficiência. O curto intervalo entre gerações e a alta capacidade reprodutiva

das aves tem permitindo seleção a genética rápida de raças e linhagens especializadas na produção eficiente de derivados. Com o suporte de programas de alimentação e manejo sofisticados, uma população relativamente pequena de reserva de raças primárias é cruzada para produzir reserva comercial, gerando bilhões de descendentes por ano (PROUDMAN, 2004).

A *Rhea americana* (Ema) atinge entre 1,4 m e 1,7 m de altura, pesando em torno de 35 Kg, com plumagem de coloração variando do cinza escuro ao cinza pálido. As macias e cinzenta penas (incluindo as “plumas”, que nas outras aves correspondem às remiges) dirigem-se obliquamente de cima para baixo formando um manto que se eleva em uma corcova dorsal e que envolve todo corpo, exceto a região caudal, que é branca e coberta por curtas penas filiformes. A base do pescoço é encoberta por um tufo de penas laterais cinzentas, de modo que o preto do dorso somente torna-se visível quando a ave inclina-se para frente (OLSON, 1983).

As emas em seu habitat natural possuem hábitos sedentários, formando grupos de 20 a 30 indivíduos. Estas aves tem como característica o fato de não voarem, porém são predispostas a serem excelentes corredoras, atingindo até 60 km/h (HOYO, 1994).

As ratitas, como são conhecidas as aves pernaltas, de grande porte, não voadoras, nas quais se classificam a ema e o avestruz, distinguem-se das carinatas, aves voadoras, pela falta da *crista sterni* (carena) na qual se fixa a musculatura de vôo das carinatas. Este particular, que se nota já no embrião das ratitas, evidencia a impossibilidade de voar destas aves. Por outro lado, a existência de penas e sua microestrutura provam que os ancestrais das ratitas eram voadores. Não são conhecidas aves primariamente não voadoras (SICK, 1997).

Nas fêmeas a média de idade para o início de produção é de três anos de idade, podendo algumas aves iniciar seu papel reprodutivo aos dois anos. Os machos estão aptos à fecundação das fêmeas, em geral, a partir dos dois anos de idade (BELTON, 1994).

As estações de postura podem variar, dependendo basicamente do clima da região onde se encontra o criatório, entre setembro e fevereiro no sul e julho a setembro, em geral, nas demais regiões. Durante a fase de postura a *Rhea americana* (Ema) põe cerca de 12 a 30 ovos, que serão chocados pelo macho, o qual permanece extremamente agressivo durante os primeiros dez a quinze dias após a eclosão, com o objetivo de proteger a prole (DUNNIG; BELTON, 1993).

Os ovos, logo após a ovoposição, possuem coloração amarelada, assumindo depois a cor branca característica, com tamanho aproximado de 132 X 90mm e pesando aproximadamente 600g cada (HOYO, 1994).

As plumas de uma ave adulta produzem em torno de 1,5 a 2 Kg por ano, com grande procura no mercado interno e externo. Os ovos também podem ser comercializados, sendo os inférteis principalmente utilizados para o artesanato. O couro é de altíssima qualidade, como o de *Struthio camelus* (Avestruz), utilizado na confecção de utensílios, como bolsas e carteiras e no vestuário, sendo considerado o segundo mais caro no mercado mundial (BELTON, 1994).

A Ema mostra-se resistente a doenças e de fácil manejo, cuja exploração comercial começa a destacar-se na forma de vários criadouros, visando a lucratividade sobre os seus diversos produtos e subprodutos, tornando, assim, indispensável a realização de estudos e pesquisas científicas especificamente direcionadas à espécie. Existe um grande interesse pelo consumo da carne da ema, o que tem dado um grande impulso na criação comercial destes animais.

Por ser considerada uma ave multiprodutora, podem-se comercializar ovos, filhotes, penas, carne, óleo e couro. A Ema é muito importante economicamente para a América do Sul, de onde é nativa. O mercado Brasileiro está em expansão, tendo como principal concorrente o *Struthio camelus* (Avestruz). Os maiores produtores e exportadores mundiais são EUA, Canadá, Uruguai e Argentina e figurando como maiores importadores países como Itália, França, Inglaterra e Japão (BELTON, 1994).

As Emas, assim como algumas aves silvestres, não foram alvo de estudos mais aprofundados, em especial os estudos direcionados aos órgãos reprodutores feminino e masculino, fato que, com o grande interesse comercial que a espécie tem despertado, torna-se imprescindível a realização de trabalhos de pesquisa que possam vir a enriquecer a literatura já existente.

Os estudos referentes à anatomia da *Rhea americana* (Ema) são escassos, principalmente em relação aos órgãos reprodutores. Sendo assim, este trabalho tem a intenção de estudar as características morfológicas dos órgãos reprodutores femininos da ema.

2 REVISÃO DE LITERATURA

A função primária dos órgãos reprodutores no adulto sexualmente maduro é a produção viável de filhotes, através da formação de ovos férteis pelos progenitores (GILBERT, 1979).

Os órgãos reprodutores da fêmea são o ovário e o oviduto. O oviduto conduz o ovo até a cloaca e adiciona sucessivamente o albúmen, as duas membranas da casca e a casca. Duas gônadas bilateralmente simétricas e os ovidutos são formados precocemente na vida embrionária, porém, em geral, normalmente o ovário e o oviduto esquerdo logo superam em seu desenvolvimento os mesmos órgãos do lado direito, de modo que na vida adulta somente os órgãos referidos, do lado esquerdo, são funcionais, mesmo persistindo rudimentos da gônada e oviduto direitos (KING, 1986).

Levando em consideração os estudos sobre a reprodução dos pássaros, as aves domésticas como gansos, patos e frangos, apresentam uma predominância sobre todas as outras espécies, principalmente pelo fato de seu sistema reprodutor ser sistematicamente mais estudado (GILBERT, 1979).

2.1 OVÁRIO

Na fêmea de aves domésticas o ovário esquerdo muito cedo torna-se maior que o direito, mesmo antes da fase indiferenciada do desenvolvimento embrionário, a gônada esquerda já é a maior das duas. Todos os folículos são microscópicos neste período. Um ou mais folículos com mais de 1 milímetro de diâmetro aparecem após os quatro meses, o principal crescimento do ovário ocorre dos 150 aos 180 dias; durante esta fase muitos oócitos atingem seu tamanho integral e o ovário

aumenta de peso para 50 a 60 gramas, na galinha em postura (AMIN; GILBERT, 1967).

Após 18 a 20 semanas de idade a galinha torna-se ativa sexualmente, ocorrendo um acréscimo no peso do ovário de aproximado de 0,4 a 2,0 g. Após ocorre um rápido aumento de peso, entre 40 a 60 g na fêmea sexualmente madura. Primeiramente ocorre o desenvolvimento de 4 a 6 folículos, os quais possuem aproximadamente 40 mm de diâmetro. O córtex e a medula sofrem um acréscimo de peso de aproximadamente 6g. Este acréscimo de peso ocorre no período de 9 a 14 dias (GILBERT, 1971).

Segundo Venske (1954), nos embriões de galinhas, com 90 horas, a primeira camada do epitélio germinal cobre a gônada ovariana embrionária. Durante este período a gônada direita e esquerda estão igualmente desenvolvidas. Após 96 horas a gônada esquerda possui 70% das células germinativas, enquanto a direita possui somente 30% das células germinativas. Após 165 horas as diferenças morfológicas entre os ovários tornam-se aparentes.

O ovário esquerdo das aves, com estudos direcionados ao avestruz, está suspenso na porção dorsal da parede da cavidade celomática. O tamanho, forma e posição do ovário, pode variar consideravelmente dependendo do ciclo do estágio reprodutivo. No avestruz também não se observa, macroscopicamente, o ovário direito desenvolvido (BENZUIDENHOUT, 1986).

Está localizado na porção dorsal da cavidade celomática e encontra-se em contato com a porção cranial do rim esquerdo e com a glândula suprarrenal esquerda, sobrepondo-se à porção cranial do rim direito, ventralmente à extremidade caudal do pulmão (GETTY, 1986).

Situado cranialmente e ventralmente ao lóbulo cranial do rim esquerdo, o ovário é relativamente pequeno fora do período de postura, 12-33 mm de comprimento na galinha, porém aumenta muito de tamanho durante o mesmo. Ao chegar à puberdade, originam-se nos extratos ventrais do ovário, uma série de folículos que crescem com rapidez e que dá ao órgão, composto de numerosos lóbulos grandes e pequenos, um aspecto de cacho. Na galinha adulta encontram-se de 1100 a 1600 folículos, os quais convertem-se aos poucos em esferas vitelinas cada vez maiores, rodeadas por uma delicada membrana e encarceradas no epitélio folicular. Ao produzir a ovulação, rompe-se a parede do folículo e a esfera vitelina cai no infundíbulo do oviduto. A parede da cavidade folicular forma um cálice que passa por uma involução progressiva (KRAHMER; SCHRÖDER, 1979).

O ovário consiste de um córtex externo, que envolve uma medula vascular, e, dentro do córtex, ocorrem folículos ovarianos de tamanhos variados. Uma camada de células cubóides, ou achatadas recobre o córtex, formando o epitélio germinativo. A túnica albugínea, formada por tecido conjuntivo denso, situa-se abaixo do epitélio. Há um estroma de tecido conjuntivo frouxo abaixo da túnica albugínea (BACHA; BACHA, 2003).

Está presente no ovário, o hilo ovariano, que consiste na área em que penetram vasos e nervos na face dorsal do ovário (KING, 1980).

Antes da oclusão, e por algum tempo após a mesma, o ovário esquerdo consiste de um córtex e uma medula. Com o início da atividade ovariana na puberdade a distinção entre o córtex e a medula é virtualmente perdida. Apesar disto, ainda é possível diferenciar posteriormente áreas irregulares contendo folículos imaturos e em amadurecimento; estas áreas constituem a zona parenquimatosa (córtex) do ovário adulto. Também é possível distinguir áreas

irregulares contendo vasos sangüíneos, nervos e músculo liso; estas áreas formam a zona vascular (medular) do ovário adulto (KING, 1986).

Durante a atividade sexual o ovário apresenta-se repleto de numerosos folículos arredondados e de tamanhos variados, que se projetam da superfície ventral do ovário, cada folículo estando suspenso por um pedículo ou talo folicular. Na época ativa da postura, aproximadamente quatro ou cinco folículos muito grandes estão presentes, com diâmetros de aproximadamente 40 milímetros na galinha. Além destes, milhares de pequenos oócitos permanecem profundamente incluídos no ovário (GILBERT, 1967).

O crescimento do ovo nas aves é um processo contínuo. Este processo é proporcionalmente lento, até alcançarem o estágio de maturação. O desenvolvimento do ovo na galinha foi estudado em diversos trabalhos, citando que o crescimento no pato é similar ao da galinha. O crescimento do ovo em outras aves não foi bem investigado (ROMANOFF, 1943).

Na galinha, em fase de repouso o ovário esquerdo adulto possui forma achatada e alongada, sendo a extremidade cranial arredondada e alargada transversalmente, com a extremidade caudal pontiaguda; mede aproximadamente 3 cm no sentido craniocaudal, 2 cm transversalmente e 3 a 10 mm dorsoventralmente. Neste estágio pesa somente 2 a 6 gramas, passando da coloração branco-acinzentada, para uma coloração amarelada à medida que começa a formar-se a gema, culminando em uma nova seqüência de grandes oócitos inteiramente maduros (KING, 1986).

A parede do folículo ovariano exerce diversas funções, incluindo o transporte de nutrientes para o oócito em desenvolvimento, servir de mecanismo de suporte, por conter em seu tecido, fibras colágenas em abundância, associadas com

elementos vasculares, nervosos e intersticiais. A camada composta por fibroblastos conferem uma capacidade de tensão e de expansão para o oócito (PERRY; et al, 1978).

O folículo é uma bolsa na qual está enclausurado um único óvulo e desempenha importante função na nutrição até alcançar a sua maturação total. Após a liberação do óvulo o folículo colapsa e entra em degeneração. A absorção ocorre rapidamente. O desenvolvimento do ovo no ovário ativo é idêntico, em todas suas fases, na codorna, na galinha e na pata. A forma do ovo não é esférica, sendo levemente alongada em uma das extremidades em direção caudal (ROMANOFF, 1943).

O folículo ovariano realiza o suprimento do oócito, o material que compõe a gema, com função de suporte e crescimento e realização da ovulação (KING, 1980).

Segundo Perry, et al (1978), no folículo ovariano da galinha o oócito está envolvido por um fino, porém, complexo tecido formado pela parede folicular. A teca externa, constituindo parte da parede folicular, forma uma camada de suporte, onde encontram-se vasos sanguíneos. É muito vascularizada e contém grupos de células intersticiais.

A parede do folículo maduro é composta de seis camadas: a camada mais interna compreendendo o citolema do oócito, a zona radiada e a membrana perivitelina; extrato granuloso; a teca interna; teca externa; túnica externa de tecido conjuntivo e o epitélio superficial (BENEZ, 2001).

Segundo Gilbert (1971), a parede do folículo maduro consiste basicamente de seis regiões, sendo estas, citadas de dentro para fora:

- camada mais interna, a membrana vitelina e zona radiata;
- membrana perivitelínica e membrana granulosa;

- teca interna;
- teca externa;
- tecido conjuntivo derivado do estroma ovariano;
- epitélio germinal.

A camada mais interna é a mais estreita das seis camadas e compreende um número variável de componentes distintos, dos quais dois, a zona radiada e a membrana perivitelina, somente aparecem quando o oócito entra no período da taxa máxima de crescimento (KING, 1986).

Segundo Baumel et al. (1993) a parede do folículo maduro esta composta pela zona radiada, lâmina perivitelínica, extrato granuloso, teca interna, teca externa, e ainda pela túnica externa de tecido conjuntivo e pelo epitélio superficial.

A zona radiata, é uma zona limitada a aproximadamente 5 μm de largura, presente em todos os folículos acima de 7 mm de diâmetro. A membrana perivitelínica é uma zona acelular, derivada provavelmente das células da granulosa. No folículo precoce, em torno de 1 μm sofre um acréscimo no diâmetro para aproximadamente 3 μm durante a ovulação. A membrana da granulosa é a camada de células que circunda o oócito. Com o crescimento do oócito estas células assumem uma forma singular, formando uma camada plana. A teca interna é uma compacta cápsula celular com fibras colágenas na camada interna, fibroblastos na camada média e uma camada com células vacuolares. A teca externa forma a camada mais espessa que a teca interna, constituída de fibroblastos intercalados com fibras colágenas (GILBERT, 1971).

Boyd e Hamilton (1952) sugeriram a classificação da nomenclatura das membranas do ovo. Nesta classificação uma membrana primária do ovo é formada pelo citoplasma do próprio oócito. Uma membrana secundária do ovo é produzida

pelas células do folículo do ovário. Uma membrana terciária do ovo é adicionada pelo útero no oviduto.

O citolema do oócito é a membrana limitante da gema, sendo a membrana plasmática do oócito (membrana unitária) é sem dúvida a membrana primária do ovo. A zona radiada é uma zona estreita de estriação radial, situada entre o citolema do oócito e a membrana perivitelina. É constituída essencialmente de numerosas evaginações finas e puramente transientes de membrana vitelina, cada uma delas contendo o citoplasma do oócito. A membrana perivitelina é uma zona estreita entre o oócito e as células granulosas adjacentes, também conhecida como lâmina perivitelina. A membrana perivitelina pode ser homóloga à zona pelúcida dos mamíferos, que normalmente é considerada como derivada das células granulosas. O extrato granuloso é uma camada de células que circunda o oócito e primeiro aparecem nos folículos primordiais, logo após a eclosão, neste estágio formam apenas uma única camada de células ao redor do oócito primário, o qual tem apenas 0,01 a 0,02 mm de diâmetro (KING, 1986).

A possibilidade de existir um vasto número de óvulos avaliáveis no ovário não evidencia que a ave chegou à maturidade, ou como comparação, de ocorrência de ovulação. Outras estruturas a serem avaliadas são o número de folículos atrésicos e pós ovulatórios nos vários estágios de regressão (HODGES, 1974).

A Teca externa compreende grande parte da parede folicular. É composta pelas fibras compactas conectadas às fibras colagenosas e internamente paralelas à circunferência interna do folículo, com a presença de numerosos fibroblastos entre as fibras. Estas fibras apresentam-se muito elásticas na galinha poedeira (BENNET, 1947). A teca externa é considerada a que contém um conjunto de fibras musculares. Segundo Philips e Warren (1937) estas fibras estão presentes na

parede folicular, incluindo o estigma. A teca interna é constituída por fibras colagenosas, fibroblastos e outras células, presumivelmente células glandulares da teca (HODGES, 1974).

Com base no trabalho em aves não domésticas, Marshall (1961) estabeleceu duas linhas de células endócrinas ovarianas, uma se originando diretamente do tecido conjuntivo do estroma ovariano e outra dos folículos que sofreram atresia pré-ovulatória. As duas linhas de células, que são grandes e glandulares, tornam-se incorporadas nas tecas dos folículos em desenvolvimento e secretam estrógeno (KING, 1986).

Marshall (1961) acreditava que o estrógeno acumulava-se no interior de cada folículo em desenvolvimento. Estas várias células, com possíveis funções endócrinas foram alvo de investigação em um trabalho realizado por Narbaitz e De Robertis (1968). Este último sugeriu que a célula intersticial medular, a célula intersticial cortical e a célula endócrina poderiam ser a mesma célula, mas em estágios diferentes de desenvolvimento, assim, durante o período aproximado de 20 a 60 dias após a eclosão, a célula intersticial medular incorpora-se ao interior do córtex para tornar-se a célula intersticial cortical, inserindo-se na teca interna para tornar-se, então, a célula endócrina da teca, aos 60 dias em diante. Estes pesquisadores também confirmaram histoquimicamente que a esteroidogênese ocorre nestas células intersticiais, ao demonstrarem seus grandes teores de lipídeos e colesterol (KING, 1986).

Marshall (1961) também acreditava que alguns folículos sofrem uma variedade de atresia pré-ovulatória, que se torna particularmente numerosa durante períodos de incubação e sugeriu que o colesterol que aparenta aparecer nestes folículos atrésicos pode ser elaborado em uma progestina.

Ocorre a presença de um pigmento amarelo nas células do folículo pós-ovulatório, mas este provavelmente é hemossiderina e não colesterol. Estes corpos amarelos podem ser estágios tardios de folículos pós-ovulatórios regredidos (JOHNSON et al., 1963).

Gilbert (1979) resumiu as provas histológicas, histoquímicas e de fluorescência para as células endócrinas do ovário esquerdo da seguinte forma: a) As células endócrinas incorporadas nas tecas podem ser responsáveis pelo metabolismo de estrógeno, b) é provável que andrógenos sejam produzidos pelas células intersticiais, c) as células responsáveis pelo metabolismo da progesterona, ainda não foram identificadas, mas sua fonte principal podem ser as células granulosas do folículo pós-ovulatório.

A hierarquia folicular é característica do aspecto do ovário na fase produtiva da galinha e forma a “estrutura de hierarquia” da população folicular. Em geral, a hierarquia consiste em 4 a 6 folículos em desenvolvimento, porém o número é variável de ave para ave. Cada folículo é geralmente formado em intervalos de 24 horas, mas não significa que sempre haverá esta diferença de tempo entre dois folículos em desenvolvimento (GILBERT, 1971).

Segundo King (1980), na galinha, o estigma folicular é relativamente avascular, formando uma linha meridional branca e é formada pela fusão do epitélio superficial e teca externa.

O estigma folicular é uma faixa meridional branca, de aproximadamente 2 mm, na galinha, de largura que ocorre na superfície de todos os folículos, na galinha (GUZSAL, 1966).

A região do estigma folicular é uma região especializada do folículo, que na ovulação, separa-se, ocorrendo a liberação do oócito. Macroscopicamente é uma

banda plana que percorre a superfície do folículo e é suprida por pequenas veias e artérias (GILBERT, 1971).

O talo ou pedículo folicular consiste de tecido conjuntivo, músculo liso, células glandulares, vasos sanguíneos e abundante tecido nervoso (KING, 1986).

No interior do pedículo encontram-se dois tipos musculares, os músculos pediculares, no interior do talo pedicular e os músculos intramurais, que se estendem do talo para formar uma camada muscular entre a túnica superficial e a teca externa (KING, 1980).

Segundo um estudo em *Gallus domesticus*, Bacon e Chermes (1968), o ovário apresenta um rápido desenvolvimento 4 a 12 dias após as aves serem expostas ao estímulo luminoso. Nos primeiros ovos, sem o estímulo, este período era de 11 a 13 dias, entre o início da maturação e ovoposição.

Cordões de células do epitélio germinativo invadem o estroma do ovário e formam aglomerados, constituindo cada elemento, um folículo primordial. A célula central em cada folículo é o oócito, que é envolvido por um extrato epitelial de uma só camada de células planas. Estas tornam-se cilíndricas e o folículo destaca-se do aglomerado inicial, passando a denominar-se folículo primário. O oócito cresce e as células foliculares multiplicam-se, formando várias camadas, sendo a mais interna designada como epitélio ovular. Neste folículo secundário, o epitélio ovular produz uma substância que recobre o óvulo dando origem à zona pelúcida. No folículo secundário aparecem espaços cheios de líquido folicular que chama-se antro folicular e este vai tornando-se cada vez maior, resultando em um folículo grande no qual as células epiteliais ocupam toda sua periferia (KRAHMER; SCHRÖDER, 1979).

O tempo entre ovulação e ovoposição pode ser variável (GILBERT, 1967). Após sofrer um crescimento na tensão acompanhado por um empalidecimento de seus vasos sangüíneos, o estigma desenvolve uma pequena ruptura em uma extremidade e a seguir, imediatamente subdivide-se por todo seu comprimento, liberando o oócito secundário.

Segundo King (1980), o folículo pós-ovulatório é o folículo remanescente após a ovulação. Mantém sua estrutura e função até a regressão, que na galinha e na maioria das espécies examinadas, a regreção é rápida, em torno de 7 a 10 dias.

O termo folículo atrésico é usado no processo de eliminação do folículo, seja após a ruptura e liberação do oócito ou outros casos em que também ocorre atresia, como a atresia invasiva que ocorre em folículos pequenos, que é outra variante em que as células da granulosa ou da teca invadem o folículo e o oócito é absorvido *in situ* (King, 1980).

Imediatamente após a ovulação o folículo diminui até atingir a forma de um saco vazio e de parede fina, de aproximadamente, na galinha, de 10 a 12 mm de comprimento, tendo sua abertura dentro do celoma de aproximadamente 8 mm de diâmetro, nem a abertura, nem a profundidade da estreita cavidade apresentam hemorragia. Diferentemente do corpo lúteo dos mamíferos a vascularização é menor, exceto quando o corpo lúteo está claramente regredindo (MARSHALL, 1961).

Folículos atrésicos são normalmente encontrados no ovário ativo. São descritas três diferentes tipos de atresia folicular que podem ocorrer no pato. No primeiro tipo, o mais comum, ocorre em folículos com mais de 500 μm de diâmetro, e as células da granulosa começam a proliferar para o interior do óvulo que regride no tamanho e eventualmente as células da granulosa ocupam o interior do folículo.

A massa celular é invadida por células da teca, formando uma massa celular heterogênea e finalmente a massa hialiniza-se e forma uma borda com cicatriz de tecido conjuntivo. O segundo e mais freqüente ocorre em indivíduos idosos, no qual as camadas da teca e da granulosa proliferam para o interior do óvulo. São considerados hiperplasia e hipertrofia das células luteínicas medulares e ambos, o oócito e células da granulosa, entram em degeneração. O folículo eventualmente colapsa, ocorre hialinização e as células luteínicas migram para o interior do estroma. No terceiro tipo ocorre em ovários jovens e idosos e está associado a folículos com menos de 1-5 mm de diâmetro, a granulosa permanece inativa e a camada da teca passa por uma intensa hipertrofia (HODGES, 1974).

Segundo Davis (1942), a regressão pós ovulatória rapidamente alcança o folículo. Com apenas uma semana após a ovulação, os remanescentes do folículo pós-ovulatório quase não podem ser detectados a olho nu. Um mês após a ovulação o folículo praticamente desapareceu.

2.2 OVIDUTO

O oviduto é um duto muscular que transporta o óvulo no trajeto adiante do ovário, com a fertilização do óvulo e com a deposição do albúmen, membrana da casca e casca até a formação final do ovo (HODGES, 1974) e sua liberação na cloaca .

Representa um conduto músculo-membranoso que segue um trajeto sinuoso até a cloaca, que na galinha, mede entre 60 a 70 cm de comprimento durante o período de postura (KRAHMER; SCHRÖDER, 1979).

O oviduto está muito próximo ao ovário e apenas o oviduto esquerdo é desenvolvido, possuindo aspecto de um tubo claro, com pregas delicadas (BENEZ, 2001).

Baseado em estudos no avestruz, o oviduto esquerdo se alonga desde a superfície ventral dos rins até sua abertura no urodeo, sendo que o oviduto direito também se apresenta rudimentar, ou seja, não desenvolvido (BENZUIDENHONT, 1986).

Segundo Benez (2001), oviduto pode ser dividido em cinco regiões distintas:

- Infundíbulo: que recebe o óvulo e onde ocorre sua fertilização.
- Magno: que secreta albumina espessa, que impede agora a fertilização e constitui 50% da clara do ovo, necessária para sua proteção e nutrição.
- Istmo: que secreta a membrana da casca e restante da clara (albumina fluída). Observamos a formação das chalazas, dois cordões de albumina espessa que fixam o ovo nas extremidades.
- Útero: ou glândula da casca, que secreta parte da clara e local em que ocorre infiltração de água e ocorre o formato do ovo. Nesta fase o bicarbonato de cálcio é depositado sobre a membrana da casca; processo que dura em torno de 20 horas na glândula.
- Vagina: é a via de passagem para a cloaca. A passagem somente ocorre quando a casca está formada.

O ovo passa pelo oviduto com a extremidade menor para baixo, sendo que este necessita de grande capacidade de contração muscular para a expulsão do ovo, fazendo um giro de 180 ° antes da ovoposição (BENEZ, 2001).

Em um estudo com 25 galinhas (*Gallus domesticus*), sendo 10 fêmeas jovens, 5 em produção e 10 aves idosas, Yu et al. (1972) demonstraram o peso do oviduto

através de tabelas que representam estágios de desenvolvimento do oviduto e suas respectivas regiões. Neste estudo os estágios foram classificados como: desenvolvimento, produção e regressão, com peso entre 5,1g, 51g, 4,3g, respectivamente.

A mudança quantitativa do número de células do oviduto na hiperplasia e hipertrofia na galinha (*Gallus domesticus*) pode fazer o órgão variar de peso de 25 mg até 51.000 mg. Em um segundo estudo, com 3.000 galinhas de postura com 3 semanas de idade constatou-se uma variação do número de células do oviduto. A relativa contribuição para estabilização do número de células e variação do peso do oviduto se deve ao intervalo de duração do ciclo reprodutivo (YU; MARQUARDT, 1973).

Segundo Bakst (1998) todos os componentes estruturais na formação do ovo, exceto a gema (óvulo) são derivados do oviduto. A formação dos componentes estruturais é realizada dentro do ovário, no óstio pela ação da região das fímbrias no infundíbulo. Estando o esperma presente, o óvulo será fertilizado. Liberado, o óvulo atravessa o oviduto e acrescenta o albúmen no magno, a membrana da casca no istimo e a casca dura no útero. O maior segmento caudal, a vagina, contribui na formação da cutícula da casca para a ovoposição e também serve de conduto entre o útero e cloaca.

Os túbulos de estocagem de esperma estão localizados a 200 mm da junção larga da vagina, adjacente à junção útero-vaginal. Eles ramificam-se em vários e pequenos ramos, contornados por células epiteliais colunares (BENZUIDENHOUT et al., 1995).

A morfologia dos túbulos de estocagem de esperma possui pouca descrição na literatura entre as numerosas espécies de aves. A presença destes túbulos na

Rhea americana é pouco mencionada, mas em outras ratitas, como a avestruz (*Struthio camelus*) é avaliável em alguns estudos, nos quais o propósito é determinar a morfologia e a presença do esperma nos túbulos (SWAN; SICOURI, 1999).

Pela microscopia de luz observa-se que o tubo do oviduto, de fora para dentro, está constituído pela túnica serosa, túnica muscular (longitudinal externa e circular interna, ambas com músculo liso), lâmina própria e epitélio, sendo que a maior parte das regiões da lâmina própria é glandular (BANKS, 1992).

Wyburn, et al. (1970) descreveram que a superfície interna do oviduto da galinha é revestida por epitélio colunar, o qual contém morfologicamente dois tipos de células: ciliadas e não ciliadas (células granulosas ou mucócitos). Afirmaram também que o infundíbulo, magno e istmo são reativos ao PAS.

O uso da microscopia eletrônica de varredura pode ser empregada para elucidar as alterações topográficas relativas às grandes regiões da mucosa do oviduto durante a passagem do óvulo. No oviduto da galinha, com o afastamento do óvulo, o infundíbulo apresenta pregas pouco aumentadas enquanto, ocorre um aumento do peso do magno à medida que o óvulo se aproxima deste. O mesmo ocorre quando da passagem do óvulo pela região do istmo, útero e vagina (BAKST, 1978).

Na galinha a túnica mucosa do infundíbulo, na região cranial, apresenta pregas baixas revestidas por epitélio simples com células ciliadas; na região caudal as pregas são altas e bem vascularizadas, revestidas por epitélio cilíndrico simples, que contém células ciliadas e células secretoras. Na glândula da casca ou útero o epitélio de revestimento é do tipo pseudo-estratificado ciliado (BANKS, 1992).

Podem-se destacar algumas áreas peculiares do infundíbulo como o óstio infundibular, que é a abertura no funil infundibular; as fímbrias infundibulares,

formadas por linhas de células ciliadas e o tubo infundibular, que representa toda sua porção tubular (KING, 1980).

A superfície do infundíbulo é composta por uma única camada de células colunares, medindo 27 μm do ápice até a sua base, cobrindo as pregas primárias e formando linhas de criptas entre estas pregas. Na base das células encontra-se uma camada de tecido conjuntivo, contendo pequenos vasos sanguíneos. A superfície epitelial apresenta células ciliadas e secretoras alternadamente, porém, apresenta células ciliadas com maior frequência. As glândulas tubulares encontram-se localizadas e abrindo-se nas invaginações das criptas, entre as pregas (WYBURN, et al., 1970).

O infundíbulo, na galinha, apresenta feixes espalhados de musculatura lisa que se situam dentro do tecido conjuntivo, entre a serosa e o epitélio colunar simples ciliado. Encontram-se dobras longitudinais na mucosa dentro do interior do funil, próximo ao colo. As dobras aumentam em profundidade dentro do colo, no qual surgem dobras secundárias. No colo, a camada muscular se dispõe em camadas circulares e longitudinais (BACHA; BACHA, 2003).

O magno é a região mais longa do oviduto e possui glândulas tubulares que produzem albumina. As dobras da mucosa são mais altas e numerosas que as do infundíbulo, com a presença de dobras terciárias. A camada muscular é mais bem desenvolvida que no infundíbulo. O epitélio pseudo-estratificado é composto de células colunares ciliadas e células secretoras (caliciformes) (BACHA; BACHA, 2003).

As glândulas secretoras de albúmen são denominadas glândulas magnas, que estão presentes em maior número nas pregas primárias da região cranial do magno. A região que precede imediatamente o istmo (caudal) produz albúmen

denso. As células responsáveis pela produção das proteínas do albúmen não foram identificadas claramente (KING, 1980).

Segundo Wyburn, et al (1970), a mucosa do magno apresenta células ciliadas e granulares alternadas regularmente. O tamanho das células aumenta progressivamente na junção entre o magno e o istmo de 10 μm para 30 μm , apresentando grânulos PAS positivos no ápice das células. O epitélio e túnica mucosa encontram-se apoiados na túnica muscular lisa com tecido fibroso e vasos sanguíneos.

Na microscopia eletrônica de varredura as pregas do magno apresentam maior volume que as do istmo distal, sendo as pregas primárias em posição transversal e as secundárias pouco evidentes, com muitas glândulas tubulares que se abrem na superfície da mucosa, que examinados na criofratura caracterizam-se por numerosos grânulos secretórios. Na galinha, as células ciliadas e não ciliadas parecem estar em número equivalente, quando observadas nas eletromicrografias de superfície (BAKST; HOWARD, 1975).

A região do istmo é relativamente curta e suas pregas de mucosa longitudinais possuem numerosas dobras secundárias. A camada muscular é mais bem desenvolvida que no magno. O epitélio é colunar pseudo-estratificado ciliado, com células secretoras. Suas numerosas glândulas tubulares secretam as membranas da casca (BACHA; BACHA, 2003).

A morfologia das pregas da mucosa do istmo parece com as do magno. Tem orientação longitudinal e na microscopia eletrônica de varredura também apresenta pequenos orifícios distribuídos pela superfície da mucosa. As células ciliadas aparecem predominando, em número, quando comparadas com células secretoras,

cuja região apical apresenta-se convexa e irregular, direcionando-se para o interior do lúmen (BAKST; HOWARD, 1975).

O útero da galinha doméstica divide-se em porção anterior do útero, onde ocorre uma rápida passagem do ovo e porção posterior do útero, com passagem que exige uma duração de tempo maior devido ao período de formação da casca (JOHNSON et al., 1963).

Segundo King (1980), o útero pode ser dividido em parte cranial, inicialmente curta e forma a porção tubular do útero; parte maior do útero, mais caudal em que o ovo fica maior período de tempo, para formação da casca. A túnica muscular se estende pelo interior das pregas primárias, auxiliando na ação de expulsão do ovo.

A mucosa uterina, observada na microscopia eletrônica de varredura, é mais volumosa e tortuosa em comparação com a do istmo, suas pregas secundárias são limitadas, porém podem ser observadas perpendicularmente às pregas primárias. Isto torna difícil afirmar a frequência das células não ciliadas pela obstrução dos cílios das células ciliadas na visualização da superfície da mucosa. Sobre a superfície, pequenas projeções são aparentes com bordas de forma circulares ou poligonais (BAKST; HOWARD, 1975).

A casca do ovo é formada na região do útero e o processo de secreção no útero em galinhas em produção conta com três tipos de células: células colunares ciliadas e não ciliadas na superfície do epitélio e células das glândulas tubulares na mucosa. As células ciliadas, assim como as células não ciliadas possuem microvilos e em ambas as células são ativos na produção da cutícula da casca (BREEN; NALBANDOV, 1969).

Segundo Bacha e Bacha (2003), as paredes do útero não são tão espessas quanto às das regiões anteriores, porém, a camada muscular é bem desenvolvida,

em especial a camada longitudinal. A mucosa é pregueada em dobras longitudinais em forma de folha, revestida por epitélio colunar pseudo-estratificado com a presença de células mucosas. A casca é produzida a partir das secreções das suas glândulas tubulares.

O útero é formado por três camadas: mucosa, constituindo a superfície epitelial, camada subepitelial com glândulas tubulares com a camada ou túnica muscular com fibras musculares em arranjos circulares e longitudinais, além da camada peritonal. A superfície do epitélio consiste em dois tipos de células: células ciliadas com núcleo apical no citoplasma e células não ciliadas com núcleo localizado na porção basal. Durante o período de produção, as células ciliadas contêm proeminentes grânulos secretores entre o núcleo e a superfície apical. As células não ciliadas também contêm grânulos secretores PAS+, porém, são menores e se encontram apical ao núcleo. Na célula ciliada, os cílios não são agregados em lugares separados, porém são casualmente distribuídos pela superfície da célula, alternando cílios e microvilos, que aumentam em diâmetro e comprimento durante a fase produtiva. As células não ciliadas alternam-se com as ciliadas na superfície do epitélio e os microvilos passam pelas mesmas mudanças que os das células ciliadas. As glândulas uterinas são formadas por células tubulares e durante o depósito de carbonato de cálcio seus microvilos tornam-se grandes e alargados e a própria glândula forma uma estrutura saliente e distendida (BREEN; NALBANDOV, 1969).

A região de junção que conecta o útero à vagina, ou junção útero-vaginal, no oviduto do pato diferencia-se histologicamente e histoquimicamente das demais regiões adjacentes. Isto é caracterizado pelo arranjo baixo das pregas luminiais da mucosa, apresentando coloração branca acinzentada da espessa musculatura. A

mucosa desta região é formada por numerosas pregas e, ocasionalmente formam espessas colunas logitudinais, revestida por epitélio colunar ciliado com núcleo apical e células não ciliadas com núcleo basal. Ressalta-se que nesta região ocorrem glândulas com função de estocagem de espermatozóides (PAL, 1977).

As pregas luminais da região da vagina, observadas na microscopia eletrônica de varredura, apresentam-se grandes e formam pregas secundárias e terciárias paralelamente ao eixo longitudinal das pregas primárias. Os cílios da mucosa vaginal formam uma camada densa e apresentam-se como um contínuo e ininterrupto “tapete” (BAKST; HOWARD, 1975).

Formado pela musculatura da primeira porção da vagina, encontra-se o músculo esfíncter da vagina, responsável pela passagem do ovo para a cloaca e meio externo (KING, 1980).

A vagina possui uma camada muscular bem desenvolvida, especialmente a camada circular. Sua mucosa é pregueada em numerosas dobras estreitas e altas, que portam muitas dobras secundárias pequenas. A superfície é coberta por um epitélio colunar pseudo-estratificado com células mucosas. O armazenamento de esperma ocorre nas glândulas de armazenamento de espermatozóides. Estas glândulas tubulares ocorrem dentro do tecido conjuntivo da mucosa vaginal, próxima à junção entre o útero e a vagina. A vagina ovidutal abre-se no urodeo da cloaca (BACHA; BACHA, 2003).

2.3 CLOACA

A cloaca das aves consiste de três compartimentos, o coprodeo, o urodeo e o proctodeo. Na galinha o limite entre o reto e o coprodeo é distintamente demarcado,

neste ponto, por uma súbita expansão do calibre. A Ema parece estar entre as poucas espécies que de fato possuem uma verdadeira prega entre o reto e o coprodeo (BAKST, 1998).

Na fêmea sexualmente madura, a extremidade aumentada do oviduto compete com a cloaca pelo espaço e interfere a continuidade direta entre o reto e a cloaca. Nas aves imaturas a bolsa cloacal inteiramente desenvolvida é mais volumosa e tende a comprimir a última dorsalmente (ROMER; PARSON, 1981).

A cloaca está situada em contato com a parede abdominal caudal, lateral e ventralmente relaciona-se com a alça duodenal, as extremidades de ceco e as espirais do jejuno. A cavidade do coprodeo está separada do reto por uma evidente prega anular que encerra um componente muscular circular semelhante a um esfíncter. O urodeo é o mais curto dos três componentes da cloaca, tendo na galinha em postura, aproximadamente 1 cm de comprimento craniocaudal. O proctodeo, em sua linha média recebe a abertura da bolsa cloacal, estrutura singular nas aves (KOMÁREK, 1970).

A abertura do oviduto esquerdo no urodeo ocorre pelo óstio cloacal do oviduto e os principais músculos envolvido na contração e distensão da cloaca são os músculos cloacais, M. esfíncter da cloaca, M. contrator da cloaca, M. levantador da cloaca e M. dilatador da cloaca (KING, 1980).

As emas estão entre as poucas aves que não possuem a glândula uropígea. A cloaca é marcada por uma mancha escura, visível a distância e existe uma separação na excreção de fezes e de urina, ao contrário das outras aves (SICK, 1997).

Externamente a abertura da cloaca em repouso se assemelha a uma fenda transversal. Lateralmente, em cada lado, a fenda curva-se ligeiramente e

ventralmente, terminando nas comissuras laterais esquerda e direita. A abertura está protegida pelos lábios dorsal e lateral. Na posição de repouso estão invertidos no interior da cavidade do proctodeu, formando um curto cone direcionado cranialmente que termina no orifício efetivo da abertura. Se os lábios abrirem-se dorsoventralmente, o orifício da abertura torna-se uma fenda vertical, mas isto é provavelmente uma distorção da tensão dorsoventral sobre os lábios. Quando a cloaca está parcialmente evertida, durante a evacuação de grande acúmulo de fezes, o orifício da abertura cloacal é visível e circular (KING, 1986).

3 OBJETIVOS

Os objetivos deste trabalho estão divididos em gerais e específicos.

3.1 OBJETIVOS GERAIS

Descrição anatômica macroscópica e microscópica, dos órgãos reprodutores femininos da *Rhea americana* (Ema), estabelecendo parâmetros morfométricos, para estes órgãos, com o intuito de contribuir para o melhor conhecimento destes.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar os órgãos reprodutores femininos e suas relações.
- Estabelecer medidas macroscópicas dos diferentes órgãos.
- Descrever as características estruturais de cada região.
- Evidenciar o aspecto da superfície da mucosa nos diferentes segmentos do oviduto pela microscopia eletrônica de varredura.

4 MATERIAL E MÉTODO

O material utilizado nesta pesquisa consistiu em órgãos reprodutores femininos de emas, os quais foram processados para análise macroscópica e microscópica (microscopia de luz e eletrônica de varredura).

4.1 MATERIAL

Durante o projeto foram utilizadas 24 fêmeas de *Rhea americana* (Emas), das quais 04 filhotes de uma semana, que vieram a óbito em criadouro licenciado pelo IBAMA, 04 filhotes e 20 adultos, em condições corporais adequadas (25 a 40 Kg), com idade entre 12 e 36 meses, provenientes da Cooperativa Emas do Brasil LTDA (inscrição nº 096/3042653, CNPJ nº 06923872-0001/08), cujos aparelhos reprodutores foram retirados na ocasião do abate dos animais, sendo fixados os fragmentos do ovário, diferentes regiões do oviduto e cloaca em formol 10% (Dinâmica®, Brasil), PBS (Labsynth®, Diadema, Brasil) 0,1 M, pH 7,4 e em glutaraldeído (Merck®, Darmstadt, Alemanha) 2,5%, PBS 0,1 M, pH 7,4, para microscopia de luz e eletrônica de varredura, respectivamente.

Alguns animais foram obtidos diretamente dos criadores autorizados pelo IBAMA. Estes animais consistiram naqueles que vieram a óbito nas propriedades, os quais foram congelados e fixados em formol 10% por perfusão e injeção intramuscular e na sequência, transportados ao Laboratório de Anatomia da FMVZ - USP para dissecação.

4.2 MÉTODO

Para o desenvolvimento dos objetivos propostos, o material obtido foi analisado macro e microscopicamente.

4.2.1 Estudos Macroscópicos

Os órgãos genitais femininos foram colhidos no abatedouro, identificados e tomados dados morfométricos (n=10) como:

- Número e diâmetro (mm) dos folículos visíveis (> 1 mm) do ovário esquerdo; 1-20 mm classificados como pequenos, 20-40 mm médios e 40-90 mm grandes, aferidos com o auxílio de paquímetro digital.
- Comprimento total do oviduto (cm) e de suas regiões: da extremidade cranial a extremidade caudal; aferidos com fita métrica.

Na seqüência os órgãos foram fixados em formol 10%.

Os animais provenientes de propriedades foram descongelados em água corrente e fixados em formol 10%, através de perfusão pela artéria femoral, e por injeção intramuscular. Os animais foram então transportados para o laboratório de Anatomia da FMVZ-USP, local em que foram armazenados em cubas contendo formol 10% e posteriormente dissecados para determinação das relações de cada órgão e registros fotográficos.

4.2.2 Estudos Microscópicos

Para a análise microscópica, foram coletados fragmentos (jovens n=2 e adultas n=8) representativos de cada órgão e região. Estes foram fixados em formol 10%, PBS 0,1M, pH 7,4, para microscopia de luz e em glutaraldeído 2,5%, PBS 0,1M, pH 7,4, para microscopia eletrônica de varredura.

4.2.2.1 Processamento para Microscopia de Luz

Os fragmentos de cada órgãos foram processados na rotina, desidratados em soluções crescentes de etanol (70% a 100%), clarificados em xilol e emblocados em paraplast e historesina.

No micrótomo (Leica® RM 2065, Nussioch, Alemanha) foi realizada a secção dos blocos de paraplast em cortes de 5 μ de espessura e os de historesina com 1 μ de espessura, os quais foram corados com Hematoxilina e Eosina, Tricrômio de Masson e realizadas técnicas histoquímicas de PAS para o material em paraplast® (Sigma, Oxford, USA) e com Hematoxilina e e histoquímica de PAS para o material emblocado em historesina® (Sigma, Oxford, USA).

Após o processamento os cortes foram analisados em microscópio de luz (Olympus® BX 60, Tóquio, Japão) e tomadas fotografias em diferentes objetivas para documentação. Os resultados obtidos nesta técnica possibilitaram a descrição da estrutura de cada órgão.

4.2.2.2 Processamento para Microscopia Eletrônica de Varredura

Os fragmentos fixados em glutaraldeído 2,5% tamponado 0,1M, pH 7,4, foram pós-fixados em 1% de tetróxido de ósmio (EMS[®], Hatfield, Pensilvânia, USA) e de 1% ácido tânico (EMS[®], Hatfield, Pensilvânia, USA). Os fragmentos foram então desidratados em soluções crescentes de etanol e secas no ponto crítico (Critical Point Balzer[®] Union CPD 020, Liechlenstein, Alemanha). Na seqüência os fragmentos foram colados em stubs, receberam uma cobertura de ouro no metalizador (Emitech[®] K 500, Ashford, Kent, Inglaterra) e foram analisados em microscópio eletrônico de varredura (JEOL[®] 6100–JMS, Clifton Road, Cambrige, Inglaterra), no qual foram tomadas imagens para documentação. A microscopia eletrônica de varredura permitiu a análise da superfície luminal da mucosa das diferentes porções do oviduto.

Os termos adotados estão de acordo com a **Nomina Anatômica Avium** (BAUMEL, et al., 1993).

5 RESULTADOS

A análise dos órgãos reprodutivos da ema permitiu a identificação de um ovário e um oviduto esquerdos desenvolvidos. O oviduto apresentou-se subdividido em diferentes regiões, terminando na cloaca (Figura 1).

5.1. OVÁRIO

Nas emas adultas e jovens o ovário esquerdo está desenvolvido e o direito é rudimentar, representado por uma pequena massa de tecido amorfo localizado na região dorsolateral direita da cloaca. Nos filhotes observaram-se tanto o ovário e o oviduto esquerdo, quanto os direitos, no entanto já nos primeiros dias de vida o ovário e o oviduto esquerdos apresentam-se proporcionalmente maiores que aqueles do antímero direito (Figura 2A).

Nas fêmeas púberes e adultas o ovário esquerdo ocupa a porção dorsal da região média da cavidade corporal ou celomática. Encontra-se em contato com a porção cranial do rim esquerdo e com a glândula suprarenal esquerda, sobrepondo-se à porção cranial do rim direito, ventralmente à extremidade caudal do pulmão. A face dorsal do ovário está inserida na parede dorsal da cavidade celomática por uma prega de peritônio, o mesovário, o qual sustenta o ovário.

A superfície livre do ovário está voltada ventralmente e caracteriza-se, em fêmeas sexualmente maduras, pela presença dos folículos. Podem-se observar folículos em diversas fases de desenvolvimento, variando em diâmetro de 1 a 92 mm, os quais caracterizam-se por projeções arredondadas, de coloração variando do creme (menores) à amarelo escuro (maiores) (Figura 2B-C).

Figura 1 – Fotografia e desenho esquemático dos órgãos reprodutores femininos da Ema, compreendendo o ovário (ov) e o oviduto com suas regiões: infundíbulo (in), magno (mag), istmo (is), útero (ut) e vagina (va). Observa-se também a cloaca (clo) e a porção final do intestino, o reto (R)

Figura 2 - Fotografias dos órgãos genitais de ema jovem (A) e ovário de adulta (B-C). Em jovens observam-se tanto o ovário (od) e o oviduto (ovd) direito quanto os esquerdos (oe e ove). Nas fêmeas púberes ou adultas a superfície livre do ovário esquerdo esta repleta por folículos pequenos (p) entre 1-20mm médios, (m) 20-40mm e grandes (g) 40-90 mm. Barra: B) 2cm, C) 3cm

Utilizando-se o critério de classificar os folículos segundo seu diâmetro, estes foram ordenados em grupos de folículos pequenos, folículos médios e folículos grandes (Tabela 1).

Tabela 1 – Número de folículos com diâmetro > 1 mm na superfície ovárica de emas adultas (n = 10), classificados como pequenos (1-20 mm), médios (20-40 mm) e grandes (40-90 mm). São Paulo, 2006

Fêmea	P	M	G	Total
01	45	31	6	82
02	33	26	5	64
03	42	19	7	68
04	23	10	5	38
05	52	29	6	87
06	51	24	7	82
07	47	29	5	81
08	33	14	4	51
09	55	31	6	92
10	38	33	8	79

Os folículos estão unidos à superfície do ovário por um pedículo, o qual está constituído por feixes de músculo liso, entremeado por tecido conjuntivo frouxo e vasos sanguíneos destinados ao folículo (Figura 3A-B).

Cada folículo possui uma cinta esbranquiçada contornando sua superfície livre, o estigma folicular. Este estigma esta composto por tecido conjuntivo denso modelado e, nos folículos maduros considerados grandes, possui em média 5 mm de largura e, em alguns destes, formato irregular (Figura 3C-F).

Figura 3 – A) Pedículo folicular (setas) em ovário de ema adulta. B) Fotomicrografia de corte transvesal do pedículo, apresentando feixes de músculo (m) e vasos sanguíneos (V). C-D) Notar o formato em cinta ou irregular do estigma folicular (es). Barras: B) 200 μ m, D) 4 cm

A superfície ovariana possui ainda folículos atrésicos (*Cálices ovarii*) em diferentes estágios de regressão (Figura 4A).

Em média observamos $30,4 \pm 3,6$ folículos atrésico por ovário, cujo diâmetro variou de 6 a 40 mm, permitindo-nos classificá-los em pequenos (6-15 mm), médios (16-25 mm) e grandes (26-40 mm), (Tabela 2 e Gráfico 1).

Tabela 2 – Número de folículos atrésicos > 6 mm, na superfície ovariana de emas (n = 10), classificados em pequenos (6-15 mm), médios (16-25 mm) e grandes (26-40 mm). São Paulo, 2006

Animal	P	M	G	Total
01	9	10	4	23
02	11	13	5	29
03	12	15	5	32
04	8	12	6	26
05	13	14	4	31
06	11	16	3	30
07	18	11	5	34
08	8	19	4	31
09	17	11	7	35
10	10	17	6	33

Gráfico 1 – Número médio e desvio padrão dos folículos atrésicos e em desenvolvimento no ovário esquerdo de emas adultas, classificados por tamanho. São Paulo, 2006

Nos folículos atrésicos observa-se uma modificação do estigma, em que este encontra-se rompido. Assim, o estigma permanece aberto medianamente, conferindo a forma de cálice ao folículo, cujas margens livres curvam-se no sentido do interior do cálice (Figura 4B-C). Folículos atrésicos apresentam células intersticiais (luteínicas) que hipertrofiam e migram para o interior; ocorre proliferação de células da granulosa formando uma camada densa, característica de folículos atrésicos, apresentando grande quantidade de tecido conjuntivo, circundado por células foliculares (Figura 4D).

Figura 4 – A-C) Folículos atrésicos (at) de ovários de emas adultas em diferentes estágios de regressão. Nota-se o formato de um cálice dos folículos em regressão e a margem do estígma (e). D) Fotomicrografia de corte transversal do folículo atrésico, apresentando grande quantidade de tecido conjuntivo (tc) no estígma e células foliculares (cf). Tricômio de Masson. Barras: A) 3,5 cm, D) 200 μ m

O ovário é constituído histologicamente por um córtex e uma medula. No córtex do ovário localizam-se as oogônias que darão origem aos oócitos e aos folículos. Podem-se encontrar folículos em diferentes fases de desenvolvimento e, portanto, com diferentes tamanhos. Já a região da medula ovariana é constituída por tecido conjuntivo frouxo e vasos sanguíneos. Nos ovários adultos estas duas regiões misturam-se e a presença de grandes folículos não permite diferenciá-las (Figura 5A).

A superfície do córtex está revestida por um epitélio cúbico baixo e marcada pelas projeções foliculares. Este epitélio representa o epitélio germinativo que está sobre tecido conjuntivo, representando a túnica albugínea (Figura 5B-C).

Figura 5 – Fotomicrografias de ovário de ema adulta em que se identificam a área do córtex repleta de folículos secundários (fs) e a área da medula (me). B-C) Na margem do córtex forma-se a túnica albugínea, com epitélio germinativo (eg) e tecido conjuntivo (tc). A) PAS, B-C) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 500 μ m B)-C) 50 μ m

Os folículos em desenvolvimento estão presentes em grande número por todo o córtex (Figura 6A-D). A camada mais externa do folículo é a teca externa, representa a maior porção da parede folicular. A teca externa geralmente contém fibras colágenas, observando-se por toda camada, fibroblastos. Formando uma margem periférica de tecido, que envolve a camada cortical, internamente, encontra-se a teca interna. A teca interna é constituída por tecido conjuntivo denso, de fibras colágenas que se distribuem em camadas paralelas pela circunferência do folículo. Estas fibras estão presentes na junção da teca externa e teca interna (Figura 7 A-B). A teca interna forma uma camada mais estreita que a teca externa. É constituída predominantemente por fibroblastos e células vacuolares.

Internamente à teca interna está presente a membrana basal, das células da membrana da granulosa, separando as células da teca interna desta. O epitélio folicular ou membrana da granulosa é a camada de células imediatamente adjacente ao óvulo, com epitélio de células cúbicas, núcleo grande, esférico e cromatina frouxa.

Sob a membrana granulosa localiza-se a membrana perivitelínica, que esta separada da superfície apical do epitélio folicular pela superfície externa do vitelo (Figura 7 C-D).

Figura 6 – Fotomicrografias de corte transversal do ovário. A) e B) Folículos primários (fp) e folículos secundários (fs). C) Folículo em estágio mais avançado de desenvolvimento, membrana da granulosa (Mg), granulócitos (Gran) dispostos ao redor do folículo e medula ovariana (me). D) Folículo mais desenvolvido com membrana da granulosa (Mg) e vitelo (vit). A) e C) Hematoxilina-eosina, B e D) PAS. Barras: A) 50 mm, B-C) 500 μ m B) 200 μ m

Figura 7 - Fotomicrografias de folículo ovariano caracterizando as suas camadas: teca externa (Te), teca interna (Ti), o extrato granuloso (Eg) e a zona radiata (Zo). Notas os componentes do vitelo (Vit) PAS+. A) Tricômio de Masson, B) PAS, D) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 100 μ m, B-C) 50 μ m

5.2 OVIDUTO

O oviduto ocupa o quadrante dorsal esquerdo da cavidade celomática e parte da porção ventral esquerda, dorsalmente à superfície ventral do rim esquerdo e parte do rim direito, ventrolateralmente aos intestinos no lado direito, em particular ao ceco, ventralmente à esquerda da superfície dorsal do ventrículo gástrico e baço, estendendo-se ventralmente ao sinsacro, até a cloaca.

Consta de um tubo tortuoso, que se estende desde o ovário até a cloaca, local em que se abre dorso-lateralmente, à esquerda. Basicamente são três os ligamentos que sustentam o oviduto: o ligamento cranial do infundíbulo, o mesoviduto ventral e o mesoviduto dorsal. Macroscopicamente distinguem-se cinco regiões bem definidas no oviduto: o infundíbulo, o magno, o istmo, o útero e a vagina, os quais possuem comprimento médio de $15,2 \pm 4,0$, $63,3 \pm 9,4$, $5,6 \pm 3,1$, $16,0 \pm 4,2$ e $11,5 \pm 1,4$, respectivamente (Figura 8).

Em emas adultas o oviduto mede em média $122 \pm 23,1$ cm (Tabela 3).

Tabela 3 – Comprimento (cm) das regiões que constituem o oviduto: infundíbulo (in), magno (mag), istmo (is), útero (ut), vagina (va) e cloaca (clo), e comprimento total (cm) da *Rhea americana* adulta, (N = 4). São Paulo, 2006

Animais	In	Mag	Is	Ut	Va	Clo	Comprimento total
01	17,0	70,0	6,0	18,0	13,0	11,0	135,0
02	20,0	71,0	10,0	21,0	12,0	12,0	146,0
03	13,0	62,0	3,5	13,0	11,5	10,0	113,0
04	11,0	50,5	3,0	12,0	9,5	8,0	94,0

Figura 8 – Fotografia do oviduto evidenciando as diferentes regiões: infundíbulo (in), magno (mag), istmo (is), útero (ut) e vagina (va), observa-se também nesta imagem a cloaca (clo). Barra: 15 cm

5.2.1 Infundíbulo

O infundíbulo apresenta-se na forma de um funil, formando cranialmente o óstio folicular, com parede muito delgada, dilatada e elástica, de coloração rosa claro, quase translúcida, principalmente em sua porção cranial, com margens mais espessas e pregas luminas longitudinais baixas, representadas pelas fímbrias, altamente vascularizadas e comprimento médio de $15,2 \pm 4,0$ cm (Figura 9).

Histologicamente identificam-se três túnicas: mucosa, muscular e serosa. A mucosa do infundíbulo apresenta numerosas fímbrias primárias e secundárias (Figura 9) revestidas por um epitélio simples, constituído por dois tipos celulares: células colunares altas e células secretoras. As células colunares caracterizam-se por apresentar cílios no pólo apical e citoplasma basófilo, e núcleo com posição mediana no citoplasma (Figura 10).

Entre as células ciliadas e aparecendo em maior número, observamos a presença de células mucosas caracterizadas por citoplasma claro e apresentando núcleo esférico e basal, além de glândulas formadas por células cúbicas. (Figura 11).

A túnica mucosa encontra-se apoiada sobre a túnica muscular, que apresenta duas camadas, formadas por fibras musculares lisas, que em corte transversal do segmento, estão organizadas em feixes longitudinais na porção mais interna, em feixes transversais na porção intermediária e em feixes longitudinais na porção mais externa. Na túnica muscular observam-se artérias e veias (Figura 11).

Figura 9 – A-C) Fotografias da região do infundíbulo no oviduto de ema adulta. Notar as pregas no lúmen (PI). D-E) As pregas luminais também são identificadas na microscopia eletrônica de varredura em fêmeas adultas (D) e jovens (E). Barras: D) 1mm e E) 100 μ m

Figura 10 – A-B) Fotomicrografias do infundíbulo evidenciando pregas primárias (Pp) e secundárias (Ps) da túnica mucosa (tm) apoiando-se sobre a túnica muscular (m), composta por fibras musculares lisas. (v) vasos. C-D) Eletromicrografias da superfície luminal da mucosa do infundíbulo com extensas áreas das pregas (PI) recobertas por cílios em emas jovens e presença de células secretoras (Cs) e ciliadas (Cc) em adultas. A-B) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 500 μ m, B) 100 μ m, C e D) 10 μ m

Figura 11 - Fotomicrografias de corte transversal do infundíbulo mostrando as túnicas mucosa (tm) e muscular (m). As pregas da mucosa estão revestidas por epitélio (e) formado por células colunares ciliadas (Cc) e células secretoras (Cs), sustentadas por tecido conjuntivo frouxo, em que se veem glândulas (gl). A) Tricrômio de Masson, B-C) Hematoxilina-eosina. Barra: A) 200 μ m, B-C) 50 μ m

5.2.2 Magno

A maior porção do oviduto é representada pelo magno. Contínuo ao infundíbulo, o magno possui formato de um tubo de parede espessa e resistente, com comprimento médio de $63,3 \pm 9,4$ cm, quando distendido, apresentando pregas luminas longitudinais altas e largas, sendo a porção cranial deste com pregas mais espessas e volumosas, com 5 a 6 mm de altura, de coloração amarelada, enquanto a porção caudal possui pregas mais esbranquiçadas e baixas, com altura entre 2 a 3mm (Figura 12).

Caracteristicamente as pregas da mucosa são constituídas por glândulas exócrinas. A túnica mucosa do magno apresenta epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado, formado por células colunares ciliadas, cujos núcleos ocupam a região central das células, enquanto os núcleos das células secretoras se localizam próximo à base das células (Figura 13).

Qualitativamente, o magno possui mais células ciliadas que secretoras. No epitélio glandular pode-se observar grande quantidade de glândulas tubulares, formadas por células poligonais, com núcleo basal e microvílos na superfície apical. As glândulas tubulares podem ser encontradas em repouso, em regeneração e uma grande quantidade de glândulas tubulares ativas com lúmen bem definido, com numerosos ductos secretores emergindo do epitélio, distribuídos por toda superfície. O epitélio glandular difere entre fêmeas jovens e adultas, apresentando-se aumentado nas fêmeas adultas e menos evidente nas fêmeas jovens (Figura 13).

Nas pregas luminas da mucosa observa-se também, junto à lâmina própria, um eixo de músculo liso acompanhado por fibras de tecido conjuntivo (Figura 14).

Subjacente ao epitélio, observa-se tecido conjuntivo frouxo e vascularizado e à medida que se afasta do epitélio, o tecido conjuntivo passa a ser denso, por conter mais fibras colágenas.

A túnica mucosa encontra-se apoiada sobre a túnica muscular, formada por fibras musculares lisas distribuídas longitudinalmente e transversalmente. A túnica serosa é constituída por um epitélio pavimentoso simples apoiado em tecido conjuntivo frouxo (Figura 14).

Figura 12 – A) Fotografia da mucosa do magno na porção cranial apresentando pregas luminiais mais altas. B) Eletromicrografia de varredura da superfície luminal do magno com pregas luminiais (PI). Barra: 100 μ m

Figura 13 – A-C) Fotomicrografias de cortes transversais de prega luminal do magno. Observar o epitélio glandular (Eg), a lâmina própria (Lp) e glândulas em regeneração (Grg). Células colunares ciliadas (Cc) e células secretoras (Cs) formam o epitélio pseudoestratificado colunar ciliado da mucosa. Observa-se também ductos glandulares (Dc) emergindo no epitélio. D-E) Eletromicrografias de varredura da mucosa do magno de fêmea jovem evidenciando a abertura dos ductos glandulares (setas) e os cílios das células ciliadas (Cc). A-C) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 200 μm , B)-C) 50 μm , D) 100 μm , E) 10 μm

Figura 14 – Fotomicrografias de corte transversal do magno, onde observam-se pregas da mucosa compostas por tecido glandular (gl), apoiadas na túnica muscular (m). Nota-se também grandes vasos sanguíneos (vs) e a túnica serosa (Ts). A) Hematoxilina-eosina, B) Tricrômio de Masson. Barras: 500 μ m

5.2.3 Istmo

O istmo é uma porção estreita que se origina após o magno, sendo a mais curta do oviduto, com comprimento médio de $5,6 \pm 3,2$ cm de comprimento, com parede mais estreita e pregas luminais menos volumosas em comparação ao magno, dispostas em um ângulo mais transversal que longitudinal (Figura 15A).

O istmo apresenta na sua mucosa, um epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado, com células secretoras, alternadamente. As pregas tornam-se altas e largas, para depois tornarem-se finas, podendo-se observar os ductos secretores das glândulas, em sua superfície (Figura 15 B-C, 16 A-D). As glândulas tubulares simples são formadas por células cúbicas com núcleo e citoplasma basófilo.

As pregas primárias maiores, apresentam pregas secundárias e pregas terciárias, na sua superfície, apoiadas na lâmina própria. No interior das pregas primárias vêem-se-se feixes de fibras musculares lisas (Figura 15 B-C, 16 A-D)..

A túnica muscular é formada por fibras musculares lisas acompanhadas por tecido conjuntivo, em duas camadas e apresenta-se formada por camadas distribuídas longitudinal e transversalmente, entre as quais se notam grandes vasos. Revestindo externamente o istmo, observamos a túnica serosa que é formada por um epitélio pavimentoso simples apoiado em tecido conjuntivo frouxo.

Figura 15 – Fotografia da mucosa do istmo demonstrando pregas luminiais (PI) dispostas longitudinalmente. B-C) Fotomicrografias de corte transversal do istmo mostrando a composição das pregas primárias (Pp) e secundárias (Ps) da túnica mucosa, apoiadas sobre a túnica muscular (m) formada por fibras musculares lisas. Vasos sanguíneos (V) e túnica serosa (ts). B) Hematoxilina-eosina, C) Tricrômio de Masson. Barras: 500 μ m

Figura 16 - Estrutura do istmo de ema evidenciando as células da mucosa, apresentando epitélio (e) pseudo-estratificado colunar ciliado sobre a camada glandular (gl) das pregas (Pp), as quais abrem-se em pequenos ductos (dc). Barras: A,C,D) 100 μm B) 50 μm

5.2.4 Útero / Glândula da casca

O útero caracteriza-se por uma dilatação súbita após o istmo, é vastamente pregueado, em forma de bolsa, está unido ao istmo por uma musculatura extensa formando um colo curto e à vagina pela junção útero-vaginal. Possui superfície externa de aparência irregular, ou seja, com pequenas áreas de superfície lisa intercaladas com pequenas concavidades e comprimento médio de $16 \pm 4,2$ cm.

Macroscopicamente, as pregas luminais são estreitas, em grande número, retas, dispostas irregularmente na parede do órgão, formando colunas de aproximadamente 1 cm de altura quando observadas em corte longitudinal e coloração mais escura em relação à parte externa do órgão (Figura 17).

Revestindo a mucosa uterina, encontra-se um epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado, em que se pode observar a presença de ductos de glândulas tubulares em intervalos regulares, formadas por células glandulares cuboidais, com núcleos grandes e basais, poucos grânulos secretores, numerosos vacúolos e microvilos na superfície apical (Figura 18). Qualitativamente, observa-se um número maior de glândulas tubulares na porção cranial do útero, quando comparado com a porção caudal.

Em sua porção cranial, nota-se a presença de pregas primárias mais delgadas com discretas pregas secundárias (Figura 19), enquanto na porção caudal estas pregas tornam-se mais numerosas, formando um arranjo mais complexo, no qual se encontram presentes várias pregas secundárias. A mucosa uterina mostra-se mais espessada e com pregas luminais mais evidentes nas fêmeas adultas. Nas fêmeas jovens as estruturas mencionadas, apresentam-se menos desenvolvidas,

com delimitações pouco definidas, quando comparadas com fêmeas adultas. Observam-se diferenças no desenvolvimento em animais de diferentes idades no ovário e em todas as regiões do oviduto, porém, estas tornam-se mais evidentes, além da vagina, no útero (Figuras 19-20).

As fibras musculares lisas da lâmina própria podem ser observadas no interior das pregas primárias. Logo abaixo da mucosa observa-se a túnica muscular em duas camadas, formadas por fibras musculares lisas, longitudinalmente e transversalmente, com a presença de vasos (Figura 20).

A túnica serosa, que reveste a túnica muscular externamente é formada por um epitélio pavimentoso simples sobreposto a um tecido conjuntivo frouxo.

Figura 17 – Fotografias da mucosa do útero de ema adulta. A) porção cranial do útero após a inserção com o istmo (is) apresentando pregas luminiais (PI) entre 0,5 a 0,7 cm de altura. B) Porção caudal da mucosa do útero com pregas luminiais (PI) mais altas, em torno de 1 cm de altura. C) Corte longitudinal da mucosa uterina, onde observam-se as pregas luminiais bem desenvolvidas, ancoradas sobre a túnica muscular (m). D-E) Eletromicrografias de varredura de secção da parede uterina. Barras: A) 7,5 cm, C) 1 cm, D) 1mm, E) 100 μ m

Figura 18 – A-C) Eletromicrografias de varredura da luz da mucosa das pregas luminiais (PI) do útero, recobertas por cílios das células ciliadas (Cc), entre as quais encontram-se as células secretoras (Cs). D) Fotomicrografia da margem de uma prega luminal do útero recoberta pelo epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado. Notam-se ainda as glândulas tubulares simples (gl) que se abrem em pequenos ductos (dc) na luz do útero. D) Hematoxilina-eosina. Barras: A) 10 μm , B) 10 μm , C) 10 μm , D) 50 μm

Figura 19 – Fotomicrografias de corte transversal do útero mostrando as pregas primárias (Pp), a túnica mucosa (tm) sobre a túnica muscular (m) entre as quais vê-se tecido conjuntivo frouxo (tc), a túnica serosa recobre externamente o útero (ts). A) Hematoxilina-eosina, B) Tricrômio de Masson. Barras: 200 μ m

Figura 20 – Fotomicrografias da porção caudal do útero de ema adulta na qual observam-se delgadas pregas primárias (Pp), com várias pregas secundárias (Ps), túnica mucosa (tm), apoiada na túnica muscular (m), formada por fibras musculares lisas. A) Hematoxina-eosina, B) Tricrômio de Masson. Barras: 500 μ m

5.2.5 Vagina

A vagina é um tubo muscular curto, de comprimento médio de $11,5 \pm 1,4$ cm, que se origina no útero e termina na cloaca, apresentando uma curvatura antes de sua inserção na cloaca, com a metade cranial firmemente pregueada na junção útero-vaginal. Possui pregas luminiais longas e estreitas em camadas transversais subseqüentes. Nota-se nesta região do oviduto que a faixa muscular, assim como no útero, é espessa (Figura 21 A-B).

A mucosa da vagina apresenta-se revestida por epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado com células mucosas, com grânulos PAS+ e forma longas pregas primárias com numerosas pregas secundárias (Figura 21 D-E).

A túnica muscular é formada por camadas distribuídas longitudinalmente abaixo da mucosa e transversalmente circular, com a presença de vasos sanguíneos e capilares, revestida pela túnica serosa, com epitélio pavimentoso simples sobre tecido conjuntivo frouxo (Figura 21 C).

Figura 21 – Mucosa da vagina, indicando as pregas luminiais (PI) de ema adulta que se ramificam em pregas secundárias (Ps). A mucosa esta revestida por epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado que possui células ciliadas (Cc) e secretoras (Cs). As células secretoras possuem grânulos PAS+ no seu citoplasma. A túnica muscular (m) é espessa e disposta em duas camadas. Tecido conjuntivo frouxo (tc). C) Tricrômio de Masson, E) PAS. Barra: B) 100 μ m, C) 500 μ m, D) 10 μ m e E) 50 μ m

5.3 CLOACA

A cloaca apresenta um formato de cone com comprimento médio de $10,2 \pm 1,7$ cm e ocupa a porção dorso caudal da pelve e é composta por três compartimentos distintos, facilmente observáveis: o coprodeo, o urodeo e o proctodeo.

A última porção do intestino grosso, o reto, desemboca no compartimento do coprodeo. Nesta porção da cloaca nota-se uma prega espessa, a prega coprourodeal, separando o coproeu do urodeo. Já o urodeo recebe a porção final dos ureteres e forma a abertura genital, fazendo a junção com a porção caudal da vagina, no óstio cloacal do oviduto esquerdo, também apresentando uma prega uroproctodeal, separando o urodeo do proctodeo. O proctodeo pó sua vez é uma abertura entre a prega uroproctodeal e a abertura nos lábios cloacais, em forma de fenda transversal. Na fêmea esta região está ligada à poção final do oviduto e a porção terminal do intestino grosso, proporcionando o contato dos compartimentos com o meio externo pela abertura da bolsa cloacal, apresentando o formato de “U” invertido (Figura 22). A mucosa da cloaca apresenta vilosidades curtas revestidas por epitélio cilíndrico estratificado.

Observa-se também a túnica mucosa apoiada na túnica muscular lisa e abaixo desta, uma muscular esquelética, apresentando grande quantidade de vasos sanguíneos entre as túnicas musculares (Figura 23).

Figura 22 – Fotografias da mucosa da cloaca de ema adulta: Abertura da fenda cloacal (Ac), prega coprourodeal (Pr), óstio do coprodeo na sua junção com o reto (R), urodeo (U) na sua junção com a vagina (va), coprodeo (C), proctodeo (P) e musculatura (m) do esfíncter da cloaca. Barras: B) 5 cm, C) 4 cm

Figura 23 – Fotomicrografias de corte transversal da cloaca. A mucosa da cloaca está revestida por epitélio estratificado (e) que recobre as pequenas pregas (PI). A túnica muscular (m) desenvolvida sustenta estas pregas e externamente a parede da cloaca possui musculatura estriada esquelética (me). A, C) Hematoxilina-eosina, B, D) Tricrômio de Masson. Barras: A, B) 100 μm e C, D) 500 μm

6 DISCUSSÃO

Os achados macroscópicos e microscópicos na ema demonstram algumas peculiaridades desta espécie em relação às outras aves, especialmente quando comparada a galinha doméstica (*Gallus domesticus*), que se destaca por ser a principal espécie estudada, devido ao grande interesse em suas características reprodutivas visando a criação comercial (GILBERT, 1979).

As emas possuem estações de postura que podem variar no sul do Brasil, dependendo basicamente do clima da região em que a ave é criada, entre setembro e fevereiro (DUNNIG; BELTON, 1993). As colheitas de material foram realizadas nos meses de outubro e janeiro, durante a estação de postura e, portanto, durante a máxima atividade do ciclo reprodutivo da ema. Apesar deste aspecto não foram observados ovos em trânsito no oviduto, o que nos sugere que o stress causado pelo manejo dos animais, nos dias anteriores ao abate, foi um fator importante na interrupção da ovoposição destas aves.

Segundo Bacon e Cherms (1968), em estudos em *Gallus domesticus*, um dos principais fatores que interfere na produção é o estímulo luminoso.

Outro fator a ser considerado é o peso e a idade das fêmeas estudadas, as quais possuíam entre 25 e 40 Kg e 12 a 36 meses de idade. Nas emas, a média de idade para o início de produção é de três anos, quando as aves atingem entre 1,4 - 1,7 m de altura e em torno de 35 Kg (OLSON, 1983), podendo algumas aves iniciar postura aos dois anos (BELTON, 1994).

6.1 OVÁRIO

Nos animais adultos e púberes analisados, observamos ovário esquerdo desenvolvido e direito rudimentar, este último representado por uma pequena massa

de tecido amorfo localizado na região dorsolateral da cloaca. No avestruz também não se observa macroscopicamente o ovário direito desenvolvido (BENZUIDENHOUT, 1986).

Nos filhotes, com 15 dias de vida, observaram-se tanto o ovário e o oviduto esquerdo, quanto os direitos, no entanto, apresentaram-se proporcionalmente maiores que aqueles do antímero direito, que nos adultos permanecem apenas rudimentares. Em aves de um modo geral já na vida embrionária a gônada esquerda tem até cinco vezes o número de células germinativas que à direita e o ovário esquerdo muito cedo se torna maior que o direito, mesmo antes da fase indiferenciada do desenvolvimento embrionário (AMIN; GILBERT, 1967). Nos primeiros dias de vida, a gônada esquerda possui 70% das células germinativas (VENSKE, 1954).

Com relação a sintopia dos órgãos reprodutores, nas fêmeas púberes e adultas, o ovário esquerdo da ema ocupa a porção dorsal da região média da cavidade corporal ou celomática e encontra-se em contato com a porção cranial do rim esquerdo e com a glândula suprarenal esquerda, sobrepondo-se à porção cranial do rim direito, ventralmente à extremidade caudal do pulmão. Suspenso na porção dorsal da parede da cavidade celomática das aves, o tamanho, forma e posição do ovário esquerdo podem variar consideravelmente dependendo do ciclo do estágio reprodutivo, mas de uma forma geral esta sintopia é semelhante a outras aves (GETTY, 1986; GILBERT, 1971).

O ovário esquerdo das aves antes da maturidade sexual é descrito como possuindo formato achatado e alongado, sendo a extremidade cranial arredondada e alargada transversalmente, com a extremidade caudal pontiaguda (KING, 1986). Nos filhotes de ema analisados com 15 dias de idade estas características foram

iguais as das outras aves. Particularmente, nas galinhas o tamanho do ovário aumenta muito lentamente nos primeiros meses e só modifica seu formato a partir do início da postura, quando assume uma forma de cacho de uvas pela presença dos folículos em desenvolvimento (GETTY, 1986).

Nas emas adultas observamos que o formato do ovário esta alterado pela presença de vários folículos, em diversas fases de desenvolvimento, variando em diâmetro de 1 a 92 mm e de folículos atrésicos. A possibilidade de existir um vasto número de folículos avaliáveis no ovário não evidencia que a ave chegou a maturidade reprodutiva. Outros componentes a serem avaliadas são o número de folículos atrésicos nos vários estágios de regressão (HODGES, 1974). Nas galinhas em fase reprodutiva, em geral, a hierarquia consiste em 4 a 6 folículos em desenvolvimento, com 40 mm de diâmetro, porém o número é variável de ave para ave (YU; MARQUARDT, 1973).

Cada folículo é geralmente formado em intervalos de 24 horas, mas não significa que sempre haverá esta diferença de tempo entre dois folículos em desenvolvimento (GILBERT, 1971). Nos ovários avaliados encontrou-se entre 4 a 8 folículos grandes (40 a 90 mm) ou em adiantado estágio de desenvolvimento. Sobre este aspecto deve-se levar em conta o intervalo maior da ema para postura de cada ovo.

Histologicamente podem ser reconhecidos nos ovários duas regiões: a medula e o córtex. A região da medula ovariana é constituída por tecido conjuntivo frouxo e vasos sanguíneos e no córtex observam-se vários folículos em desenvolvimento, bem como os folículos atrésicos. Nos ovários adultos das emas estas duas regiões misturam-se e a presença de grandes folículos dificulta a diferenciação destas áreas, fato este também descrito em galinhas (GETTY, 1986;

KING, 1986). Narbaitz e De Robertis (1968) sugeriram que as células medulares e as células corticais poderiam ser o mesmo tipo celular, mas em estágios diferentes de desenvolvimento, assim, durante o período aproximado de 20 a 60 dias após a eclosão.

Segundo Perry, et al (1978), no folículo ovariano da galinha o oócito está envolvido por um fino, porém complexo tecido formado pela parede folicular. O folículo ovariano realiza o suprimento do oócito, o material que compõe a gema, com função de suporte e crescimento e realização da ovulação (KING, 1980, BOYD; HAMILTON, 1952).

Em emas adultas os folículos em desenvolvimento identificados histologicamente estão presentes em grande número por todo o córtex. A parede do folículo maduro esta composta pela zona radiada, lâmina perivitelínica, extrato granuloso, teca interna, teca externa, e ainda pela túnica externa de tecido conjuntivo e pelo epitélio superficial. Estas e outras camadas identificadas pela microscopia eletrônica de transmissão, como o plasmalema do ovócito, a lâmina perivitelínica, bem como a lâmina basal do folículo, são descritas em galinhas (BAUMEL et al. 1993; WYBURN et al. 1965).

O extrato granuloso pode ser também chamado, como nos mamíferos, de epitélio folicular, porém este termo é evitado porque em aves o folículo também é recoberto pelo epitélio superficial, o que pode levar a confusões terminológicas (BAUMEL et al., 1993). As funções das células do extrato granuloso são supostamente o transporte e provavelmente a modificação de material para o oócito. Gilbert (1971) comenta que o extrato granuloso nos folículos inicialmente esta composto por várias células de espessura e com o crescimento do folículo esta camada de células torna-se simples, sugere-se também que pode estar composta

por mais de um tipo celular. Nas emas, notamos que mesmo em folículos primários o extrato granuloso está composto claramente por apenas uma camada de células. A membrana basal entre o extrato granuloso, a teca interna e a lâmina perivitelínica são estruturas identificadas apenas com uso de microscopia eletrônica de transmissão (GILBERT, 1971).

A teca externa compreende grande parte da parede folicular, composta pelas fibras musculares lisas conectadas às fibras colágenas e internamente paralelas à circunferência interna do folículo, com a presença de numerosos fibroblastos entre elas, que apresentam-se muito elásticas na galinha poedeira (BENNET, 1947).

Segundo Philips e Warren (1937) estas fibras estão presentes na parede folicular, incluindo o estigma.

Nas emas esta distribuição é característica devido também ao grande tamanho do folículo final. A teca interna é constituída por tecido conjuntivo denso, fibras colágenas que se distribuem em camadas paralelas pela circunferência do folículo. Hodges (1974) comenta que na teca interna presumivelmente há células glandulares da teca.

O estigma folicular por sua vez nos folículos ovarianos de ema é considerável, representado por uma faixa meridional branca, de aproximadamente 5 mm, e encontrado também em outras aves como a galinha, ave em que possuem 2 mm de largura (GUZSAL, 1966). Na galinha o estigma é relativamente avascular, formando uma linha meridional branca e é formada pela fusão do epitélio superficial e pela teca externa. Nos folículos de emas considerados pequenos e médios, a região do estigma é bem vascularizada, com exceção dos que se encontravam em adiantado estágio de desenvolvimento (KING, 1980).

Apesar de não termos observado nenhum folículo em processo de ovulação as características morfológicas destes na ema sugerem que nestes animais este processo ocorra semelhante ao que já está descrito para outras aves. A disposição das fibras colágenas na teca externa sugere que no momento da ovulação, a retração das paredes foliculares contribuam para a passagem do ovócito através da abertura produzida pelo rompimento do estigma. Este fenômeno é citado por Guzsal (1966) que descreve o tecido conjuntivo da teca e considera que estas possuam papel efetivo na ruptura do folículo na ovulação.

Como nas galinhas também nas emas cada folículo está suspenso por um pedúnculo ou talo folicular, constituído por feixes de músculo liso, entremeados por tecido conjuntivo frouxo (GILBERT, 1967; KING, 1980). No interior do pedúnculo encontram-se os músculos pediculares e os músculos intramurais, que se estendem do talo para formar uma camada muscular entre a túnica superficial e a teca externa (KING, 1986).

Nas galinhas o processo de ovulação ocorre após um crescimento na tensão do folículo acompanhado por um empalidecimento de seus vasos sangüíneos, o estigma desenvolve uma pequena ruptura em uma extremidade e a seguir, imediatamente subdivide-se por todo seu comprimento, liberando o oócito secundário (GILBERT, 1967). Imediatamente após a ovulação o folículo diminui até atingir a forma de um saco vazio e de parede fina, de aproximadamente 8 mm de diâmetro, nem a abertura, nem a profundidade da estreita cavidade apresentam hemorragia e com apenas uma semana após a ovulação, os remanescentes do folículo pós-ovulatório quase não podem ser detectados a olho nu. Um mês após a ovulação o folículo praticamente desapareceu (DAVIS, 1942; MARSHALL, 1961).

Nas emas observamos 30 folículos atrésicos (*Cálices ovarii*) em diferentes estágios de regressão, cujo diâmetro variou de 6 a 40 mm. Uma semana após a ovulação no pato já não se observa a olho nu os remanescentes do folículo pós-ovulatório (DAVIS, 1942). Em aves adultas sexualmente ativas normalmente encontram-se de 4 a 5 folículos pós-ovulatórios (HODGES, 1974), nas emas o número de folículos atrésicos observados provavelmente é superior devido a diferença de tamanho quando comparado a outras aves e pela massa de tecido que deverá ser reabsorvida.

6.2 OVIDUTO

O oviduto é formado por um duto muscular responsável por transportar o óvulo, que após ser liberado pelo ovário, ocorrer a fertilização e a deposição do albúmen, ocorre a formação da membrana da casca seguindo sua liberação na cloaca (HODGES, 1974). Representa um conduto músculo-membranoso que segue um trajeto sinuoso até a cloaca, que na galinha, mede entre 60 a 70 cm de comprimento durante o período de postura (KRAHMER; SCHRÖDER, 1979).

O oviduto na galinha está muito próximo ao ovário e apenas o oviduto esquerdo é desenvolvido (BENEZ, 2001).

Nas emas o oviduto esquerdo está representado por um longo e tortuoso tubo ($122 \pm 23,1$ cm), que se estende do ovário até a abertura do urodeo na cloaca, no qual identificam-se macroscopicamente diferentes regiões que possuem formato e características próprias. Observando a sintopia do oviduto na cavidade celomática, nota-se que este se situa no quadrante dorsal esquerdo e parte da porção ventral esquerda, encontrando lateral e ventralmente, os intestinos e apresenta proximidade

principalmente com o ceco. Esta sintopia é comum ao avestruz (BENZUIDENHONT, 1986). Getty (1986) complementa que a galinha apresenta as mesmas características, guardadas as devidas proporções.

A análise macroscópica do oviduto entre emas jovens e adultas observadas após dissecações demonstrou claramente as diferenças no desenvolvimento de cada região do oviduto, estando estes resultados de acordo com os estudos mencionados por Yu et al., (1972) em galinhas.

O oviduto direito na ema adulta não foi identificado, apenas em filhotes apresentando-se como um fino tubo. Em outras aves é citado como um pequeno remanescente, as vezes císticos, mas não ocorre desenvolvimento (HODGES, 1974) não sendo possível a sua observação macroscópica, assim como o encontrado no antímero esquerdo.

As regiões do oviduto apresentam-se claramente definidas pelas suas formas distintas, dividindo-o em cinco regiões no sentido crânio-caudal: infundíbulo, magno, istmo, glândula da casca/útero e vagina. Esta divisão também ocorre em outras aves e as funções de cada região são comuns (GETTY, 1986). Todos os componentes estruturais na formação do ovo, exceto a gema são derivada do oviduto (BAKST, 1998).

Considera-se também o período dispendido pelas emas na produção de seu produto, que pode levar de 36 a 48 horas ou mais, quando comparada as 25 horas normalmente utilizadas pelas aves de menor porte (GETTY, 1986). O peso do ovo é de aproximadamente 600 g (HOYO, 1994).

O período utilizado neste processo de produção, principalmente da casca também deve ser considerado, devido a maior quantidade de casca produzida no ovo da ema em comparação a outras aves de porte menor, cujo intervalo de postura

é de 24 horas. Os ovos das emas necessitam de um período diferenciado em função do tamanho final do ovo produzido.

Particularmente no magno, a grande quantidade de glândulas deve-se a função de produção e deposição do albúmem no ovo (KING, 1986). Se levarmos em consideração o tamanho do ovo produzido pelo aparelho reprodutor da ema, nota-se que é necessário uma vasta área secretora para que haja uma grande deposição dos componentes do ovo.

Nas observações deste estudo não foram investigadas as substâncias que compõem o material secretório das várias regiões do oviduto, porém analisamos a distribuição regional das glândulas nas pregas luminiais e de seus componentes estruturais. Foi observada a presença de grande quantidade de glândulas tubulares no infundíbulo, no istmo e no útero formadas por células cúbicas e no magno por células poligonais.

Pela microscopia de luz observa-se que o tubo do oviduto da ema está constituído pelas túnicas serosa, muscular (longitudinal externa e circular interna, ambas com músculo liso) e pela mucosa, composta pela lâmina própria e epitélio, sendo que a maior parte das regiões da lâmina própria é glandular, como nas demais aves (BANKS, 1992).

Em todas as regiões do infundíbulo notamos que as pregas luminiais da mucosa estão revestidas por epitélio composto por células ciliadas e secretoras e com a abertura de ductos provenientes de glândulas tubulares, este padrão também é comum com outras aves (WYBURN et al., 1970). A disposição destas glândulas obedece a um padrão regional bem como a altura e disposição das pregas.

O compartimento do infundíbulo na ema, em forma de funil, com uma grande abertura cranial, o óstio infundibular, forma a primeira região do oviduto, com função

de captação do óvulo, representa macroscopicamente a região que tem menor variação de comprimento ao comparar fêmeas jovens e fêmeas adultas. Apresenta longas pregas luminiais, as fimbrias infundibulares, com arranjo longitudinal, que se estende por toda região. Esta disposição é citada em galinhas (GETTY, 1986).

Na região do infundíbulo vemos longas fimbrias com poucas glândulas, enquanto que no ístmo e, principalmente no magno, esta proporção glandular aumenta consideravelmente. Na galinha a camada mucosa do infundíbulo, na região cranial, apresenta pregas baixas revestidas por epitélio simples com células ciliadas; na região caudal as pregas são altas e bem vascularizadas, revestidas por epitélio cilíndrico simples que contém células ciliadas e células secretoras (BANKS, 1992; WYBURN, et al., 1970).

Na microscopia de luz foram observadas glândulas, constituídas por células cúbicas, com microvilos na porção apical.

O infundíbulo, na galinha, apresenta feixes espalhados de musculatura lisa que se situam dentro do tecido conjuntivo, entre a serosa e o epitélio colunar simples ciliado. Encontram-se dobras longitudinais na mucosa dentro do interior do funil, próximo ao colo. As dobras aumentam em profundidade dentro do colo, no qual surgem dobras secundárias. A camada muscular se dispõe em sentido circular e longitudinal (BACHA; BACHA, 2003).

Observa-se que a túnica muscular na região do infundíbulo da ema apresenta-se em duas camadas de musculatura lisa distribuídas em feixes longitudinais na porção mais interna e também na externa, com feixes transversais na porção intermediária, que sugerem que estas fibras musculares formam na túnica muscular um arranjo helicoidal.

Na ema, assim com na maioria das outras aves, o magno é a região mais longa do oviduto, em forma de tubo com pregas altas e largas, em especial na porção cranial, tornando-se mais baixas a medida que se aproxima do ístmo. A mucosa apresenta epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado, formado por células colunares ciliadas, com núcleo central e células secretoras com núcleo basal. Na superfície da mucosa nota-se muitos orifícios de ductos secretores, distribuídos regularmente, em que se abrem as glândulas tubulares mais desenvolvidas em fêmeas adultas.

A literatura cita que as glândulas tubulares do magno produzem albumina e representam a grande porção das pregas luminais. Também nas galinhas cita-se epitélio pseudo-estratificado composto de células colunares ciliadas e células secretoras (caliciformes) (BACHA; BACHA, 2003).

Segundo Wyburn et al, (1970), o tamanho das células aumenta progressivamente na junção magno/ístmo de 10 μm para 30 μm , apresentando grânulos PAS positivos no ápice das células. O epitélio e túnica mucosa encontram-se apoiados na túnica muscular lisa com tecido fibroso e vasos sanguíneos.

Na microscopia eletrônica de varredura as pregas do magno apresentam maior volume que o ístmo distal, sendo as primárias em posição transversal e as secundárias pouco evidentes, com muitas glândulas tubulares que se abrem na superfície da mucosa, se caracterizam por numerosos grânulos secretórios. Na galinha, as células ciliadas e não ciliadas parecem estar em número equivalente, quando observadas nas micrografias de superfície (BAKST; HOWARD, 1975). A visualização destas células, durante a realização deste estudo em emas indica que qualitativamente, o magno possui mais células ciliadas que secretoras.

Junto à lâmina própria observa-se um eixo de músculo liso acompanhado de tecido conjuntivo e a túnica muscular é formada por camadas distribuídas longitudinalmente subjacente à mucosa e transversalmente circular abaixo da serosa, com a presença de vasos sanguíneos e capilares, revestida pela túnica serosa, com epitélio pavimentoso simples sobre tecido conjuntivo simples.

A região do istmo na ema é relativamente estreita e mais curta que as demais regiões e as pregas da mucosa são volumosas com disposição mais transversal que longitudinal. Estas possuem numerosas dobras secundárias, a camada muscular é mais desenvolvida que no magno e o epitélio da mucosa é colunar pseudo-estratificado ciliado, com células secretoras. Nas galinhas as numerosas glândulas tubulares do istmo possuem a função de secretar as membranas da casca (BACHA; BACHA, 2003), também assim acreditamos que ocorra nas emas.

A morfologia das pregas da mucosa do istmo se assemelha ao magno e na microscopia eletrônica de varredura também apresenta pequenos orifícios distribuídos pela superfície da mucosa, representados pela abertura das glândulas tubulares. As células ciliadas parecem predominar, em número, quando comparadas com células secretoras, cuja região apical apresenta-se convexa e irregular, direcionando-se para o interior do lúmen. Estes achados também são descritos nas galinhas por Bakst e Howard (1975).

O útero nas emas possui muitas pregas luminiais, tem formato de bolsa, está unido ao ístmo por uma musculatura extensa formando um colo curto e à vagina pela junção útero-vaginal. Na galinha (JOHNSON,et al., 1963) divide-se em porção anterior, onde ocorre uma rápida passagem do ovo, e porção posterior, com passagem que exige uma duração de tempo maior devido ao período de formação da casca. A forma do ovo não é esférica, sendo levemente alongada em uma das

extremidades em direção caudal (ROMANOFF, 1943) pelo tempo decorrido para deposição da casca, que nas galinhas leva em torno de 20 horas (HODGES, 1974).

A casca do ovo é formada na região do útero e o processo de secreção no útero em galinhas em produção conta com três tipos de células: células colunares ciliadas e não ciliadas na superfície do epitélio e células das glândulas tubulares na mucosa. As células ciliadas, assim como as não ciliadas possuem microvilos e em ambas as células são ativos na produção da cutícula da casca (BREEN; NALBANDOV, 1969).

Nas observações microscópicas da mucosa uterina, notou-se que esta se apresenta mais espessa que as regiões anteriores, com uma quantidade superior de glândulas tubulares em sua porção cranial, similar a galinha de acordo com a afirmação de Bakst e Howard (1975), assim como sua túnica muscular se apresenta altamente desenvolvida (BACHA; BACHA, 2003), provavelmente devido à necessidade de grande capacidade de contração desta região para deslocamento do ovo para o compartimento vaginal.

Estas diferenças regionais também são observadas na ema tanto macro quanto microscopicamente. As pregas da região mais próxima ao istmo são mais altas com maior quantidade de glândulas, enquanto a região mais próxima a vagina possui pregas mais baixas, ramificadas e com menor quantidade de glândulas tubulares.

A estrutura das pregas da mucosa da ema são comuns aquelas da galinha em que um epitélio colunar pseudo-estratificado ciliado recobre-as e em toda superfície observam-se os ductos de glândulas tubulares (BANKS, 1992; Bacha; Bacha, 2003). Na galinha a mucosa uterina são menos volumosas e mais tortuosas

que no istmo, suas pregas secundárias são limitadas, mas possíveis de serem observadas perpendicularmente às primárias (BAKST; HOWARD, 1975).

A região de junção que conecta o útero à vagina, ou junção útero-vaginal, no oviduto do pato diferencia-se histologicamente e histoquimicamente das demais regiões adjacentes. Isto é caracterizado pelo arranjo baixo das pregas luminiais da mucosa, apresentando coloração branca acinzentada da espessa musculatura (PAL, 1977).

A última região do oviduto é a vagina e comunica o oviduto à cloaca. Macroscopicamente a vagina apresenta-se como um tubo muscular curto de comprimento médio de $11,5 \pm 1,4$ cm. Observou-se que a mucosa é pregueada em numerosas dobras estreitas e longas, em camadas transversais apresentando muitas dobras secundárias pequenas. A mucosa é recoberta por um epitélio colunar pseudo-estratificado com células mucosas, com grânulos PAS positivos. Possui uma camada muscular bem desenvolvida, especialmente a circular, indicando grande capacidade de contração, de mesma forma que em galinhas (BACHA; BACHA, 2003).

A necessidade da expulsão do ovo para o meio externo requer uma musculatura bem desenvolvida na região vaginal e na galinha cita-se uma musculatura da primeira porção da vagina, o músculo esfíncter da vagina, responsável pela passagem do ovo para a cloaca e meio externo (KING, 1980). Nas emas analisadas a túnica muscular também apresenta este espessamento da túnica muscular, representado pelo músculo esfíncter da vagina.

Na vagina em muitas aves ocorre armazenamento de espermatozóides em glândulas tubulares próprias, localizadas na mucosa, próximo à junção entre o útero-vaginal (JOHNSON et al., 1963). Estas glândulas são conhecidas como túbulos

espermáticos, mas podem ser encontradas referências na literatura como fossa espermática, ninhos espermáticos, túbulos de estocagem de esperma ou ainda por glândulas de estocagem de esperma (BAUMEL et al. 1993) e são citadas em galinhas (BAKST, 1978, BAKST, 1998) e nos patos (PAL, 1977).

A morfologia dos túbulos espermáticos possuem pouca descrição na literatura entre as numerosas espécies de aves. A presença destes túbulos na *Rhea americana* é pouco mencionada, mas em outras ratitas, como a avestruz (*Struthio camelus*) o estoque de sêmen é citado pela contínua fecundação de ovos após períodos sem o macho (SWAN; SICOURI, 1999). Nos avestruzes, os túbulos de estocagem de esperma estão localizados a 200 mm da junção larga da vagina, adjacente à junção útero-vaginal. Eles ramificam-se em vários e pequenos ramos, contornados por células epiteliais colunares (BEZUIDENHOUT et al. 1995).

Particularmente nos animais estudados, não observamos estas glândulas na pregas da vagina das emas, porém a região específica de transição útero-vaginal não foi analisada histologicamente, e sendo assim não pode-se descartar que nas emas também possam existir estes túbulos.

6.3 CLOACA

A cloaca das aves consiste de três compartimentos: coprodeo, urodeo e proctodeo (PROUDMAN, 2004). Na galinha o limite entre o reto e o coprodeo é distintamente demarcado, neste ponto, por uma súbita expansão do calibre. A Ema parece estar entre as poucas espécies que de fato possuem uma verdadeira prega entre o reto e o coprodeo (BAKST, 1998).

Na ema a cloaca é marcada por uma mancha escura, visível a distância e existe uma separação na excreção de fezes e de urina, ao contrário das outras aves (SICK, 1997).

Na dissecação das peças a prega que separa a porção final do reto e o coprodeo é bem definida e facilmente identificável. A cloaca na ema se diferencia em alguns aspectos da galinha, como as divisões dos compartimentos bem definidas.

A cloaca está situada em contato com a parede abdominal caudal, lateral e ventralmente se relaciona com a alça duodenal, as extremidades de ceco e as espirais do jejuno. A cavidade do coprodeo está separada do reto por uma evidente prega anular que encerra um componente muscular circular semelhante a um esfíncter. O urodeo é o mais curto dos três componentes da cloaca. O proctodeo, em sua linha média recebe a abertura da bolsa cloacal, estrutura singular nas aves (KOMÁREK, 1970).

Na fêmea adulta, a extremidade aumentada do oviduto compete com a cloaca pelo espaço e interfere a continuidade direta entre o reto e a cloaca. (ROMER; PARSON, 1981).

Na fêmea, esta região está ligada à porção final do oviduto e a porção terminal do intestino, proporcionando o contato dos compartimentos com o meio externo pela abertura da bolsa cloacal, apresentando o formato de “U” invertido.

Na cloaca nota-se a presença de uma musculatura espessa, envolvendo as cartilagens formando uma estrutura compacta, mas com grande capacidade de distensão. Externamente a abertura da cloaca em repouso se assemelha a uma fenda transversal. Quando a cloaca está parcialmente evertida, durante a evacuação de grande acúmulo de fezes, o orifício da abertura cloacal é visível e circular (KING, 1986). A abertura da cloaca, algumas vezes é erroneamente chamada de ânus, mas

como sugeriu Romer (1972), deve-se limitar este termo a extremidade externa do trato alimentar naqueles vertebrados em que ele abre-se não no interior da cloaca, mas diretamente no exterior, como nos mamíferos superiores. O termo abertura é preferido para o orifício da cloaca das aves.

7 CONCLUSÕES

As emas com 15 dias possuem, na análise macroscópica, tanto o ovário quanto o oviduto direito e esquerdo, apesar do direito ser proporcionalmente menos desenvolvido e supõe-se que os órgãos direitos regredem na seqüência pela ausência destes nos adultos.

Anatomicamente, o ovário e o oviduto na *Rhea americana* encontram-se na cavidade celomática, em posição semelhante, aos órgãos com que estão relacionados, aos citados em outras aves. A organização morfológica geral dos órgãos mostrou-se semelhante aquela descrita nas demais aves, principalmente nas de criação comercial, demonstrando diferenças morfométricas, por se tratar de uma ave de porte médio a grande, porém, a disposição e localização de suas regiões e segmentos são comuns.

A estruturas do ovário e seus folículos não evidencia diferenças em suas camadas, quando comparado com estudos do aparelho reprodutor da galinha, com exceção ao tamanho dos folículos. Encontram-se no ovário um grande número de folículos visíveis em diferentes fases de desenvolvimento nas fêmeas adultas, além de folículos atrésicos com margens livres representadas pelo estigma rompido e modificado e estes estão em maior número na ema que nas demais aves.

O oviduto apresentou as mesmas regiões, constituído pelo infundíbulo, magno, istmo, útero e vagina, posicionado crânio-caudalmente entre o ovário e a cloaca, foi macro e microscopicamente semelhante as demais aves.

Em sua mucosa o infundíbulo possuiu características peculiares, em relação às outras regiões, em especial pelo formato de funil do óstio infundibular e fímbrias infundibulares na mucosa. O magno formou o maior trajeto a ser percorrido pelo ovo e, juntamente com a região do útero, os locais de provavelmente maior permanência

no oviduto. O útero com parede espessa destacou-se macroscopicamente no oviduto pelo seu formato de bolsa e diâmetro mais evidenciado e a vagina apresentou diferenças marcantes quanto a seu formato e espessura da parede, indicando grande capacidade de contração para a transição do ovo do oviduto para a cloaca.

A cloaca possuiu os mesmos compartimentos que às de outras aves pesquisadas, mas está classificada entre as poucas espécies que apresenta uma larga prega entre a porção final do reto e sua inserção no coprodeo, auxiliando na separação da excreção de fezes e urina, estrutura que está ausente em outras aves como a galinha.

REFERÊNCIAS

AMIN, S. O.; GILBERT, A. B. Cellular changes in the anterior pituitary of the domestic fowl during growth, sexual maturity and laying. **British Poultry Science**, v. 11, p. 451–458, 1967.

BACHA Jr., W. J.; BACHA, L. M. **Atlas colorido de histologia veterinária**. 2. ed. São Paulo: Ed. Roca, 2003. p. 358-389.

BACON, W. L.; CHERMS, F. L. Ovarian follicular growth and maturation in the domestic turkey. **Poultry Science**, v. 47. p. 1303-1314, 1968.

BAKST, M. R.; HOWARD, J. B. S.E.M. Preparation and observations of the hen's oviduct. **Poultry Science**, v. 2, n. 181, p. 211–218. 1975.

BAKST, M. R. Scanning electron microscopy of the oviductal mucosa apposing the hen ovum. **Poultry Science**, v. 57, p. 1065-1069. 1978.

BAKST, M. R. Structure of the avian oviduct with emphasis on sperm storage in poultry. **The Journal of Experimental Zoology**, v. 282, p. 618–626, 1998.

BANKS, W. J. **Histologia veterinária aplicada** - sistema reprodutivo feminino. 2. ed. São Paulo: Manole. 1992. p. 565–588.

BAUMEL, J.L.; KING, A.S.; BREAZILE, J.E.; EVANS, H.S.; BERGE, J.C.V. **Handbook of avian anatomy**. 2.ed. Cambridge: Nuttall Ornithology Club, 1993. p. 370-397.

BELTON, W. **Aves do Rio Grande do Sul**: distribuição e biologia. Porto Alegre, RS: Editora Unisinos, 1994. p. 43-44.

BENEZ, S. M. **Clínica–teoria–prática. Silvestres–ornamentais–avinhados**. São Paulo, SP: Robe Editorial, 2001. p. 96-101.

BENNET, C. H. Relation between size age of the gonads in the fowl from hatching date to sexual mature. **Poltry Science**, v. 26, p. 99–104, 1947.

BREEN, P. C.; NALBANDOV, A. V. Role of sex hormones in albumen secretion by the oviduct of chicken. **Journal morphology**, v. 28. p. 35-66. 1969.

BEZUIDENHOUT, A. J.; SOLEY, J. T.; GROENEWALD, H. B.; BURGER, W. P. Sperm –storage tubules in the vagina of the ostrich (*Struthio camelus*). Faculty of Veterinary Science, University of Pretoria, **Ondertepoort Juornal Veterinary Research**. v. 62. p. 193–199, 1995.

BEZUIDENHOUT, A. J.; The topography of the thoraco - abdominal viscera in the ostrych (*Struthio camelus*). Departament of Anatomy, Faculty of Veterinary Science.

University of Pretoria. **Onderstepoort Journal Veterinary Research**. v. 53, p. 111-117. 1986.

BOYD, J. D; HAMILTON, W. J. Cleavage, early development and implantation of the egg. In: PARKERS, A. S. **Marshall's physiology of reproduction**. 3rd ed. London: Longmans, Green & Co. Ltd, 1952. v.2.

CHEN, T. W.; HAWES, R. Genital tract motility in the domestic hen. **Poultry Science**, v. 49, p. 640-649, 1970.

DAVIS, D. E. The regression of the avian post-ovulatory follicle. **Reproduction in domestic duck**, v. 42, p. 129-131, 1942.

DEOL, G. S. Studies on the structure and function of the ovary of the domestic fowl. 1955. In: HODGES, R. D. **The histology of the fowl**. London: Academic Press Inc, 1974. p. 344-347.

DUNNIG, J.; BELTON, W. **Aves silvestres do Rio Grande do Sul**. 3. ed. Porto Alegre. RS: Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, 1993. p. 22-23.

GETTY, R. **Sisson and Grossman**: anatomia dos animais domésticos. 5 ed. Rio de Janeiro: Guabara Koogan, 1986. v. 2. p. 1813-1835.

GILBERT, A. B. Formation of the egg in the domestic chicken. In: MACLAREN, A. **Advances in reproductive physiology**. London: Logos Press, Ltda, 1967. v.2.

GILBERT, A. B. The ovary. In: BELL, D. J.; FREEMAN, B. M. **Physiology and biochemistry of the domestic fowl**. London: Academic Press, 1971. v. 3. p. 1163-1208.

GILBERT, A. B. Female genital organs. Agricultural research council's poultry Research Centre, Edinburgh, Scotland. In: KING, A. S.; McLELLAND, J. **Form and function in birds**. 1979. v. 5. p. 237-241.

GUZSAL, E. Histological studies on the mature and post-ovulation ovarian follicle of the fowl. **Acta Academiae Scientiarum Hungaricae**. v. 16, 37-44, 1966.

HODGES, R. D. **Histology of the fowl**. Wye College. London; New York: Academic Press, 1974. p. 344-349.

HOYO, J. D.; ELLIOTT, A.; SARGATAL, J. (Ed.). **Handbook of the fowl**. Barcelona: Lynx Edicion, 1994. v. 1. p. 76-91.

JOHNSON, H. S.; AITKEN, R. N. C.; WYBURN, G. M. The fine structure of the uterus of the domestic fowl. Departament of Anatomy and Departament of Veterinary

Histology and Embriology. Universidad of Glasgow. In: **Journal Anatomy of London**. v. 97. p. 333-342. 1963.

KING, A. S. Aparelho urogenital das aves. In: GETTY, R. **Sisson and Grossman's: Anatomia dos animais domésticos**. Rio de Janeiro: Interamericana, 1986. v. 2. p. 1813-1828.

KING, A. S. Systema urogenitale. In: BAUMEL, J. J.; KING, A. S. LUCAS, A. M.; BREAZILE, J.; EVANS, H. E. **Nomina antômica avium**. New York: Academic Press, 1980. p. 370-397.

KOMÁREK, V. Growth and differentiation of the follicles in the postnatal development of the chicken. **Atlas veterinary**, 1970. v. 39. p. 11-16.

KRAHMER, R.; SCHRÖDER, L. S. **Anatomia de los animales domésticos**. 2. ed. Zaragoza, Espanha: Acribia, 1979. p. 278-281.

MARSHALL, A. J. Reproduction. In: MARSHALL, A. J. **Biology and comparative physiology of birds**. New York. (Ed.). Academic Press, 1961. v. 2.

NARBAITZ, R.; DE ROBERTIS, E. M. Postnatal evolution of steroidogenic cells in the chick ovary. *Histochemie*, v.15. p. 187-193. 1968. In: GETTY, R. **Sisson and Grossman's**, *Anatomia dos animais domésticos*. Rio de Janeiro: Interamericana, 1986. v. 2. p. 1814–1830.

OLSON, S. L. Lessons from a flightless ibis. In: SICK, H. **Brazilian ornithology**. Natural History, Boston. n. 92. v. 40. 1983.

PAL, D. Histochemistry of the útero-vaginal junction with special reference to sperm-host in glands in the oviduct of the domestic duck. **Folia Histochemica et Cytochemica**, v. 15. n. 3. p. 235–242. 1977.

PERRY, M.; GILBERT, A. B.; EVANS, A. J. Electron microscope observations on the ovarian follicle of the domestic fowl during the rapid growth phase. **Journal Anatomy**, v. 125, p. 481-497, 1978.

PHILIPS, R. E.; WARREN, D. C. Observation Concerning the Mechanics of Ovulation in the Fowl. **Journal experimental Zoology**, v. 76, p. 117–135, 1937.

PROUDMAN, J. A. Reprodução da fêmea. In: HAFES, B.; HAFES, E. S. E. **Reprodução Animal**. 7. ed. Reproductive Health Center, Kiawah Island, South Carolina: USA: Ed. Manole, 2004. p. 242–257.

ROMANOFF, A. L. Growth of the ovun. **Anatomy Records**, v. 85, p. 261-267, 1943.

ROMER, A. S. **Anatomia comparada dos invertebrados**. 3. ed. México: Editorial Panamericana S.A., 1972.

ROMER, A. S.; PARSON, T. S. **Anatomia comparada**. 5. ed. México: Nueva Editora Interamericana S. A., 1981. p. 262-277.

SWAN, R. A.; SICOURI, O. Evidence of sperm storage in the female ostrich. Division of Veterinary and Biomedical Sciences, Murdoch University, Perth, Western Australia. **Australian Veterinary Journal**, n. 77, v. 10, p. 649–650, 1999.

WYBURN, G. M.; JOHNSON, H. S.; DRAPER, M. H.; DAVIDSON, M. F. The fine structure of the infundibulum and magnum of the oviduct of *Gallus domesticus*. **Journal Experimental physiology**, v. 55, p. 213-232, 1970.

WYBURN, G.M.; AITKEN, R.N.C.; JOHNSTON, H.S. The ultrastructure of the zona radiata of the ovarian follicle of the domestic fowl. **Journal of Anatomy**, v. 99, p. 469-484, 1965.

YU, J. Y. L.; MARQUARDT, R. R.; HODGSON, G. C. Development, cellular growth, and function of the avian oviduct. Comparative study on the changes of cellular components in each region of the domestic fowl (*Gallus domesticus*), oviduct during a reproductive cycle. **Canadian Journal of Physiology and Pharmacology**, v. 50, p. 689–696, 1972.

YU, J. Y. L.; MARQUARDT, R. R. Hyperplasia and Hypertrophy of the Chicken (*Gallus domesticus*) Oviduct During a Reproductive Cycle. **Poultry Science**. v. 53. p. 1096-1105, 1973.

SICK, H. **Brazilian ornitopatology**. Rio de Janeiro: Ed. Nova Fronteira, 1997. p.168-171.