

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL

**OVARIOSSALPINGOHISTERECTOMIA EM CUTIAS:
TÉCNICAS ANESTÉSICA E CIRÚRGICA , ANÁLISE
MORFOLÓGICA UTERINA E MICROBIOLÓGICA DA
VAGINA E DO ÚTERO (*Dasyprocta azarae*,
LICHTENSTEIN, 1823)**

Leandro Luis Martins
Médico Veterinário

JABOTICABAL - SÃO PAULO – BRASIL
Fevereiro de 2009

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**OVARIOSSALPINGOHISTERECTOMIA EM CUTIAS:
TÉCNICAS ANESTÉSICA E CIRÚRGICA , ANÁLISE
MORFOLÓGICA UTERINA E MICROBIOLÓGICA DA
VAGINA E DO ÚTERO (*Dasyprocta azarae*,
LICHTENSTEIN, 1823)**

Leandro Luis Martins
Orientadora: Profa. Dra. Márcia Rita Fernandes Machado

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para obtenção do título de mestre em Cirurgia Veterinária

JABOTICABAL - SÃO PAULO- BRASIL
Fevereiro de 2009

Martins, Leandro Luis
M386o Ovariosalpingohisterectomia em cutias: técnicas anestésica e cirúrgica, análise morfológica uterina e microbiológica da vagina e do útero (*Dasyprocta azare*, Lichtenstein, 1823) / Leandro Luis Martins. – Jaboticabal, 2009
viii, 58 f. : il. ; 28 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2009
Orientadora: Márcia Rita Fernandes Machado
Banca examinadora: Fabrício Singaretti de Oliveira, Gilson Hélio Toniollo
Bibliografia

1. Morfologia. 2. Útero. 3. *Dasyprocta azare*. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 619:611.66:636.932

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

LEANDRO LUIS MARTINS– nasceu na cidade de Catanduva, em 17 de janeiro de 1983. Em março de 2001, iniciou o curso de graduação em Medicina Veterinária, pela Universidade Camilo Castelo Branco, UNICASTELO, Fernandópolis – SP, que foi concluído em dezembro de 2005. Foi bolsista de Iniciação Científica pela Instituição (UNICASTELO), no período de agosto de 2002 a julho de 2003. Em Janeiro de 2007, ingressou no curso de Mestrado, no Programa de Pós-Graduação em Cirurgia Veterinária, pela Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Campus de Jaboticabal, UNESP; neste período, foi concedida cota de Bolsa de Mestrado com duração de 24 meses, da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo – FAPESP. Em 19 de Fevereiro de 2009 obteve o título de Mestre em Cirurgia Veterinária.

“As oportunidades costumam estar disfarçadas de trabalho árduo, portanto a maioria das pessoas não as reconhece”.

Ann Landers

Aos meus pais Warley e Irma que me deram à vida me ensinando a vivê-la com dignidade. A vocês, que não mediram esforços para que eu conseguisse chegar até aqui. Que muitas vezes renunciaram aos seus sonhos, para que eu pudesse realizar o meu. Vocês são a minha vida, meu espelho, meu orgulho. Obrigado por proporcionarem o melhor de vocês para mim. Meu amor e reconhecimento eterno. Amo vocês!

Dedico

Ao meu irmão André que sempre torceu por mim, que sempre me apoiou e esteve ao meu lado, nos momentos de alegria ou de tristeza, você é o laço mais valioso que tenho com o meu passado. Te amo!!

Ofereço

Agradecimentos especiais

A minha eterna mestre e amiga Profa. Dra. Márcia Rita Fernandes Machado, orientadora deste trabalho, por ter acreditado em mim, e por ter sido a mão que me conduziu, orientou e ensinou, ao longo de todo este caminho. Não tenho palavras para agradecer tanta credibilidade, mas sei que lhe serei eternamente grato!

Ao Prof. Dr. Gilson Helio Toniollo, o qual tenho uma grande admiração, por ter ajudado na realização deste trabalho, além da contribuição indispensável na correção da minha qualificação e na redação final desse trabalho. Obrigado!

A Profa. Dra. Maria Rita Pacheco pelo apoio, pela imensa ajuda no entendimento da histologia e por ter auxiliado de forma relevante na minha qualificação. Obrigado!

Ao meu amigo e Prof. Dr. Fabrício Singaretti de Oliveira, que esteve sempre disposto a me ajudar nas cirurgias, nas coletas, me apoiando, me escutando, me aconselhando e me ensinando tudo o que fosse necessário para o aprimoramento da minha pesquisa. Muito Obrigado por me ajudar e acreditado em mim!

Agradecimentos

A Deus por estar sempre me guiando pelos melhores caminhos e por guardar as oportunidades para os melhores momentos.

A minha família querida pelo amor incondicional e por todo apoio e incentivo em todas as minhas decisões.

A minha tia-mãe Nair, por participar de minha criação, pelo carinho e força a mim dispensados muitos e muitos anos. Amo você.

A minha cunhada Suellen, que sempre se preocupou comigo e também por fazer parte da minha família.

As minhas amigas-irmãs Camila, Gisele, Lilian e Vanessa, por fazerem parte dos melhores e piores momentos da minha vida. Obrigada por participarem da minha história.

Aos Meus Amigos Edinho, Éder, Gustavo, Jonas e Luis, pela amizade e companheirismo de anos.

Aos Meus Amigos Jean, José Geraldo, Hamilton, Rodrigo, Sergio, Wilson por me apoiarem e pelas longas horas de conversa, tenho certeza que todos vocês tiveram que aprender um pouco sobre as cutias. Adoro vocês.

A Querida Amiga Médica Veterinária Selma Helena Pineiro de Avila (Tia Selma), pelo carinho, amizade e todo seu acolhimento, adoro você!!

A Profa. Dra. Flávia Thomaz Verechia Pereira, pela amizade e incentivo. Obrigada por tudo!

Ao Prof. Fernando Ávila, pela grande contribuição neste trabalho, além da infinita disposição em ajudar nas dúvidas. Muito Obrigado!!

Ao Prof. Joaquim Machado, pela paciência e compreensão!

Ao Prof. Domingos, que contribuiu de forma valiosa na realização de muitos procedimentos. Obrigado!

Ao Sr. Luiz Fernandes e Sra. Irany Aparecida Mastrococco Fernandes, pelo carinho, preocupação e exemplo de vida.

As grandes companheiras Eronita e Patrícia, que sempre esteve por perto torcendo por mim.

A minha amiga, Médica Veterinária e companheira de trabalho Ana Carolina Gonçalves dos Reis, que viveu comigo toda essa trajetória estando sempre pronta a me ajudar. Você faz parte desse trabalho. Obrigado!

A minha amiga de departamento e Médica Veterinária Mônica Biagioni, que tanto me ajudou nas longas horas de cirurgias e processamento de todo o material. Obrigado!

As minhas Amigas e Médicas Veterinárias Valeska Rodrigues e Aline Delfine, que sempre me ajudaram nas longas horas de Cirurgia. Obrigado!

A meus amigos do departamento Alessandra Scavone, Alessandra Silva, Ana Carolina, Andrea Bosso, Andrea Toniollo, Ângela, Denise Lachat, Flávia Borsari, José Geraldo, Luciana Agostinho e Sergio Pinter, pela preocupação e amizade. Muito obrigado!

Ao Sr. Orandir, que tanto me ajudou e apoiou nas coletas passando para mim os seus valiosos conhecimentos laboratoriais. Obrigado!

Aos funcionários Iara, D. Marilda e Cobrinha, por me ajudarem sempre quando necessário.

Aos meus amigos funcionários do Zoológico Municipal de Catanduva-SP, que sempre me ajudaram em todas as coletas realizadas. Muito Obrigado!

As minhas Amigas e Médicas Veterinárias Sandra Regina e Paula Pauloni, que sempre esteve em total disposição em nos receber no zoológico municipal de Catanduva-SP, além da amizade, carinho e preocupação a mim dispensada.

As minhas queridas Cutias que tanto contribuíram para o enriquecimento dessa pesquisa e para a obtenção do meu título de mestre, mesmo sem terem tido a oportunidade de escolhas. Obrigado!

Ao Programa de Pós-Graduação da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Câmpus de Jaboticabal, UNESP.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela concessão de bolsa de mestrado e de auxílio à pesquisa.

SUMÁRIO

| | Página |
|---|--------|
| LISTA DE FIGURAS..... | iii |
| LISTA DE TABELAS..... | vi |
| RESUMO..... | vii |
| SUMMARY..... | Viii |
| I. INTRODUÇÃO..... | 1 |
| II. REVISÃO DE LITERATURA..... | 4 |
| 2.1 Aspectos Relacionados à Anestesia..... | 4 |
| 2.2 Aspectos Macroscópicos e Topografia do Útero dos Mamíferos..... | 7 |
| 2.3 Aspectos Microscópicos do Útero dos Mamíferos | 14 |
| 2.4 Aspectos Microbiológicos do Útero e da Vagina dos Mamíferos | 22 |
| III. MATERIAL E MÉTODOS..... | 25 |
| 3.1 Animais..... | 25 |
| 3.2 Considerações Éticas..... | 25 |
| 3.3 Técnicas Anestésicas..... | 25 |

| | |
|---|----|
| 3.4 Técnica Cirúrgica | 28 |
| 3.5 Estudo Macroscópico..... | 28 |
| 3.6 Estudo por Microscopia de Luz..... | 29 |
| 3.6.1 Histomorfometria Uterina | 30 |
| 3.7 Análise Microbiológica do Útero e Vagina | 31 |
| IV. RESULTADOS..... | 32 |
| 4.1 Anestesia Epidural e Técnica Cirúrgica Empregada..... | 32 |
| 4.2 Topografia e Características Macroscópicas do Útero de Cutia..... | 33 |
| 4.3 Aspectos Microscópicos do Útero de Cutia..... | 36 |
| 4.3.1 Mensuração da Espessura Uterina..... | 41 |
| 4.4 Análise Microbiológica do Útero de Cutia..... | 42 |
| V. DISCUSSÃO..... | 44 |
| VI CONCLUSÃO..... | 52 |
| V. REFERÊNCIAS..... | 53 |

LISTA DE FIGURAS

| | Página |
|---|--------|
| Figura 1. Fotografia da agulha posicionada, para anestesia epidural, no espaço lombossacro, na região da cauda eqüina, evidenciando-se a presença do líquido cefalorraquidiano (seta)..... | 27 |
| Figura 2. Fotografia da aplicação da Injeção de lidocaína no espaço epidural (dose de 5 mg/kg)..... | 27 |
| Figura 3. Fotografia evidenciando a padronização da mensuração da espessura do útero de uma cutia adulta não nulípara (Coloração HP – 5X), onde se observa tanto a medida da camada mucosa (416,44 μ M) quanto à medida da espessura total do órgão (1033,30 μ M)..... | 31 |
| Figura 4. Fotografia do momento da introdução do “swab” estéril no corno uterino de cutia, para a colheita do material a ser analisado microbiologicamente..... | 31 |
| Figura 5. Fotografia de alguns procedimentos cirúrgicos realizados, Em A, evidencia-se na imagem fotográfica o animal contido quimicamente e fisicamente, também se observa ampla tricotomia no local da incisão, Em B, verifica-se a imagem fotográfica da assepsia do local do procedimento cirúrgico. Em C, está registrada a incisão retro-umbilical (seta). Em D, pode-se visualizar o útero (seta vazada) e a bexiga (b) no momento do procedimento cirúrgico..... | 33 |
| Figura 6. Fotografia da peça anatômica de uma cutia, mostrando a topografia de parte de seus órgãos uro-genitais na cavidade abdominal; observar: ovários (O), cornos uterinos (setas pretas), corpo uterino (seta branca), rim direito (R), vesícula urinária (V) e o extenso ligamento largo do útero (L)..... | 33 |
| Figura 7. Fotografia evidenciando em A, os cornos uterinos separados (setas) e região do falso corpo do útero (seta vazada) durante a realização da ovariossalpingohisterectomia. Em B, imagem fotográfica de parte do conjunto dos órgãos genitais, isolado da peça anatômica, observar os cornos uterinos (setas), região do falso corpo (C), os ovários (O) e a porção inicial da vagina (V), além dos ligamentos largos do útero (L)..... | 34 |
| Figura 8A. Fotografia evidenciando o útero duplo pela presença da separação (seta preta) entre os cornos uterinos direito (CD) e esquerdo (CE), este aberto, óstio cervical externo (seta branca)... | 35 |
| Figura 8 B. Desenho esquemático da região cervical uterina de uma cutia adulta | 35 |
| Figura 9. Fotografia onde se observa a cérvix (C) projetando se como uma papila no fórnix vaginal (seta branca); verifica-se ainda, o único óstio cervical externo (seta preta)..... | 35 |

- Figura 10.** Fotomicrografia do útero de cutias adultas A (Coloração TM 5X) – não nulípara e B (Coloração HE 5X) - nulípara, onde se observam a camada serosa (seta), as várias túnicas musculares (M) entremeadas de tecido conjuntivo (C) repleto de vasos sanguíneos (V), e a mucosa (►). Coloração TM 5X..... 36
- Figura 11.** Fotomicrografia do útero de cutia adulta não nulípara onde se observam: a camada serosa (setas pretas), as várias túnicas musculares (M) entremeadas de tecido conjuntivo (C) repleto de vasos sanguíneos (setas brancas), e a mucosa (►). (Coloração Hematoxilina-Phloxina B 5X)..... 36
- Figura 12.** Fotomicrografia do útero de cutias adultas não nulípara (A - Coloração Azul de Toluidina 40X) e nulípara (B – Coloração Hematoxilina-Phloxina 40X), mostrando em detalhe as variações do epitélio da mucosa: observa-se epitélio cilíndrico baixo (►), epitélio cilíndrico (setas vazadas) e epitélio pseudoestratificado (elipse), apoiados em tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC). Além disso, há presença de glândulas endometriais, revestidas por epitélio cilíndrico (setas pretas)..... 37
- Figura 13.** Fotomicrografia do útero de cutias adultas não nulíparas (A e B) e nulíparas (C e D), onde se verifica em A (Coloração TM - 40X) e em C (Coloração HE – 20X), a mucosa formada de epitélio cúbico simples (setas pretas) apoiado em tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC); com glândulas endometriais, que ao se formarem estão revestidas por epitélio cilíndrico (seta vazada), além da presença de vasos (); em B (Coloração HE – 40X) e em D (Coloração TM – 40X) observa-se, em detalhe, tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC), as glândulas endometriais revestidas por epitélio cilíndrico (seta vazada), com presença de secreção (S) apenas em B..... 37
- Figura 14.** Fotomicrografia do útero de cutias adultas nulípara (A) e não nulípara (B) onde se verifica, em A (Coloração Azul de Toluidina - 20X), a mucosa uterina composta por tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC), várias glândulas endometriais (formadas por epitélio cilíndrico – setas pretas) e, em algumas delas, presença de secreção (S); em B (Hematoxilina Phoxilina – 20 X), além dessas estruturas, ainda evidenciam-se os vasos da camada mucosa (setas brancas), bem como epitélios cilíndrico (►) e pseudo-estratificado (elipse)..... 38
- Figura 15.** Fotomicrografia do útero de cutia adulta nulípara mostrando a mucosa uterina composta por tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC), glândulas endometriais (formadas por epitélio cilíndrico – setas pretas), diversos vasos da camada mucosa (setas brancas), bem como epitélios cilíndrico (►) e pseudo-estratificado (elipse)..... 38

- Figura 16.** Fotomicrografia de útero de cutia adultas nulípara (Hematoxilina Phoxilina – 10 X), onde se verifica a túnica muscular, subdividida em uma camada interna circular ou submucosa (C); uma camada média ou vascular (M), composta por tecido muscular com grande quantidade de vasos (setas brancas), e uma camada externa ou subserosa, longitudinal (S)..... 39
- Figura 17.** Fotomicrografia de úteros de cutias adultas não nulípara (A – Coloração HE 5X) e nulípara (B – Coloração TM 20X) onde se verifica a túnica muscular, subdividida em uma camada interna circular ou submucosa (C); uma camada média ou vascular (M), composta por tecido muscular com grande quantidade de vasos (setas pretas), e uma camada externa ou subserosa, longitudinal (S)..... 39
- Figura 18.** Fotomicrografia de útero de cutia adulta não nulípara (Coloração HE - 5X) onde se verifica a túnica muscular, claramente subdividida em uma camada interna circular ou submucosa (C); um estrato vascular (M), composta por tecido conjuntivo com grande quantidade de vasos (setas brancas), e uma camada externa ou subserosa, longitudinal (S). As respectivas camadas da túnica muscular estão delimitadas por setas de ponta dupla (↔)..... 40
- Figura 19.** Fotomicrografia de úteros de cutias não nulípara (A – Coloração HE 40X) e nulípara (B – Coloração TM 20X) que mostra a serosa deste órgão, composta por tecido conjuntivo (seta vazadas) e mesotélio (setas pretas)..... 40
- Figura 20.** Fotomicrografia de útero de cutia adulta nulípara, onde se observa, em A (Coloração AT - 10X) a camada serosa deste órgão, composta por tecido conjuntivo frouxo (setas vazadas)..... 41

LISTA DE TABELAS

| | Página |
|---|--------|
| Tabela 1. Registro da média e do desvio padrão (DP) da temperatura corporal e do período de analgesia, em cutias tranqüilizadas com azaperone (4 mg/kg) e meperidina (4 mg/kg), cetamina (20 mg/kg) e xilazina (0,4 mg/kg). Jaboticabal, SP..... | 32 |
| Tabela 2. Valores (em μM) das medidas da espessura total do útero e da espessura da camada mucosa deste órgão e a relação entre essas duas medidas (em porcentagem) – cutias adultas não nulíparas. Jaboticabal, SP..... | 42 |
| Tabela 3. Valores (em μM) das medidas da espessura total do útero e da espessura da camada mucosa deste órgão e a relação entre essas duas medidas (em porcentagem) – cutias adultas nulíparas. Jaboticabal, SP..... | 42 |
| Tabela 4. Registro da microbiota verificada no útero e na vagina das cutias. Jaboticabal, SP..... | 43 |

Ovariossalpingohisterectomia em cutias: técnicas anestésica e cirúrgica, análise morfológica uterina e microbiológica da vagina e do útero (*Dasyprocta azarae*, Lichtenstein, 1823)

RESUMO: Neste estudo foi descrito a ovariossalpingohisterectomia em cutias nulíparas e não nulíparas. Esses roedores eram pertencentes ao Zoológico Municipal de Catanduva, “Missina Palmeira Zancaner”, localizado no estado de São Paulo. A tranquilização foi obtida após a aplicação de azaperone (4 mg/kg) e meperidina (4 mg/kg) seguida da aplicação de cetamina (20 mg/kg) e xilazina (0,4 mg/kg), ambos na mesma seringa, para indução da anestesia e todos por via intramuscular. A seguir, foi administrada lidocaína (5 mg/kg) no espaço lombossacro. Após a realização de laparotomia mediana mediante incisão pré-retroumbilical, identificaram-se e individualizaram-se os ovários, tubas uterinas e útero e realizou-se a ovariossalpingohisterectomia; a camada muscular foi suturada utilizando-se ponto em X com fio categute cromado número 2; na sutura da pele foi utilizado fio de náilon monofilamentado número 0. Imediatamente após a cirurgia, aplicaram-se, por via intramuscular, antibióticos (30.000UI/kg de três penicilinas e 12,5mg/kg de duas estreptomicinas) e analgésico (0,02mg/kg de buprenorfina). A análise macroscópica do útero foi realizada “in loco” e na peça retirada. Segmentos das porções proximal, média e distal desse órgão foram colhidas, fixadas e preparadas histologicamente, sendo as amostras analisadas à microscopia de luz e realizada a histomorfometria das camadas uterinas. Durante o procedimento cirúrgico, mediante a introdução de “swabs” estéreis em cada corno uterino, colheu-se material para a análise microbiológica. Topograficamente o úteros desses roedores localiza-se na região sublombal, caudalmente aos rins, em continuação aos ovários e as tubas uterinas, estendendo-se até a entrada da pelve, onde se posiciona dorsalmente à bexiga. Caracteriza-se como do tipo duplo, embora culmine em apenas um óstio cervical externo. Microscopicamente, verifica-se que a mucosa uterina é formada por variações do epitélio, de cilíndrico à pseudoestratificado, que se apoia em tecido conjuntivo frouxo onde se observam glândulas endometriais revestidas por epitélio cilíndrico, além da presença de vasos sangüíneos. A camada muscular subdivide-se em interna ou submucosa, média ou vascular e externa ou subserosa. A camada serosa é composta por tecido conjuntivo e mesotélio. Na histomorfometria, verificou-se que a espessura uterina total e a espessura da camada mucosa, em média, foram maiores nas fêmeas não nulíparas. Na análise microbiológica observou-se presença de *Proteus sp.* no material uterino de apenas um dos animais. Entretanto, no material proveniente da vagina de todos os animais constatou-se a presença de várias bactérias e leveduras.

Palavras-chave: Roedor, Histricomorfo, Anatomia, Histologia, Anestesia

Ovarysalpingohysterectomy in agoutis: anesthetic and surgical techniques, uterine morphological and vagine and uterus microbiology analysis (*Dasyprocta azarae*, Lichtenstein, 1823)

SUMMARY: In this research, the ovarysalpingohysterectomy in nulliparous and non nulliparous agoutis was studied. These rodents belonged to the Catanduva City Zoo “Missina Palmeira Zancaner”, located in the São Paulo State. The tranquilization was achieved by using azaperone (4 mg/kg) and meperidine (4 mg/kg), followed by injection of cetamine (20 mg/kg) and xylazine (0,4 mg/kg), both on the same syringe, for anesthesia induction, and all of them via intramuscular. Then, lidocaine (5 mg/kg) was injected on the lumbosacral space. After median laparotomy by pre-retro-umbilical incision, the ovaries, uterine horns and uterus were identified and individualized and the ovarysalpingohysterectomy was performed. The muscle layer was sutured with X-points and number 2 chromic catgut strand; in the skin, a number zero monofilament nylon was used. Antibiotics (30,000IU/kg of three penicillins and 12.5mg/kg of two streptomycins) and analgesic (buprenorfine 0.02 mg/kg) were injected immediately after surgery. The uterus macroscopic analysis was done “in loco” and in the taken out specimens. Fragments of the proximal, media and distal portions of this viscerae were collected, fixed and histologically prepared, and the samples analysed by light microscopy and by histomorphometry of the uterine layers. During the surgical procedure, sterile swabs were inserted in each uterine horn for collection of samples for microbiological analysis. Topographically, the uterus of this rodent is located on the sublumbar área, caudally to the kidneys, and following the ovaries and uterine horns, getting through the pelvic entrance, where it is located dorsally to the bladder. It is characterized as a double uterus, although there is just a external cervical os. Microscopically, the uterine mucous is formed by epithelial elevations, from cylindrical to pseudostratified epithelium, which is supported by a loose connective tissue where endometrial glands covered by cylindrical epithelium can be observed, besides blood vessels. The muscle layer is subdivided in inner or submucous, median or vascular and outter or subserous. The serous layer is composed by connective tissue and mesothelium. In the histomorphometry analysis, the total uterine thickness and the mucous layer thickness, in average, were bigger on non nulliparous females. The microbiological analysis showed the presence of *Proteus sp.* in the uterus of only one animal. However, in the samples collected from vagina of all animals, several bacteria and levedures were observed.

Keywords: Rodent, Hystricomorph, Anatomy, Histology, Anesthesis

I. INTRODUÇÃO

A cutia (*Dasyprocta azarae*) é um mamífero roedor da família *Dasyproctidae*; vive nas matas e capoeiras, geralmente em tocas, saindo delas no período vespertino, para se alimentar de frutos e sementes caídos das árvores; também costuma estocar o alimento em diversos locais de seu território, desenterrando-o nas épocas em que se torna escasso (CHAVES & SANTOS, 2005).

Roedor de porte médio, cava galerias nas margens dos rios, no chão da floresta e, principalmente, nas raízes das árvores, sendo cada buraco ocupado apenas por um único animal; correm com grande rapidez entre a vegetação, percorrendo sempre o mesmo caminho. Repousam sobre os membros pélvicos e seguram os alimentos com os membros torácicos (UCS, 2005).

Este roedor pesa entre 1,5 a 2,8 kg, seu corpo é espesso e sua cabeça, levemente alongada, sendo suas orelhas, relativamente pequenas. Apresenta quatro dentes incisivos longos e curvos, sua cauda é curta (aproximadamente 1,5 cm de comprimento) e desprovida de pêlos. Os membros torácicos são bem menores do que os pélvicos e exibem quatro dedos funcionais utilizados para levar o alimento à boca. As longas extremidades dos membros pélvicos são constituídas por três dedos desenvolvidos, os quais, juntamente com suas respectivas unhas cortantes, equivalem a pequenos cascos, tornando as cutias boas saltadoras (CHAVES & SANTOS, 2005).

Os pêlos são ásperos, duros e compridos e sua coloração é variável entre as espécies que existem no Brasil. O sistema de comunicação entre as cutias é realizado, principalmente, pelo olfato e pela audição. A comunicação olfativa é feita através de odores deixados pela secreção de uma glândula anal e pela urina. Tais odores funcionam como delimitadores territoriais para localizarem o alimento, anteriormente escondido, e na identificação de membros do mesmo grupo (CHAVES & SANTOS, 2005).

Como mamíferos terrestres, as cutias alimentam-se de folhas, raízes, flores, fungos, sementes e especialmente de frutos caídos; são prontamente atraídas pelo ruído de queda o que faz com que busquem o alimento no solo (LANGE & SCHMIDT, 2007).

O período de gestação destes roedores oscila em torno de 104 dias, com ciclo estral de 30 dias. A quantidade de filhotes por parto varia de um a três e a maioria das fêmeas tem em média dois filhotes por parto, os quais possuem o corpo totalmente coberto de pêlos, os olhos abertos e se locomovem com facilidade. A cutia tem hábito de bater com as extremidades dos membros pélvicos no chão funcionando como um alarme contra predadores ou membro de outro grupo. A relação entre macho e fêmea, em uma população, deve ser de 1:6, mas pode variar (CHAVES & SANTOS, 2005).

Poucos são os registros que relatam a morfologia reprodutiva desses animais na literatura especializada, sendo oportuno a realização de pesquisas relacionadas a este tema, uma vez que esses animais poderão tornar-se mais uma opção de animal de experimentação, pois BJÖRKMAN et al. (1989) aludiram ao fato de que os roedores, por apresentarem aspectos característicos, tais como tamanho adequado, baixo custo de manutenção e curto período de prenhez, são considerados animais experimentais "ad hoc"; ainda neste contexto, vale salientar as colocações de HAMELETT & RASWEILER IV (1993) ao destacarem a importância da busca de novas espécies animais com potencial para serem utilizadas como modelos experimentais, colaborando com o desenvolvimento de pesquisas vitais ao homem e aos próprios animais. Neste sentido, CARTER et al. (2003), observaram a necessidade do conhecimento detalhado sobre a prenhez e eventos a ela relacionados, em outros roedores, com especial atenção aos histricomorfos, sub ordem da qual a cutia pertence, pois a utilização do camundongo como modelo experimental em estados funcionais já se faz insatisfatória.

Atualmente a Instituição "Zoológico Municipal Missina Palmeira Zancaner", localizada na cidade de Catanduva-SP possui um plantel de aproximadamente 80 cutias, entre adultos e filhotes, com aproximadamente 50 fêmeas, todos alojados em uma área de 26. 900 m²; o manejo semi-livre, aliado ao hábito desses roedores de escavar túneis, vem preocupando a direção do Parque, que está localizado em área de

perímetro urbano e as cutias, freqüentemente, ultrapassam seus limites, invadindo as casas vizinhas, causando vários transtornos. Desta forma vem sendo planejado o estabelecimento de alojamentos adequados para estes animais e conseqüente promoção da manutenção de seu equilíbrio populacional.

Assim, foram disponibilizados alguns animais para que se pudessem desenvolver pesquisas relacionadas a este roedor, sendo possível a realização do estudo ora proposto, no qual, se objetiva estabelecer o protocolo anestésico com o uso da epidural para realização da ovariosalpingohisterectomia; avaliar a morfologia do útero de cutias nulíparas e não nulíparas comparando a histomorfometria uterina entre elas; analisar a microbiota uterina e vaginal destes roedores.

II. REVISÃO DA LITERATURA

2.1 ASPECTOS RELACIONADOS À ANESTESIA

Poucos são os dados referentes ao emprego da anestesia epidural em animais silvestres, entre eles, os roedores.

A anestesia epidural, obtida por injeção de anestésico local no espaço compreendido entre a dura-máter e o canal vertebral é uma técnica de anestesia regional consagrada, utilizada com grande freqüência, devido a sua facilidade e relativa segurança, pois possibilita o emprego de menores doses de fármaco, do que as administradas por outras vias; também promove a analgesia intra e pós-operatória (MCMURPHY, 1993; INTELIZANO et al., 2002), e permite a redução da resposta ao estresse pós-cirúrgico (WEISSMAN, 1990).

Geralmente, a anestesia epidural é de fácil aplicação, baixo custo e de extrema valia em pacientes de alto risco ou que, por qualquer motivo (alimentação, cesariana, problemas hepáticos ou renais e idade) não possam ser submetidos à anestesia geral (MASSONE, 2003).

Na anestesia epidural costuma-se associar fármacos, pois o uso isolado de anestésico local, normalmente de lidocaína, não é suficiente para produzir anestesia que viabilize uma ovariosalpingohisterectomia (ISHIY et al., 2002; MASSONE, 2003). Adicionalmente, a lidocaína é um fármaco de curta ação, sendo limitada em cirurgias prolongadas, havendo necessidade da associação com outros fármacos (CRUZ et al., 1997; ISHIY et al., 2002; MASSONE, 2003)

OLIVEIRA et al. (2003) descreveram a realização da hemiovariosalpingohisterectomia, em pacas (*Agout paca*), prenhes, visando preservação de um ovário, tuba uterina e corno uterino, correspondentes, para a observação da ocorrência de prenhez no animal nestas condições. A tranquilização dos animais foi realizada mediante a administração de azaperone (4mg/kg), seguida da aplicação de sulfato de atropina (0,06mg/kg); para indução da anestesia utilizaram-se da associação de cloridrato de cetamina (20mg/kg) e cloridrato de xilazina (1,5mg/kg), ambos injetados

na mesma seringa (intramuscular); e a anestesia geral propriamente dita foi obtida mediante inalação de halotano por máscara.

Em cutias, PACHALY (1999), realizou a contenção desses roedores, associando cetamina, cloridrato de xilazina e sulfato de atropina e assim, definindo protocolos posológicos individuais com base em extrapolação alométrica interespecífica; uma das situações que o autor observou foi a ocorrência da diminuição da temperatura retal dos animais durante o período da anestesia e justifica que tal ocorrência deve-se ao fato de que esses animais, por apresentarem porte reduzido, apresentam pequena quantidade de tecido adiposo, causando a perda de calor, que também acontece pela inibição de mecanismos termorreguladores centrais e periféricos.

Também em cutias foi verificado que a utilização de tiletamina-zolazepam (5mg/kg), aplicada via intramuscular, proporcionou a analgesia esperada para diversos procedimentos cirúrgicos evasivos quando comparada à associação tiletamina-zolazepam (5mg/kg), atropina (0,044mg/kg) e xilazina (1mg/kg), também em aplicação intramuscular. Ambos os protocolos podem ser usados com segurança, embora o período de recuperação dos animais do grupo em que se realizou a associação atropina, xilazina e tiletamina-zolazepam, foi superior ao esperado (ARAÚJO et al. 2005).

Para a avaliação do emprego da anestesia epidural em cutias, OLIVEIRA et al. (2006) empregaram, azaperone (4 mg/kg) e meperidina (4 mg/kg) intramuscular como tranquilização inicial; após quinze minutos, a administração de cetamina (20 mg/kg) e xilazina (0,4 mg/kg), também pela via intramuscular e posteriormente, injeção de lidocaína no espaço lombossacro, na dose de 5 mg/kg. Foram avaliados o período de latência da associação anestésica ($3,86 \pm 1,87$ minutos); período de latência da lidocaína epidural ($6,86 \pm 2,85$ minutos); o tempo hábil de analgesia ($80,86 \pm 16,1$ minutos); a temperatura retal, a qual diminuiu, em média, $1,76 \pm 0,53$ graus celsius desde o início da anestesia até o final do período hábil de analgesia. Todos os animais se recuperaram de forma satisfatória, sem apresentar sinais de excitação e não foram verificadas complicações decorrentes da técnica epidural, concluindo que a técnica de anestesia

balanceada, empregada, proporcionou analgesia adequada, durante tempo que seria suficiente para a realização de vários procedimentos.

CARDOSO et al. (2008a), realizaram neuroleptoanalgesia associada à anestesia epidural com lidocaína e xilazina em cutias, utilizando seis animais, escolhidos aleatoriamente entre machos e fêmeas. Os animais receberam fentanil (0,02mg/Kg) e droperidol (2mg/Kg) por via intramuscular. Após 25 minutos, foi feita a injeção epidural no espaço lombossacro com lidocaína (7mg/Kg) e xilazina (0,5mg/Kg) ambos na mesma seringa aplicados durante um minuto. Na avaliação dos momentos anestésicos para a frequência cardíaca, frequência respiratória, temperatura retal e saturação de oxigênio, verificaram que a temperatura retal diminuiu desde o início da anestesia até o ultimo momento de avaliação deste parâmetro, obtendo uma redução em média de $1,97 \pm 0,88$ graus celsius. O período de recuperação dos animais utilizados neste experimento foi de $51,66 \pm 4,68$ minutos e o período decorrido até assumir a posição quadrupedal foi de $79,05 \pm 17,61$ minutos. Concluíram que o uso da neuroleptoanalgesia associada à anestesia epidural com lidocaína e xilazina, produz anestesia na região retroumbilical, causando bloqueio anestésico mais cranial, favorecendo a realização de cirurgias na região pré-umbilical.

CARDOSO et al. (2008b) descreveram o uso da anestesia epidural lombossacra utilizando lidocaína associada à morfina e medicação pré-anestésica com xilazina e midazolam em cutias criadas em cativeiro, as quais receberam como medicação pré-anestésica a associação de xilazina (5mg/Kg) com midazolam (0,5mg/Kg) por via intramuscular; na seqüência, vinte e cinco minutos depois, realizaram nos animais anestesia epidural, mediante aplicação de lidocaína (7mg/Kg) sem vaso constritor associada a morfina (0,1mg/Kg) ambas na mesma seringa e aplicadas durante o período de um minuto, no espaço lombossacro. Foram avaliadas as frequências, cardíaca e respiratória, a temperatura retal e a saturação de oxigênio nos seguintes momentos: M0 (antes da medicação pré-anestésica), M1 (25 minutos após a medicação pré-anestésica), M2 (logo após a aplicação da anestesia epidural) e, a cada 10 minutos, até 60 minutos após a aplicação da epidural (de M3 a M8). Os animais se recuperaram de forma satisfatória, sem apresentar sinais de excitação, a temperatura retal decresceu

desde o início da anestesia em média $2,38 \pm 0,886$ graus celsius, variando de 38,52 a 35,95 graus celsius; a frequência respiratória diminuiu de 110 para 43 movimentos por minutos imediatamente após a aplicação da medicação pré-anestésica, resultado da ação da xilazina; a frequência cardíaca também variou desde o início da anestesia de 143 a 118 batimentos por minuto. O tempo hábil de anestesia foi de $84 \pm 18,37$ minutos. Conclui-se que a utilização de morfina associada à lidocaína por via epidural produz anestesia na região retroumbilical e seu uso pode causar bradicardia e bradpnéia nos animais anestesiados; a associação de midazolam com xilazina pode ser utilizada para medicação pré-anestésica para epidural em cutias.

2.2 ASPECTOS MACROSCÓPICOS E TOPOGRAFIA DO ÚTERO DOS MAMÍFEROS

Sobre o útero dos mamíferos, ATWOOD (1955) relatou que este órgão é o alargamento da porção final dos ovidutos, os quais se fusionam, em maior ou menor grau, unindo-se à vagina; mediante o grau dessa fusão, quatro tipos de úteros podem ser encontrados: útero duplo ou duplex, no qual as porções finais dos ovidutos não se unem, e cada uma apresenta uma abertura para a vagina (típico de roedores); útero bipartido, neste caso, a porção final dos ovidutos se unem ao adentrarem a vagina formando um colo único com dois lumens cornuais é típico dos roedores, morcegos, ungulados e carnívoros; útero bicornuado em que as bases dos ovidutos são parcialmente unidas (típico de morcegos, ungulados e cetáceos); útero simples onde as bases do oviduto são unidas formando uma única cavidade (típicos de primatas, inclusive de humano).

Para SCHWARZE & SCHRÖDER (1970) e DYCE et al. (2004) todas as fêmeas dos mamíferos domésticos apresentam útero bicórnico que compreende uma parte mediana caudal a partir da qual os cornos divergem cranialmente, continuando-se como tubas uterinas.

Também para os animais domésticos, DYCE et al. (2004) acrescentam que o útero é a parte de maior volume do trato genital, exibindo as diferenças específicas mais notáveis, apesar de que as formas mais extremas não ocorrem entre espécies

domésticas. Essas diferenças encontram uma explicação imediata na maneira de formação do trato reprodutivo a partir de dois ductos paramesonéfricos que crescem caudalmente, encontrando-se e fundindo-se um ao outro e com o seio urogenital mediano, a divisão urogenital da cloaca.

Estes autores observam ainda, que em algumas espécies, inclusive em muitos roedores, a fusão dos ductos se limita às porções mais caudais, contribuindo para a formação da vagina; as partes mais craniais permanecem distintas e o útero, portanto, consiste em tubos pares que se abrem separadamente na vagina (útero duplo-útero duplex). Ao contrário, na mulher e na maioria de outros primatas, a fusão é muito mais extensa e apenas as tubas uterinas permanecem pares; um útero mediano com um único lúmen sem divisão está presente.

O útero dos animais domésticos é constituído por um corpo, que difere em tamanho mediante a espécie, e pelos cornos uterinos, os quais se estendem até os ovidutos. Os cornos uterinos podem estar completamente livres, no caso da égua, ou unidos, em graus diferentes por sua porção caudal, formando um tubo duplo, uniforme externamente, tal qual ocorre nos ruminantes, suínos e carnívoros. O corpo do útero, na égua, prolonga-se pelos cornos uterinos, os quais se situam divergentes, em seu extremo cranial; os cornos apresentam a mesma longitude que o corpo, dirigindo-se craniodorsalmente. Nos ruminantes, o corpo é curto e também se prolonga pelos cornos uterinos, que nestes animais, se caracterizam por se apresentarem enrolados até os ovidutos tornando-se livres e independentes, embora unidos pelo ligamento intercornual no limite visível entre os cornos e o corpo uterino aparente. O útero da porca apresenta as mesmas relações que o dos ruminantes, embora a porção livre dos cornos seja grande, formando sinuosidades com aspecto de alças intestinais; na desembocadura dos cornos na cavidade uterina, existem formações, que evitam a entrada simultânea de dois embriões (SCHWARZE & SCHRÖDER, 1970; NICKEL et al. 1979 e DYCE et al. 2004).

Ainda para estes mesmos autores, nos carnívoros a parte livre dos cornos uterinos é grande e apresenta percurso quase reto, em forma da letra "V". O tubo duplo da porção unida que forma o corpo do útero aparente é muito curto, e a relação que

existe entre o corpo aparente do útero e as porções livres é de 1:3. A parte mediana do útero apresenta um segmento de parede muito espessada - a cérvix, cuja porção vaginal projeta-se no lúmen da vagina. O lúmen da cérvix (canal cervical) fica constricto e freqüentemente quase ocluído por pregas mucosas, abrindo-se na região do corpo do útero, no óstio interno; o corpo geralmente é um segmento muito menor nas espécies domésticas, embora as proporções variem e a divisão do seu interior nem sempre é externamente óbvia, já que um septo interno pode dividir parcialmente um espaço aparentemente simples.

O comprimento dos cornos uterinos das espécies domésticas varia extremamente e raramente surpreende o fato de serem mais longos nas espécies múltiparas. Sua disposição também varia, são caracteristicamente enrolados nos ruminantes, estreitos e divergentes em éguas e cadelas, e dispostos em alças semelhantes ao intestino nas porcas. O cérvix geralmente fica dentro da cavidade pélvica, interposta entre o reto e a bexiga, mas o corpo e os cornos do útero tipicamente ficam dentro do abdome, sobre a massa de intestinos (SCHWARZE & SCHRÖDER, 1970; NICKEL et al. 1979 e DYCE et al. 2004).

Quanto à situação do útero, estes tratadistas relatam que ele se situa, em parte, na cavidade pélvica e, em parte na cavidade abdominal. O peritônio existente de cada lado, na parede lateral e dorsal da cavidade pélvica suspende este órgão constituindo o mesométrio, que também o recobre, formando o perimétrio. O mesométrio é constituído por uma dupla prega e converte-se, de cada lado, cranialmente no mesovário e na mesossalpinge, além de formar, lateralmente, uma pequena prega que se denomina ligamento redondo do útero. O corpo do útero se limita dorsalmente com o reto e ventralmente com a bexiga urinária. Os cornos uterinos e uma parte do corpo estão posicionados dorsalmente, sobre as alças intestinais, ou entre elas. Os extremos dos cornos uterinos estão situados nas proximidades dos ovários.

A partir da ocorrência e evolução da prenhez, o tamanho, a posição, o formato e as relações do útero são afetados e essas alterações se tornam cada vez mais notáveis à medida que a gestação avança (SCHWARZE & SCHRÖDER, 1970; NICKEL et al. 1979 e DYCE et al. 2004).

Segundo KÖNIG & LIEBICH (2004), o útero (do grego *Metra*, *Hystera*, do latim *Uterus*) forma-se embriologicamente, como a tuba uterina e a vagina, dos ductos de Müller, que, nos animais domésticos, permanecem afastados extensamente, como cornos uterinos na região cranial. A origem de um útero bicórneo é caracterizada por: dois cornos uterinos (*Comua uteri*), um único corpo uterino e um colo uterino.

Para estes autores, os dois cornos uterinos, nos carnívoros, estendem-se na cavidade abdominal alcançando a bolsa ovárica, que se encontra caudalmente aos rins. Na porca, os cornos uterinos são flexuosos. Na vaca, na ovelha e na cabra, os cornos uterinos são arqueados e suas extremidades aproximam-se do plano mediano, cranialmente ao púbis. Na égua, as extremidades dos cornos uterinos se afastam na direção dos rins, ao passo que o corpo do útero se relaciona com as alças intestinais. O corpo uterino é mais amplo na égua. Na porca, um curto septo mediano divide o segmento cranial do corpo do útero; na vaca, este septo se projeta até as proximidades do colo. Externamente, esta divisão não é visível.

Observam ainda, que o colo uterino representa o fechamento do útero, com parede espessa e facilmente palpável, cujo lúmen abre-se somente durante o cio e o nascimento. O canal do colo inicia-se no óstio uterino interno e termina no óstio uterino externo, comunicando-se com a vagina.

No fechamento do canal do colo, formam-se pregas da mucosa, que se intercalam, na vaca, na ovelha e na cabra, como anéis fibrosos transversos, na forma de pregas circulares (*Plicae circulares*) e, na porca, em forma de elevações cônicas (*Pulvini cervicales*). Na égua, na cadela e na gata, são encontradas, neste local, pregas longitudinais (*Plicae longitudinales*). A secreção das glândulas cervicais forma um tamponamento mucoso que contribui para a oclusão do canal do colo durante a gestação.

Ainda sobre o colo uterino os autores acima citados, mencionam que, na vaca e na égua, ele se projeta na luz vaginal como porção vaginal, sendo circundado neste local pelo fórnice vaginal. Na porca e na cadela, o útero se abre de forma gradual, ao passo que na gata observa-se uma pequena elevação em forma de botão.

Consultando tratados e trabalhos específicos aos roedores e aos lagomorfos, verificou-se que GREENE (1955) e SMALLWOOD (1992) relataram para a fêmea do rato a ocorrência de dois cornos uterinos aparentemente fusionados em sua porção final, mas que são completamente separados; cada um continua-se por seu próprio canal cervical. GREENE (1955) acrescentou que nesses animais a vagina é fechada por uma membrana ou “plug”, até o início da puberdade; SMALLWOOD (1992) descreveu ainda que, diferentemente do rato que apresenta útero duplex e vagina simples, o camundongo tem um canal cervical simples e seu útero é bicornico.

Na descrição anatômica dos órgãos reprodutivos da capivara, OJASTI (1973), registrou que a histologia do trato reprodutivo da fêmea de capivara é semelhante ao encontrado em outros roedores. As capivaras, assim como outros roedores, apresentam o útero do tipo duplex e os cornos estão interligados por duas aberturas craniais da cérvix, que se fundem em uma única abertura caudal, a qual se comunica com a vagina.

Sobre o útero das cobaias, COOPER & SCHILLER (1975) relataram que este órgão é bicornuado, compondo-se, além dos dois cornos uterinos, de um corpo e de um cérvix; possui o formato da letra “Y”, é alongado, pois se estende do oviduto, localizado cranialmente a ele, até a vagina, situada em seu aspecto caudal; é a estrutura mais alargada do trato reprodutivo da fêmea. Situam-se na porção dorsal da cavidade peritoneal e apresentam-se dorsalmente flutuantes; o corno uterino esquerdo é levemente enrolado devido sua relação com o rim esquerdo, o qual é mais baixo que o direito. Os cornos convergem medialmente na porção caudal da cavidade peritoneal, formando o corpo uterino. Neste ponto os cornos são também unificados por uma prega fina e triangular, o ligamento intercornual. Os cornos situam-se adjacientemente à parede abdominal, mas associam-se intimamente com o ceco, bexiga urinária e trato intestinal.

Quanto ao corpo do útero das cobaias, COOPER & SCHILLER (1975) referendaram que este se estende da convergência dos cornos, posicionada cranialmente, até o cervix, caudalmente. Situa-se dorsalmente à bexiga urinária e ventralmente ao cólon descendente, sendo, portanto, delimitado somente pela cavidade

peritonal. Dorsoventralmente é flutuante e amplo como os cornos. Internamente um grosso septo muscular, o palato uterino, delimita a partição mediana entre os dois cornos uterinos, terminando a uma curta distância cranial do cervix. PARKES (1956) citado por COOPER & SCHILLER (1975) aludiu que em alguns animais, o lúmen do útero é totalmente separado por este septo, o qual se estende até o cervix. Segundo estes autores, o cervix é um conduto pélvico na principal porção da cavidade peritonal entre o corpo, cranialmente, e a vagina, caudalmente. Externamente, é distinguido por uma barra transversa espessada, firmemente limitada pelo aspecto dorsal da parede da bexiga urinária. Internamente, o canal cervical apresenta pregas longitudinais delgadas, as quais se abrem na vagina. O cervix aparece como uma papila arredondada dentro do fórnix da vagina.

Sobre o útero da paca, MATAMOROS (1981) relatou que este é bicórnico e os cornos uterinos estão unidos externamente por meio de uma membrana delgada, formando um falso corpo.

O hamster apresenta dois cornos uterinos que se continuam em canais cervicais separados, os quais se unem no cervix e este apresenta apenas um óstio uterino externo. O ligamento largo do útero da cobaia contém grande quantidade de tecido adiposo que deve ser removido para permitir a visualização da tuba uterina e do ovário; o útero das fêmeas dessa espécie é bicórnico típico, externamente, assemelha-se ao da cadela, embora internamente, o corpo do útero esteja dividido nos cornos direito e esquerdo, separados por um velo formado pela fusão da parede medial, como no ruminante, a fusão do corpo do útero é bem curta, como a uretra e a vagina nunca se unem não há vestíbulo. Assim como ocorre no rato, no coelho cada corno uterino continua-se por um canal cervical separado, apresentando útero duplo e vagina simples (SMALLWOOD, 1992).

HILLYER & QUESENBERRY (1997) descreveram que a fêmea da cobaia tem cornos uterinos pareados e um curto corpo do útero; um simples orifício da cervix abre-se na vagina. Esses animais têm uma membrana fechando a vagina a qual se abre no estro, no parto e, em alguns animais, por volta do 26^o ao 27^o dias de gestação.

Sobre o miocastor (*Myocastor coypus*), FELIPE et al. (1998) descreveram que o útero duplex mostra variações regionais no lúmen, glândulas endometriais ao longo de toda superfície e uma larga cervix fibromuscular com a presença de pseudoglândulas. A mucosa endocervical apresenta, claramente, um sistema complexo de pregas coberto por secreção mucosa do epitélio.

Para GRAY et al. (2001), em roedores (ratos e camundongos) a fusão do ducto paramesonérfico ocorre entre o 15^o e 16^o dia gestacional, é parcial, e produz um útero bicornuado.

O útero do porco espinho se apresenta bicornuado, sendo composto por dois cornos uterinos separados por um palato uterino, além de um pequeno corpo uterino e do cérvix (MAYOR et al. 2002)

PRAAG (2003) referiu-se ao útero de coelho como duplex, ou seja, é formado por dois cornos independentes e cada um deles possui sua própria cervix.

BESSELSSEN (2003) aludiu que o útero da fêmea do rato (*Mus musculus*) é duplex e os cornos uterinos comunicam-se exatamente antes do início da cervix. Este autor informa ainda, que os úteros de ratas de laboratório (*Rattus norvegicus*), também são duplex e seus cornos uterinos continuam-se em dois canais cervicais distintos.

Quanto ao útero do hamster, BESSELSSEN (2003) registrou que este é duplex, apresentando dois canais cervicais que convergem para uma única abertura cervical externa. Já, sobre o trato reprodutivo do porquinho da Índia, este autor descreve que ele é formado de dois cornos uterinos, os quais se abrem no interior da cervix, havendo uma única abertura cervical externa na vagina.

Especificamente ao útero de cutias, GUIMARÃES (1993) relatou que esta espécie apresenta útero do tipo duplo e que este órgão é formado por dois cornos uterinos, uma única cérvix, com dois orifícios distintos que se comunicam com o útero, além de um canal único ligando a vagina.

ARAUJO et al. (2002), estudando a macroscopia do útero desses animais, citaram que nas cutias, o útero não deveria ser classificado como duplo, contudo, não propuseram uma nova classificação para este órgão, nestes roedores.

MOURA et al. (2003) analisaram as características anatômicas do útero de cutias, descrevendo-as da seguinte maneira: o corpo uterino mostrou-se pequeno, envolvido por uma membrana única externa e internamente separada por um septo espesso, formando dois canais que desembocam isoladamente na cérvix. Esta estrutura consistente apresentava dois orifícios na sua porção cranial e uma abertura única caudal, assim, o útero da cutia, ao apresentar dois cornos, um falso corpo (externamente único e internamente duplo, separados por um septo) e uma cérvix única com dupla abertura cranial, além de um canal único ligando-a a vagina, foi classificado por estes autores, em útero duplo parcial.

2.3 ASPECTOS MICROSCÓPICOS DO ÚTERO DOS MAMÍFEROS

Pertinente ao útero das espécies domésticas, SCHWARZE & SCHRÖDER (1970); NICKEL et al. (1979) e DYCE et al. (2004) relataram que este órgão possui as seguintes camadas: serosa, muscular e mucosa, conhecidas como perimétrio, miométrio e endométrio, respectivamente. A túnica serosa atinge o útero por extensão do ligamento largo de suporte. O músculo está arranjado em camadas: a longitudinal externa delgada e a circular interna mais espessa, separadas por um estrato bastante vascularizado de tecido conjuntivo. A camada muscular externa estende-se (como o paramétrio) nos ligamentos largos de suporte. Tecido conjuntivo denso mistura-se ao músculo do cérvix tornando-o uma parte indistinta do trato, na maioria das vezes.

DYCE et al. (2004) referiram-se ao endométrio como sendo espesso e seu relevo superficial varia entre as espécies, é mais notável nos ruminantes, onde numerosas elevações permanentes (carúnculas) marcam os locais de firme ligação entre as membranas embrionárias durante a gestação. Inúmeras glândulas tubulares abrem-se em sua superfície, na qual o epitélio é geralmente colunar simples. A mucosa dentro do cérvix é notavelmente modelada tanto por pregas longitudinais quanto circulares, cujas interdigitações auxiliam a fechar a passagem. O muco secretado pelas glândulas cervicais obstrui o canal na maioria das vezes e, assim, auxilia separar o útero da vagina. A passagem só fica aberta durante o estro e imediatamente antes, durante e por curto tempo, após o parto.

Para os animais domésticos, DELLMANN et al. (1982) descreveram que a parede uterina é constituída de três camadas: a mucosa ou endométrio, a muscular ou miométrio, e a serosa ou perimétrio. O endométrio é constituído por epitélio superficial é simples cilíndrico na égua e na cadela. Na porca e nos ruminantes é pseudo-estratificado cilíndrico, sendo que em áreas isoladas o epitélio pode ser cúbico. A camada superficial da lâmina própria submucosa consiste em tecido conjuntivo frouxo ricamente vascularizado com muitos fibroblastos. Inúmeros macrófagos e mastócitos estão presentes na lâmina própria. Heterófilos, eosinófilos, linfócitos e células plasmáticas penetram na lâmina própria a partir do sangue. Muitos melanóforos estão presentes na lâmina própria do útero da ovelha.

Para DELLMANN et al. (1982) a camada profunda da lâmina própria submucosa consiste em tecido conjuntivo frouxo e é muito menos celular que a camada superficial. Nos ruminantes jovens, especialmente durante o estro, grandes espaços teciduais irregulares contendo líquido tecidual intercelular estão presentes. A presença de líquido tecidual excessivo no endométrio durante o estro é denominada edema endometrial. Glândulas simples, tubulares ramificadas espiraladas, revestidas de epitélio simples cilíndrico ciliado e não-ciliado, estão presentes por todo o endométrio, exceto nas áreas de carúnculas dos ruminantes. A ramificação e o espiralamento das glândulas são extensas na égua; enquanto menor ramificação é observada nos carnívoros. Cúspides endometriais ocorrem na égua no início da gravidez após invasão endometrial por células fetais.

DELLMANN et al. (1982) mencionaram ainda que nos primatas o endométrio é dividido em duas camadas. A camada superficial, denominada zona funcional (composta de uma camada compacta e esponjosa), é perdida durante cada período menstrual. Uma delgada camada profunda, a zona basal, persiste por toda a menstruação; a zona funcional é restaurada a partir desta camada após cada período menstrual. As camadas, compacta e esponjosa dos primatas são análogas às camadas superficial e profunda da lâmina própria submucosa do útero nos mamíferos domésticos, especialmente na cadela. Uma pequena zona "basal", contendo as

extremidades das glândulas endometriais, também pode estar presente nos outros mamíferos, além dos primatas.

Estes mesmos autores acrescentaram ainda que nos ruminantes, espessamentos circunscritos da lâmina própria submucosa, denominados carúnculas, estão presentes. Elas são ricas em fibroblastos e possuem um extenso suprimento sanguíneo. Quatro fileiras, com aproximadamente 15 carúnculas cada uma, estão presentes em cada corno uterino dos ruminantes. Elas mostram o formato de um domo na vaca e de uma taça (isto é, um domo com uma depressão central) na ovelha. A carúncula forma a parte materna do placentoma; o cotilédone é a parte fetal do placentoma. As áreas de contacto íntimo entre tecidos placentários materno e fetal, onde ocorre intercâmbio metabólico que são denominados de placentoma; que segundo KÖNIG & LIEBICH (2004), sobre a construção do útero, afirmaram que em um corte na parede do útero, são identificadas três camadas: camada mucosa, endométrio, camada muscular, miométrio camada serosa, perimétrio. A camada mucosa, ou endométrio, reveste internamente a cavidade uterina. Sua resistência é dependente de cada um dos estágios do ciclo. Na sua superfície desemboca um grande número de glândulas tubulares uterinas. Na vaca, ovelha e cabra, encontram-se, no endométrio, organizadas em quatro fileiras irregulares de algumas elevações, as carúnculas (vaca 80- 120), nas quais a placenta se fixa firmemente durante a gestação com o auxílio de cotilédones. Uma carúncula e um cotilédone correspondente formam juntos um placentônio. Sobre a mucosa, encontra-se um envoltório muscular em duas camadas, o miométrio. Neste o tecido conjuntivo separa um estrato vascular, representado pela camada circular interna, de uma camada muscular orientada longitudinalmente. Externamente, o útero é recoberto por uma túnica serosa, o perimétrio. Na sua margem mesometrial, as duas lâminas serosas do ligamento largo do útero separam-se uma da outra. Neste local, encontra-se um grande número de ramificações vasculares, fibras nervosas autônomas e fibras motoras. As últimas originam-se predominantemente da camada muscular longitudinal do miométrio sendo este segmento do útero denominado de paramétrio.

Sobre o miométrio, DELLMANN et al. (1982) citaram que ele consiste numa espessa camada circular interna e uma camada longitudinal externa de células

musculares lisas que aumentam de número e tamanho durante a gravidez. Entre as duas camadas, ou profundamente na camada interna, há uma zona vascular constituída de grandes artérias, veias e vasos linfáticos. Estes vasos se comunicam com o endométrio e são especialmente bem desenvolvidos nas regiões das carúnculas dos ruminantes.

Quanto ao perimétrio, estes mesmos autores, afirmaram que ele consiste em tecido conjuntivo frouxo coberto pelo mesotélio peritoneal, e possui células musculares lisas, além de numerosos vasos linfáticos e sanguíneos e fibras nervosas presentes nesta camada. O perimétrio, a camada longitudinal do miométrio e a zona vascular do miométrio são todos contínuos com as estruturas correspondentes do ligamento largo do útero.

Ainda para DELLMANN et al. (1982), o cérvix ou colo do útero, possui parede espessa, muscular e rica em fibras elásticas. A mucosa forma pregas altas com pregas secundárias e terciárias. Na vaca estão presentes quatro grandes pregas circulares e 15 a 25 pregas longitudinais, cada uma das pregas com muitas outras secundárias e terciárias. As pregas podem dar uma falsa impressão de estrutura glandular. As glândulas uterinas não se estendem até o cérvix, na maior parte das espécies, e os elementos glandulares presentes são em sua maioria mucossecretores.

Estes autores referiam-se ao epitélio do cérvix como sendo simples cilíndrico com muitas células mucigênicas e presença de células calciformes. Quantidades crescentes de muco são secretadas durante o estro e a gravidez; grande parte do muco passa para a vagina. Na gravidez, o muco torna-se denso para formar um lacre cervical. Uma pequena proporção das células epiteliais é ciliada em determinadas espécies. Glândulas tubulares simples são observadas nos pequenos ruminantes e na porca.

Quanto à lâmina própria, DELLMANN et al. (1982) relataram que ela consiste em tecido conjuntivo denso irregular, o qual se torna edematoso e assume uma estrutura frouxa durante o estro. Na égua e na cadela, plexos venosos estão presentes na parte profunda da lâmina própria-submucosa. Muitos pequenos feixes de fibras nervosas, ligeiramente mielínicos ou amielínicos estão presentes na lâmina própria- submucosa e na túnica muscular.

Estes mesmos autores informaram que a túnica muscular consiste numa camada muscular lisa circular interna e uma camada longitudinal externa, com fibras elásticas proeminentes na camada circular. As fibras, tanto musculares como elásticas, são importantes no restabelecimento da estrutura cervical após o parto. As camadas musculares do cérvix são contínuas com as do corpo do útero e as da vagina. A camada muscular circular do colo uterino está variadamente modificada nas diferentes espécies. O espessamento e os pregueamentos da camada circular ocorrem na região das pregas circulares ou proeminências nos pequenos ruminantes e na porca. Na égua e na vaca, a camada muscular circular espessada forma o corpo da parte intravaginal do cérvix. O orifício da parte intravaginal do cérvix, na cadela, está circundado por uma alça das camadas musculares longitudinal interna e circular da vagina. A túnica serosa do cérvix é constituída de tecido conjuntivo frouxo. Um ducto longitudinal do epoóforo (ducto de Gartner) pode estar presente nesta camada em um ou em ambos os lados.

Sobre o útero dos animais domésticos, BANKS (1992) citou que a parede desse órgão é dividida em três regiões diferentes: endométrio, miométrio e perimétrio, os elementos murais e sua organização são semelhantes aos que ocorrem em outros órgãos tubulares viscerais. A morfologia do útero muda em sincronia com o ciclo estral. O endométrio é a camada mucosa. O epitélio da mucosa é prismático simples, mas áreas de epitélio pseudoestratificado prismático ciliado podem ser encontradas na porca e na vaca, podendo ocorrer também focos isolados de epitélio cúbico.

Quanto às glândulas uterinas, BANKS (1992) observou que são tubulares simples ou ramificadas. Sua extremidade distal tem um grau de enovelamento variável, o qual é espécie-dependente. Os produtos de secreção do epitélio de revestimento e glandular incluem o muco, lipídios, glicogênio e proteínas. Essas glândulas se estendem para a lâmina própria submucosa, a qual é formada por tecido conjuntivo frouxo hiperplásico composto por numerosas células da defesa, células mononucleares e polimorfonucleares. Nos ruminantes, algumas regiões da lâmina própria submucosa são altamente vascularizadas e desprovidas de glândulas. Estas carúnculas não têm glândulas uterinas, sendo os pontos onde os tecidos maternos entram em contato com as membranas extra-embriônicas. O tecido conjuntivo periférico da lâmina própria

submucosa é menos celular que o subepitelial. No tecido conjuntivo da região caruncular da ovelha, muitos melanócitos estão presentes.

Segundo GARTNER (1999) e JUNQUEIRA & CARNEIRO (2008), o útero é uma estrutura única, espessa, em forma de pêra, cuja parede é composta por endométrio, miométrio e adventícia ou serosa. O endométrio, ou mucosa de revestimento do útero, é composto por epitélio cilíndrico simples e uma lâmina própria. O epitélio é constituído por células cilíndricas secretoras não ciliadas e células ciliadas, enquanto que a lâmina própria abriga glândulas tubulares simples e ramificadas que se estendem até o miométrio. Embora as células glandulares lembrem aquelas do epitélio superficial, não existem células ciliadas nas glândulas. O tecido conjuntivo denso, irregular e colagenoso da lâmina própria é altamente celular e contém células de forma estrelada, macrófagos, leucócitos e fibras reticulares abundantes.

A espessa parede muscular do útero, o miométrio é composto por três camadas de músculo liso. O músculo longitudinal forma as camadas interna e externa, enquanto que a camada do meio ricamente vascularizada contém principalmente feixes de músculo liso arranjados circularmente. Esta região ricamente vascularizada abriga as artérias arqueadas e é denominado estrato vascular. Como o útero se estreita em direção ao cérvix, o tecido muscular diminui e é substituído por tecido conjuntivo fibroso. Na cérvix, o miométrio é composto por tecido conjuntivo denso irregular, contendo fibras elásticas e apenas um pequeno número de células musculares lisas esparsas (GARTNER, 1999 e JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2008).

Estes mesmos autores, ainda acrescentaram que por ser o útero inclinado anteriormente e posicionado contra a bexiga, grande parte da sua porção anterior é coberta por adventícia (tecido conjuntivo sem cobertura epitelial); sendo esta área retroperitoneal. O fundo e a porção caudal do corpo são cobertos por uma serosa, composta por uma camada de células mesoteliais pavimentosas, que repousam sobre um tecido conjuntivo frouxo.

Também segundo GARTNER, (1999) e JUNQUEIRA & CARNEIRO (2008), a cérvix é a porção terminal do útero que se projeta dentro da vagina. A luz da cérvix é revestida por epitélio cilíndrico simples muco-secretor; entretanto sua superfície

externa, onde a cérvix projeta-se dentro da vagina, é revestida por um epitélio estratificado pavimentoso não queratinizado, como o da vagina. A parede da cérvix consiste principalmente em tecido conjuntivo denso colagenoso que contém muitas fibras elásticas e apenas poucas fibras musculares lisas. A mucosa cervical contém glândulas cervicais ramificadas.

Para COOPER & SCHILLER (1975), nos roedores de laboratório há uma importante camada muscular longitudinal em cada corno, a qual se torna transversa caudalmente, na junção dos dois cornos; também, as camadas musculares longitudinais são proeminentes por todo o corpo.

Para a paca (*Agouti paca*), MATAMOROS, (1981) reportou que o lume uterino está constituído por uma mucosa com grandes pregas ramificadas de epitélio cilíndrico simples. A lâmina própria é formada por tecido conjuntivo frouxo e a túnica muscular compõe-se por fibras musculares lisas. O mesmo autor acrescenta que o endométrio do corno vazio de fêmeas prenhes apresenta glândulas uterinas desenvolvidas; o epitélio é cilíndrico e a túnica muscular delgada revestia-se pela túnica serosa. O útero da fêmea jovem também apresenta endométrio desenvolvido, com numerosas glândulas uterinas; a camada muscular é mais delgada, compondo-se de uma camada interna de músculo circular com fibras dispersas e uma camada externa de músculo longitudinal liso.

Sobre o miocastor (*Myocastor coypus*), FELIPE et al. (1998) descreveram que há variações regionais no lúmen uterino desses animais, no qual observou glândulas endometriais ao longo de toda sua superfície e uma cérvix larga, de estrutura fibromuscular com presença de pseudoglândulas. A mucosa endocervical compõe-se de um complexo sistema de pregas, coberto por secreção mucosa do epitélio.

Com relação aos ratos e comundongos, GRAY et al. (2001) reportaram que no nascimento, o útero destas espécies perdem as glândulas endometriais, sendo formado por um epitélio simples apoiado por um mesênquima indiferenciado. A adenogênese acontece de 9 a 15 dias após o nascimento e resulta no desenvolvimento de glândulas tubulares simples que, ao contrário das glândulas endometriais dos ungulados, não é acentuadamente espiralada nem extensivamente ramificada.

MAYOR et al. (2002) observaram que em fêmeas prenhes e não prenhes, do porco-espinho os cornos uterinos e o corpo do útero apresentam epitélio pseudoestratificado colunar ciliado contendo poucas glândulas tubulares simples. Ainda para estes roedores, MAYOR et al. (2003) relataram que a cérvix uterina é composta por um tubo firme, muscular e espesso com uma papila projetando para dentro da vagina.

Sobre o útero dos catetos (*Tayassu tajacu*), MAYOR et al. (2004) citaram que a camada endometrial dos dois cornos uterinos e do corpo é constituída de epitélio monoestratificado colunar ciliado. Este autor ainda alude que fêmeas prenhes e fêmeas em fase lútea possuem maior desenvolvimento hiperplásico das glândulas endometriais simples tubulares do que as fêmeas na fase folicular.

YIN & MA (2005), em estudo sobre o desenvolvimento do trato reprodutivo feminino dos mamíferos, relataram que a adenogênese uterina típica inclui a invaginação epitelial, formação do botão e tubulogênese, seguido de morfogênese ramificada. Diferentemente dos primatas e ungulados, as glândulas do útero do roedor não sofrem morfogênese ramificada e espiralada, resultando em uma estrutura mais simples, menos enovelada.

Segundo CARMICHAEL & MARSHALL (1907), a remoção dos ovários de animais adultos (roedores) leva à fibrose considerável do estroma uterino e à redução de seu tamanho (marcadamente na membrana mucosa). As glândulas endometriais praticamente desaparecem. O epitélio superficial, por outro lado, permanece normal, porém degenerado em algumas porções, com células vacuolizadas. A parede muscular não sofre muita degeneração, mas se mostra mais fina que o usual. Superficialmente, o útero se torna visivelmente menor. Assim, o útero sofre influência dos hormônios provenientes dos ovários.

Estudando o efeito da aplicação prolongada de altas doses de hormônio folicular no útero de coelhos, ZONDEK (1936) observou que o hormônio folicular, em condições fisiológicas, produz uma hiperplasia da camada muscular e uma proliferação da membrana mucosa. Algumas alterações patológicas foram observadas mediante a aplicação prolongada de altas doses desse hormônio (hiperemia do miométrio e

endométrio, hiperplasia glandular cística do endométrio, supuração asséptica na cavidade uterina), estas mudanças podem ocorrer simultaneamente, porém ocorrem com mais freqüência em seqüência. Enquanto o hormônio folicular, aplicado em doses fisiológicas, tem um efeito estimulante, a aplicação prolongada de altas doses destrói o útero em coelhos.

2.4 ASPECTOS MICROBIOLÓGICOS DO UTERO E DA VAGINA DOS MAMÍFEROS

A flora vaginal dos animais domésticos é composta de uma mistura dinâmica de microorganismos aeróbicos, anaeróbicos facultativos e estritamente anaeróbicos, sendo constantemente introduzidas novas linhagens. A flora de microorganismos é variável durante o ciclo vital e várias de suas populações apresentam enzimas que lhes permitem sobreviver e multiplicar-se no ambiente vaginal. Muitas são preparadas enzimaticamente para sobreviver e se reproduzir nesse ambiente. Durante os períodos de alto conteúdo glicogênico, os organismos acidófilos predominam, mas outros organismos estão presentes entre o grupo heterogêneo, constituindo a flora normal (HAFEZ & HAFEZ, 2004).

Na flora vaginal normal de vacas são encontrados vários microorganismos, dentre eles o *Streptococcus zooepidemicus*, *Arcanobacterium pyogenes* e *Fusobacterium necrophorum*; fato semelhante ocorre na vagina de cadelas, onde, normalmente, a *Escherichia coli* está presente; todavia, estas bactérias causam piometra nestes animais (HIRSH et al. 2003).

Sabe-se que os hormônios possuem um papel à parte na proteção do sistema genital contra doenças, sobretudo no tocante à atividade da mieloperoxidase das células fagocíticas como a dos leucócitos e de neutrófilos polimorfonucleares desse sistema, que estão presentes em maior quantidade por época do estro, quando os níveis de estrogênios se elevam, aumentando o suprimento sanguíneo para o trato genital; nesta fase do ciclo estas atividades são importantes, pois a vagina e talvez o útero tornem-se contaminados com agentes potencialmente nocivos durante o coito (HIRSH et al. 2003).

Embora o útero não-prenhe seja relativamente resistente à infecção, a suscetibilidade ao patógeno varia durante o ciclo estral. No início do estro, a motilidade uterina aumenta sob a influência dos estrógenos, contribuindo para a expulsão mecânica de patógenos potenciais; além disso, os neutrófilos no lúmen uterino parecem estar particularmente ativos durante essa fase do ciclo. O útero torna-se mais vulnerável à infecção no diestro, quando aumenta a secreção de progesterona pelo corpo lúteo. Durante essa fase, a atividade fagocitária dos neutrófilos no lúmen uterino é reduzida, e produtos imunossupressores são secretados para o interior do lúmen. Todavia, estudos experimentais têm demonstrado susceptibilidade aumentada do endométrio estimulado pela progesterona contra patógenos oportunistas (QUINN et al. 2005).

Em estudo da microflora genital de ratas em idade reprodutiva verificou-se que predominam o *Streptococcus alfa* não hemolítica, *Pasteurella pneumotropica*, bacilos de difeteróides, *Staphylococcus epidermitis* e *Proteus mirabilis*, fato que possivelmente deve-se ao pH da vagina, que nesses animais é próximo a neutralidade (LARSEN et al. 1976).

A microbiologia da vagina, cérvix e útero de coelhos foi descrita por JACQUES et al. (1986) que observaram a variação e a freqüência dos microorganismos encontrados nestes órgãos. Na vagina e na cérvix foram isolados predominantemente, *Staphilolococcus* coagulase negativo, *Micrococcus* e *Bacillus* não fermentativos. No útero foi identificado o *Staphilolococcus* coagulase negativo, embora em pequeno número. O pH da vagina dos coelhos parece ser próximo a neutralidade. E mediante aos dados obtidos nesse trabalho, verificou-se que a flora genital feminina nesta espécie é relativamente simples, no tocante ao numero e ao tipo de microorganismos encontrados. Para estes autores a pesquisa de microorganismos deve ser realizada a partir da colheita de fragmentos teciduais, dos quais devem se obter alíquotas (0,1 mL) a partir da homogeneização ou da sonicação, que serão semeadas em diferentes meios de cultura, ágar sangue (ágar sangue tryptose contendo 5% de sangue de ovelha), ágar Manitol salgado, ágar MacConkey, ágar Rogossa SL e ágar Sabouraud dextrose. Foram incubados anaerobicamente a 37⁰C por 48 horas.

As bactérias do gênero *Proteus* são bacilos gram-negativos e pleomórficos, muito móveis, graças a seus flagelos peritricos. Fermentam a glicose e a sacarose, formando ácido e gás, mas não fermentam lactose. Em meios úmidos, os tipos móveis produzem colônias típicas amebóides que se difundem rapidamente pela superfície da placa. As formas imóveis dão colônias densas não difusas. Não se conhece a distribuição geográfica de *Proteus ammoniae*. Sua presença ocorre em muitas espécies diferentes e em diferentes tecidos, indicando que é onipresente e que suas infecções são esporádicas, devido a fatores predisponentes (MERCHANT & PACKER, 1970). *Proteus ammoniae* é um bacilo de 0,5 a 1,4 micra de tamanho. É móvel por seus flagelos peritricos. Não forma esporos nem cápsulas. Cora-se facilmente pelos corantes correntes em bacteriologia e é Gram-negativo. Suscetível a desinfetantes comuns e não suscetível a penicilina, mas a estreptomicina inibe seu crescimento (MERCHANT & PACKER, 1970).

Segundo KONEMAN et al. (2001), o gênero *Proteus* atualmente inclui quatro espécies nominadas: *Proteus vulgaris*, *Proteus mirabilis*, *Proteus myxofaciens* e *Proteus penneri* e quatro genospecies sem nome, anteriormente identificados como biogrupo 3 de *Proteus vulgaris*. O gênero *proteus* é encontrado em solos, água e materiais contaminados com fezes. As espécies de *proteus* mostram uma motilidade característica, em forma de ondas, ao longo de toda superfície de ágar não-inibidor. Deve-se suspeitar de espécie de *proteus* sempre que houver um crescimento disseminado. *Proteus mirabilis* é a espécie isolada com mais frequência em humanos, em particular como agente de infecções urinárias e feridas.

III. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ANIMAIS

Foram utilizadas oito cutias fêmeas, quatro delas nulíparas (animais 1, 4, 6 e 8) e quatro não nulíparas (2, 3, 5 e 7), classificadas dessa forma mediante inspeção do plantel, adultas, pesando $2,57 \pm 0,44$ kg, pertencentes ao Zoológico Municipal “Missina Palmeira Zancaner”, município de Catanduva, SP, alojadas em conjunto, sob manejo semi-livre e alimentadas por folhas, legumes e raízes. Analisou-se também o útero de uma peça anatômica de cutia a qual veio a óbito por motivos naturais e encontrava-se neste Zoológico, conservada congelada.

3.2 CONSIDERAÇÕES ÉTICAS

O projeto de pesquisa foi aprovado pela Comissão de Ética e Bem Estar Animal (CEBEA) da FCAV, Câmpus de Jaboticabal, UNESP, sob protocolo n° 008581-07, pois está de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal, adotado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (COBEA).

3.3 TÉCNICAS ANESTÉSICAS

Os animais foram capturados em sacos de polipropileno. Após a captura e contenção foi realizada a anestesia, os animais foram tranqüilizados com azaperone¹ (4 mg/kg) e meperidina² (4 mg/kg). Quinze minutos depois foram administradas cetamina³ (20 mg/kg) e xilazina⁴ (0,4 mg/kg), todos os fármacos pela via intramuscular.

¹ Stresnil® - Janssen Pharmaceutica, São Paulo, SP/Brasil.

² Dolossal® - Cristália Produtos Químicos e Farmacêuticos Ltda., Itapira, SP/Brasil.

³ Coopazine® - Schering-Plough Coopers Brasil Ltda., São Paulo, SP/Brasil.

⁴ Vetaset® - Fort Dodge Saúde Animal Ltda., Campinas, SP/Brasil.

Posteriormente, os animais foram colocados em decúbito esternal, com os membros pélvicos tracionados cranialmente, para administração da injeção epidural no espaço lombossacro, previamente identificado por palpação. Foi então injetada lidocaína⁵, na dose de 5 mg/kg, durante um minuto. A aplicação epidural estão ilustradas nas Figuras 1 e 2.

Foram avaliados o período de latência da associação anestésica (tempo entre a administração de xilazina/cetamina e o momento em que o animal permaneceu em decúbito lateral e permitiu a manipulação); período de latência da lidocaína epidural (tempo entre a injeção epidural e a perda do reflexo anal, do tônus muscular dos membros pélvicos e da resposta ao pinçamento do espaço interdigital e da falange proximal); o tempo hábil de analgesia (tempo entre a aplicação da lidocaína e o momento em que o animal respondeu de forma voluntária ao pinçamento do espaço interdigital e da falange proximal); a temperatura retal.

De todos os parâmetros registrados para os oito animais foram calculados as médias e seus respectivos desvios padrões.

⁵ Lidovet® - Bravet Ltda., Rio de Janeiro, RJ/Brasil.

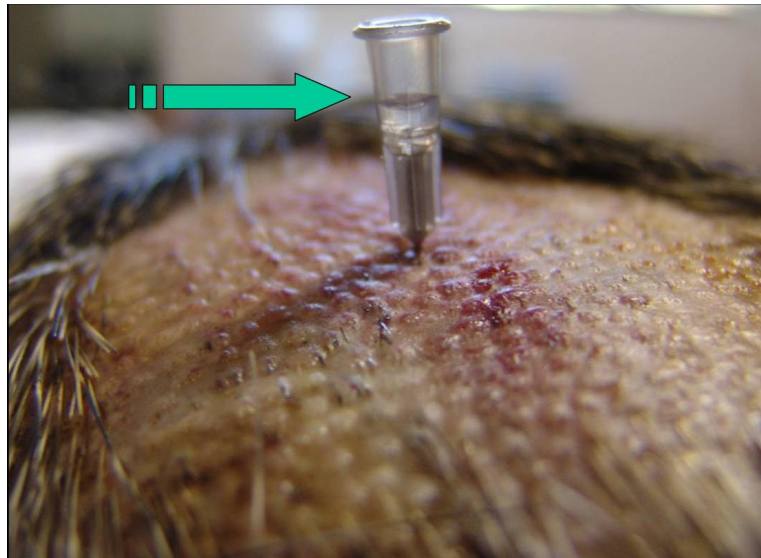


Figura 1. Fotografia da agulha posicionada, para anestesia epidural, no espaço lombossacro, na região da cauda eqüina, evidenciando-se a presença do líquido cefalorraquidiano (seta).



Figura 2. Fotografia da aplicação da Injeção de lidocaína no espaço epidural (dose de 5 mg/kg).

3.4 TÉCNICA CIRÚRGICA

A técnica cirúrgica empregada constou da técnica usual de ovariossalpingohisterectomia aplicada aos mamíferos de pequeno porte (FINGLAND, 1996; SLATTER, 1998; FOSSUM, 2002):

Assim, realizou-se ampla tricotomia e antissepsia do abdome ventral, desde a região da cartilagem xifóide até a região inguinal. Uma incisão foi feita na linha média, sentido pré-retroumbilical, abrangendo cerca de oito celsius; em sequência, identificou-se o ovário, o qual foi isolado, suspenso e exteriorizado, procedendo-se a ligadura do pedículo ovariano e liberação dos mesmos; em seguida, após adequada ligadura na porção final do corpo uterino realizou-se a ovariossalpingohisterectomia propriamente dita e efetuou-se as suturas de todos os planos, finalizando com a sutura da pele. Imediatamente, após a cirurgia, foi realizado curativo local com solução de iodo a 2%, colocado esparadrapo hipoalergênico⁶ sobre a sutura de pele e aplicados antibióticos⁷ (15.000U/kg de benzilpenicilina benzatina, 7.500U/kg de benzilpenicilina procaína, 7.500U/kg de benzilpenicilina potássica, 6,25mg/ kg de sulfato de diidroestreptomicina e 6,25mg/kg de sulfato de estreptomicina) e 0,020mg/kg de buprenorfina para analgesia.

3.5 ESTUDO MACROSCÓPICO

Os úteros das oito cutias (quatro nulíparas e quatro não-nulíparas) mediante registro foram analisados e documentados, macroscopicamente, evidenciando-se e registrando-se o útero de cada uma delas durante a ovariossalpingohisterectomia a que foram submetidas. Também para melhor ilustração e caracterização da morfologia macroscópica do útero da cutia, realizou-se a análise do útero de uma fêmea, que veio a óbito por motivos naturais e encontrava-se neste Zoológico, conservada congelada. Para tanto, após o descongelamento do animal, esta foi colocada em decúbito dorsal e procedeu-se o acesso a cavidade abdominal. Parte das vísceras abdominais foi

⁶ Micropore® - 3M do Brasil Ltda

⁷ Pentabiótico Veterinário®- Fort Dodge Saúde Animal Ltda

retirada, conservando-se apenas ovários, tuba uterina e útero, “in loco”, os quais foram fotografados.

3.6 ESTUDO POR MICROSCOPIA DE LUZ

Para a identificação das características microscópicas do útero das oito cutias, quatro nulíparas e quatro não nulíparas, colhidos mediante realização da ovariossalpingohisterectomia, foram retirados fragmentos das porções proximal, média e distal dos cornos uterinos.

Logo em seguida à colheita dos fragmentos, parte do material foi fixado em solução de Bouin e, posteriormente, foi incluído em paraplast (Histosec® - Merck) mediante realização de rotina histológica convencional seguida da microtomia em micrótomo automático (Leica-RM2155), com auxílio de navalhas descartáveis. Cortes de cinco micrometros (μm) foram corados com Hematoxilina-Eosina e Tricrômio de Masson, seguindo as metodologias propostas por TOLOSA et al. (2003).

A outra parte desses fragmentos, foi incluída em historesina (Historesin® - Leica/Germany) e inicialmente fixada em fixador de McDowell, que consiste em uma solução de paraformaldeído a 4% e glutaraldeído a 1% em tampão fosfato de Sorënsen 0,1M pH 7,4 por 24 horas. Depois de fixado, o material foi lavado em imersão no tampão fosfato de Sorënsen 0,1M pH 7,4 por uma semana e mantido em álcool 80%, solução no qual permaneceu até o momento em que foi incluído.

Para esta inclusão efetuou-se a etapa de infiltração, assim, os fragmentos foram imersos em álcool 80% + resina (3:1 e 1:1 v/v) por 4 horas. Após este período, realizou-se a inclusão, que consistiu em misturar a resina com o endurecedor, colocar essa mistura nos moldes de polietileno (histomold) e distribuir, em seguida, os fragmentos do material nestes moldes. A placa de moldes foi levada para a estufa a 47°C até a polimerização.

Na fase seguinte o material foi seccionado em micrótomo automático (Leica-RM2155), utilizando navalhas de vidro, obtendo-se cortes de 1 a 3 μm , que foram corados com Hematoxilina-Phloxina B e Azul de Toluidina a 1% e 0,5%.

As preparações histológicas foram analisadas e algumas observações fotomicrografadas em fotomicroscópio (Leica, DM5000 B) para a documentação.

3.6.1 HISTOMORFOMETRIA UTERINA

Com o intuito de obter resultados mais precisos quanto às possíveis diferenças entre o útero de cutias adultas nulíparas e não nulíparas, e devido às diferenças observadas microscopicamente, quanto à extensão da camada mucosa deste órgão, nestes animais, realizou-se a histomorfometria uterina, com o auxílio de um programa de computador “Leica Application Suite (LAS)” e do microscópio (Leica, DM5000 B), relacionando a medida de todas as camadas uterinas, em conjunto, com a medida da camada mucosa, conforme demonstrado na Fig. 3. Padronizou-se mensurar as preparações em historresina, coradas em Hematoxilina-Phloxina e aumento com objetiva 5 vezes, referentes à região intermediária dos cornos uterinos.

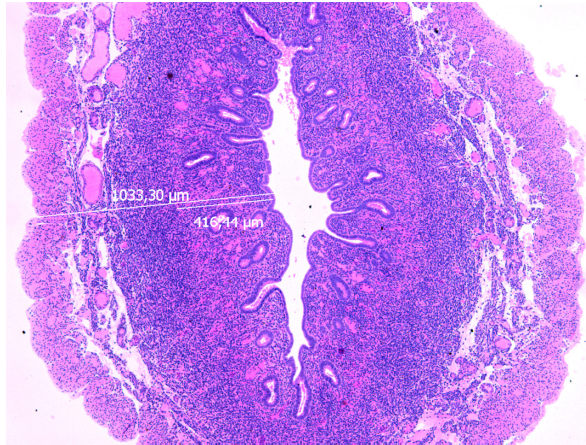


Figura 3. Fotomicrografia evidenciando a padronização da mensuração da espessura do útero de uma cutia adulta não nulípara (Coloração HP – 5X), onde se observa tanto a medida da camada mucosa (416,44 μM) quanto à medida da espessura total do órgão (1033,30 μM).

3.7 ANÁLISE MICROBIOLÓGICA DO ÚTERO E VAGINA

A análise microbiológica foi realizada durante o procedimento cirúrgico. Assim, *swabs* estéreis foram introduzidos na vagina e em cada corno uterino, após realização de pequena incisão (FIGURA 4). Em seqüência, os *swabs* com o material colhido foram colocados em meio ágar base e refrigerado a 9°C por seis horas. As amostras foram semeadas em ágar *Sabouraud* (específico para o crescimento de fungos) e em TSA (ágar tripton – soja) (meio de cultura inespecífico ao crescimento de microrganismos, podendo crescer, tanto bactérias como fungos), e incubadas por 48 horas a uma temperatura de 36°C.

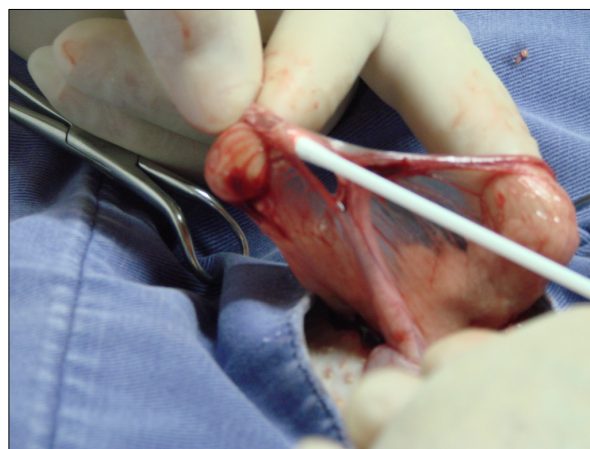


Figura 4. Fotografia do momento da introdução do *swab* estéril no corno uterino de cutia, para a colheita do material a ser analisado microbiologicamente.

IV. RESULTADOS

4.1 ANESTESIA EPIDURAL E TÉCNICA CIRURGICA EMPREGADA

Alem de avaliar o emprego da anestesia epidural, observou-se também o procedimento anestésico (leve sedação e anestesia epidural).

No procedimento anestésico verificaram-se os seguintes aspectos: os períodos de latência da associação anestésica e da lidocaína foram de $4,00 \pm 1,51$ e $6,87 \pm 2,35$ minutos, respectivamente, e o período hábil de analgesia foi de $115 \pm 12,49$ minutos. A temperatura retal diminuiu, em média, $2,12 \pm 0,86$ °C desde o começo da anestesia até o final do período hábil de analgesia (TABELA 1). Todos os animais se recuperaram de forma satisfatória, sem apresentar sinais de excitação e não foram observadas complicações decorrentes da técnica epidural.

Tabela 1. Média e desvio padrão (DP) da temperatura corporal e do período de analgesia, em cutias tranqüilizadas com azaperone (4mg/kg) e meperidina (4 mg/kg), cetamina (20mg/kg) e xilazina (0,4mg/kg). Jaboticabal, SP.

| | CUTIA | | | | | | | | Média | DP |
|--------------------------------------|------------|------------|------------|------------|-----------|------------|------------|------------|-------------|--------------|
| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | | |
| Temperatura Retal (°C) | 37,6 | 37,0 | 39,5 | 38,9 | 37,9 | 36,5 | 38,5 | 36,7 | 37,9 | 1,08 |
| Diminuição da temperatura retal (°C) | 1,2 | 0,5 | 3,0 | 2,3 | 2,9 | 2,7 | 2,3 | 2,1 | 2,12 | 0,86 |
| Latência Inicial (min) | 7,0 | 3,0 | 4,0 | 4,0 | 4,0 | 3,0 | 2,0 | 5,0 | 4,0 | 1,51 |
| Latência Final (min) | 7,0 | 6,0 | 6,0 | 6,0 | 8,0 | 6,0 | 12,0 | 4,0 | 6,87 | 2,35 |
| Tempo de analgesia (min) | 122 | 118 | 111 | 115 | 99 | 140 | 104 | 111 | 115 | 12,49 |

Pelo fato de não se ter verificado na literatura compilada descrições sobre técnicas cirúrgicas específicas para cutias, optou-se por empregar, nos animais deste trabalho, a técnica usualmente utilizada na realização da ovariosalpingohisterectomia em animais de pequeno porte, verificando-se que este procedimento foi adequado à espécie em questão, pois propiciou o acesso conveniente para a manipulação dos

órgãos alvo. Na Figura 5 estão registradas algumas etapas da técnica cirúrgica realizada.



Figura 5. Em **A**, evidencia-se na fotografia o animal contido química e fisicamente, também se observa ampla tricotomia no local da incisão, Em **B**, verifica-se a fotografia da assepsia do local do procedimento cirúrgico. Em **C**, está registrada a incisão pré-retroumbilical (seta vazada). Em **D**, pode-se visualizar o útero (seta) e a bexiga (b) no momento do procedimento cirúrgico.

4.2 TOPOGRAFIA E CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS DO ÚTERO DE CUTIA

Em todos os espécimes examinados observou-se que o útero da cutia localiza-se na região sublombar, caudalmente aos rins, em continuação aos ovários e as tubas uterinas, estendendo-se até a entrada da pelve, onde se posiciona dorsalmente à bexiga, situação esta que permite registrar na peça anatômica analisada (Fig. 6).

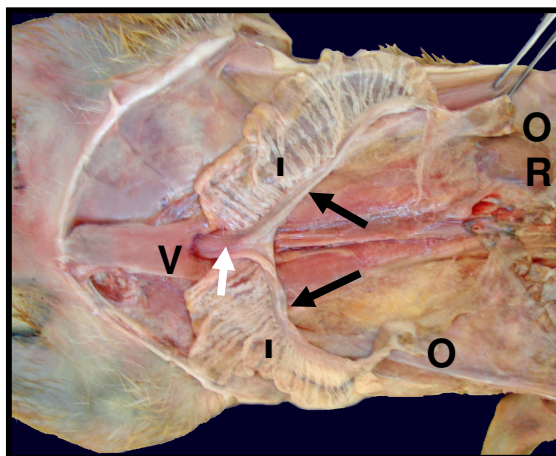


Figura 6. Fotografia da peça anatômica de uma cutia, mostrando a topografia de parte de seus órgãos uro-genitais na cavidade abdominal; observar: ovários (**O**), cornos uterinos (**setas pretas**), corpo uterino (**seta branca**), rim direito (**R**), Vesícula urinária (**Vu**) e o extenso ligamento largo do útero (**L**).

Nestes animais, o útero é formado por dois cornos uterinos retilíneos que se iniciam separados, unindo-se na entrada da pelve; embora essa junção aparente a formação de um pequeno corpo uterino, analisando-se esse órgão internamente, verifica-se a ocorrência de um “falso corpo”, pois há a presença de um pequeno septo separando os cornos, e estes se continuam em dois canais cervicais individuais (Fig.7 A e B).

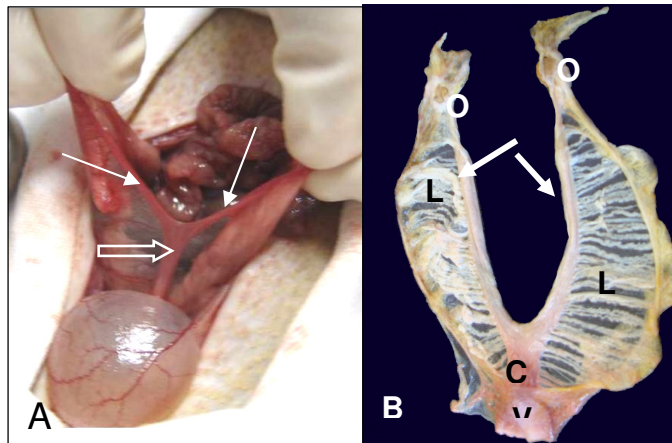


Figura 7. Em A, Fotografia evidenciando os cornos uterinos separados (**setas**) e região do falso corpo do útero (**seta vasada**) durante a realização da ovariossalpingohisterectomia. Em B, fotografia de parte do conjunto dos órgãos genitais, isolado da peça anatômica, observar os cornos uterinos (**setas**), região do falso corpo (**C**), os ovários (**O**) e a porção inicial da vagina (**V**), além dos ligamentos largos do útero (**L**).

Assim, o útero da cutia caracteriza-se como do tipo duplo, embora culmine em apenas um óstio cervical externo. O cérvix deste roedor apresenta-se com uma parede espessa e facilmente palpável. Mediante a abertura da parede da vagina, o colo uterino aparece como uma papila arredondada dentro do fórnix da vagina, ou seja, parte da cervix projeta-se para dentro da vagina, podendo-se observar o óstio cervical externo (Fig.8A, 8B e 9).



Figura 8 A. Imagem fotográfica evidenciando o útero duplo pela presença da parede de separação (**seta preta**) verificada entre o corno uterino direito fechado (**CD**) e o corno uterino esquerdo aberto (**CE**); também se verifica o óstio cervical externo (**seta branca**).

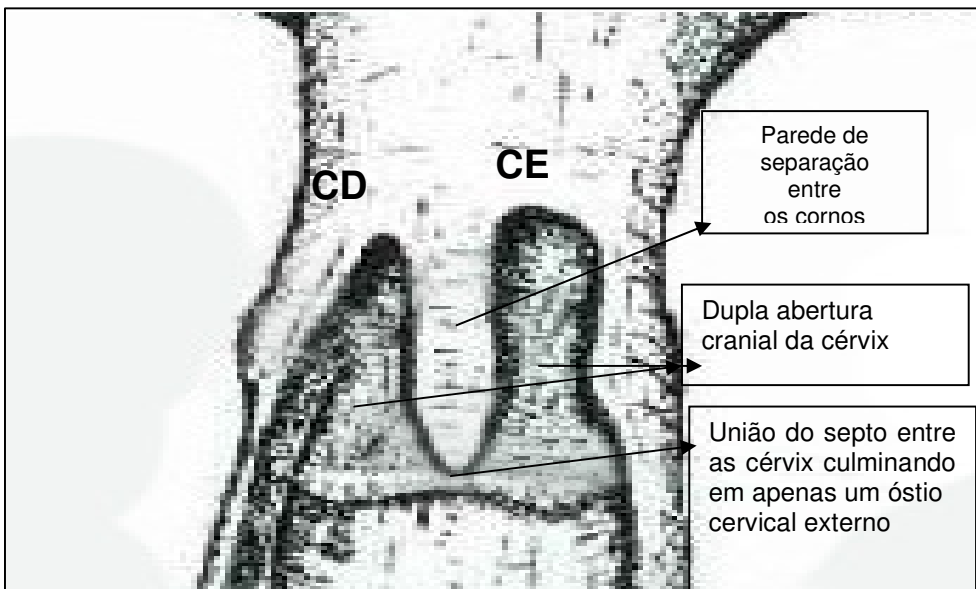


Figura 8 B. Desenho esquemático da região cervical uterina de uma cutia adulta

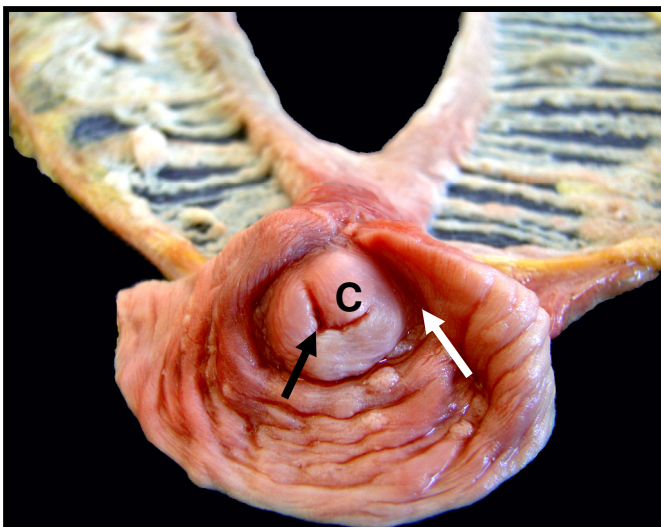


Figura 9. Fotografia onde se observa a cervix (**C**) projetando se como uma papila no fórnix vaginal (**seta branca**); verifica-se ainda, o único óstio cervical externo (**seta preta**).

4.3. ASPECTOS MICROSCÓPICOS DO ÚTERO DE CUTIA

Ao microscópio de luz observa-se que o útero das cutias nulíparas e não nulíparas é formado por três camadas: Mucosa, Muscular e Serosa. (Fig. 10 e 11).

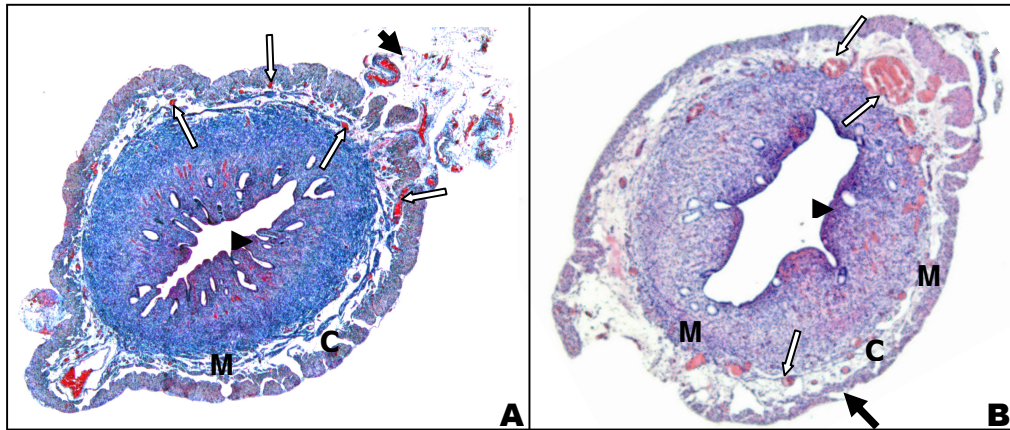


Figura 10. Fotomicrografias do útero de cutias adultas não nulípara **A** (Coloração TM 5X) – e nulíparas **B** (Coloração HE 5X) - onde se observam a camada serosa (**seta**), as várias camadas musculares (**M**) entremeadas de tecido conjuntivo (**C**) repleto de vasos sanguíneos (**Setas brancas**), e a mucosa (**►**). Coloração TM 5X.

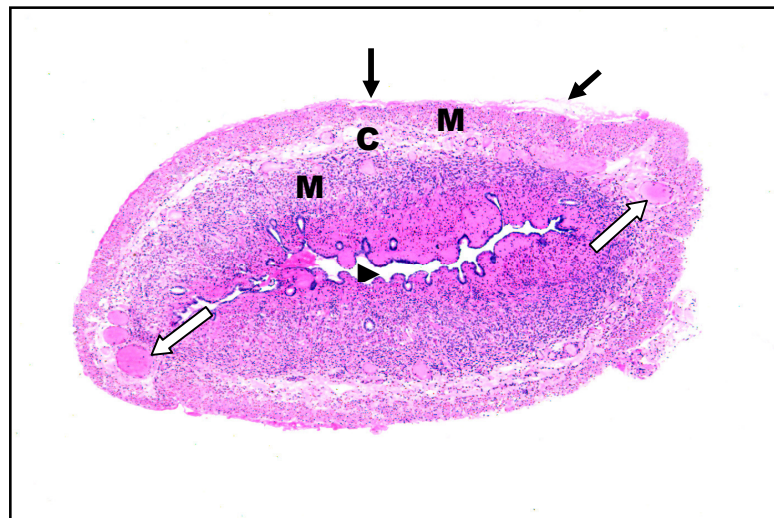


Figura 11. Fotomicrografia do útero de cutia adulta não nulípara onde se observam: a camada serosa (**setas pretas**), as várias camadas musculares (**M**) entremeadas de tecido conjuntivo (**C**) repleto de vasos sanguíneos (**setas brancas**), e a mucosa (**►**). (Coloração Hematoxilina-Phloxina B 5X).

Analisando a morfologia microscópica do útero de cutias nulíparas e não nulíparas, a camada mucosa é formada por epitélio cilíndrico simples apoiado em um tecido conjuntivo frouxo bastante celular com glândulas endometriais revestidas por epitélio cilíndrico, além disso, há a presença de vasos sanguíneos (Fig. 12, 13, 14 e 15).

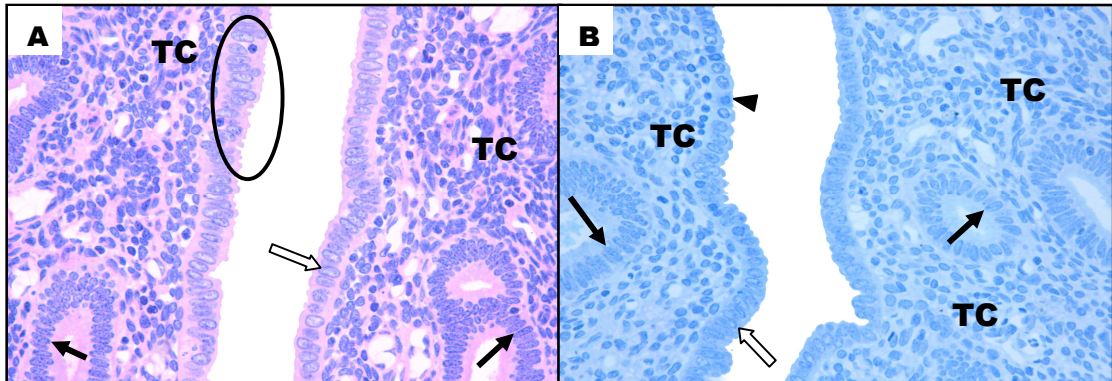


Figura 12. Fotomicrografias do útero de cutias adultas nulípara (A – Coloração Hematoxilina-Phloxina 40X) e não nulípara (B - Coloração Azul de Toluidina 40X), mostrando em detalhe as variações do epitélio da mucosa: observa-se epitélio cilíndrico baixo (►), epitélio cilíndrico (**setas vazadas**) e epitélio pseudoestratificado (**elipse**), apoiados em tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC). Além disso, há presença de glândulas endometriais, revestidas por epitélio cilíndrico (**setas pretas**).

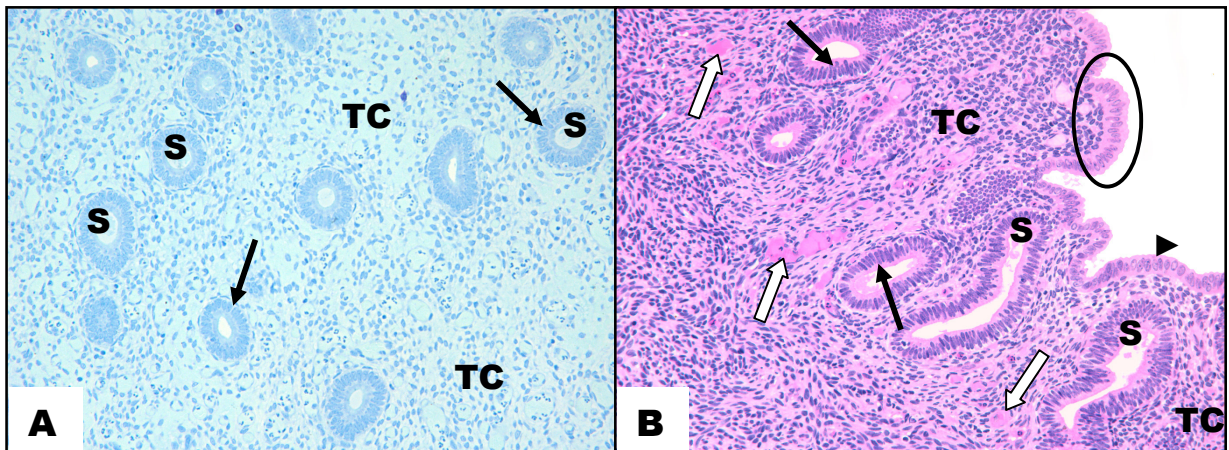


Figura 13. Fotomicrografias do útero de cutias adultas nulípara (A) e não nulípara (B) onde se verifica, em A (Coloração Azul de Toluidina - 20X), a mucosa uterina composta por tecido conjuntivo frouxo bastante celular (TC), várias glândulas endometriais (formadas por epitélio cilíndrico – **setas pretas**) e, em algumas delas, presença de secreção (S); em B (Hematoxilina Phoxilina – 20 X), além dessas estruturas, ainda evidenciam-se os vasos sanguíneos da camada mucosa (**setas brancas**), bem como epitélios cilíndrico (►) e pseudo-estratificado (**elipse**).

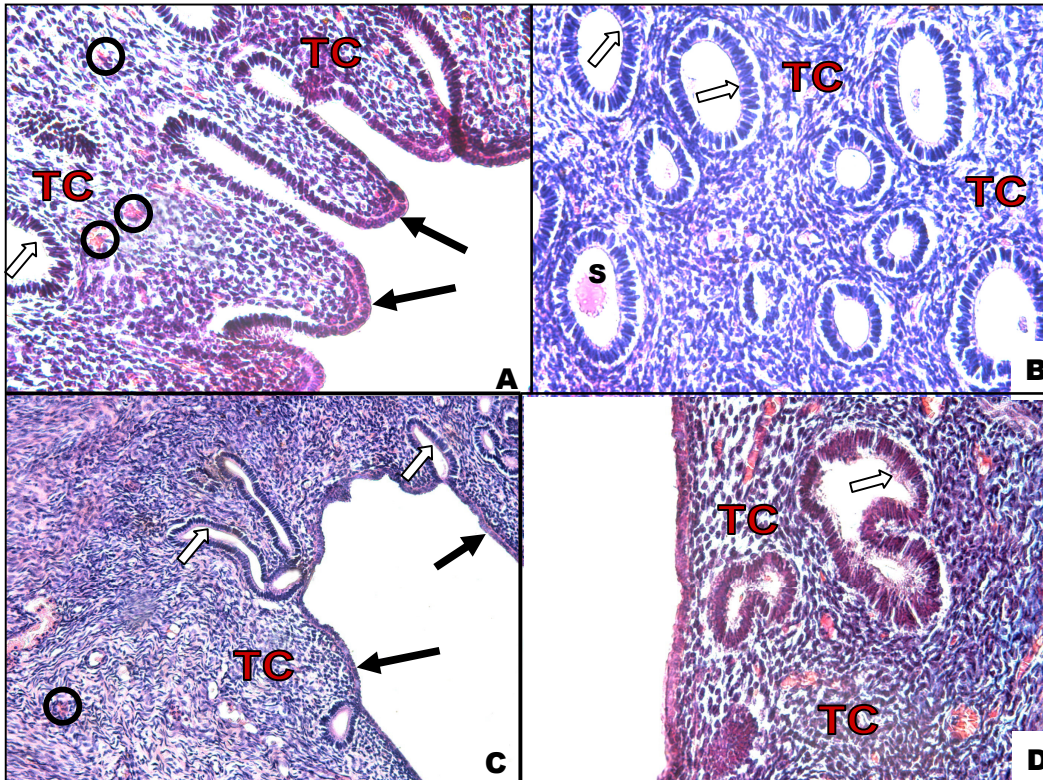


Figura 14. Fotomicrografias do útero de cutias adultas não nulíparas (A e B) e nulíparas (C e D), onde se verifica em **A** (Coloração TM - 40X) e em **C** (Coloração HE - 20X), a mucosa formada por epitélio cilíndrico simples (**setas pretas**) apoiado em tecido conjuntivo frouxo bastante celular (**TC**); com glândulas endometriais, que ao se formarem estão revestidas por epitélio cilíndrico (**seta vazada**), além da presença de vasos (**O**); em **B** (Coloração HE - 40X) e em **D** (Coloração TM - 40X) observa-se, em detalhe, tecido conjuntivo frouxo bastante celular (**TC**), as glândulas endometriais revestidas por epitélio cilíndrico (**seta vazada**), com presença de secreção (**S**) apenas em **B**.

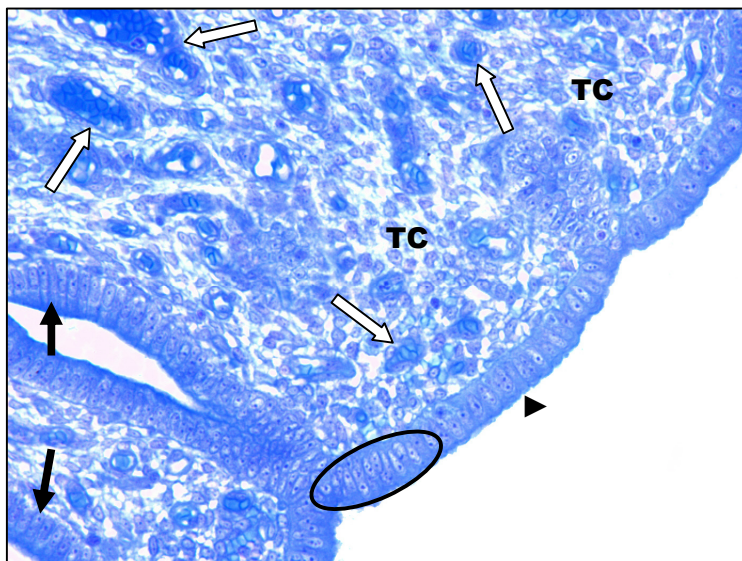


Figura 15. Fotomicrografia do útero de cutia adulta nulípara (Coloração Azul de Toluidina - 40X), mostrando a mucosa uterina composta por tecido conjuntivo frouxo bastante celular (**TC**), glândulas endometriais (formadas por epitélio cilíndrico simples - **setas pretas**), diversos vasos da camada mucosa (**setas brancas**), bem como epitélios cilíndrico simples (▶) e pseudo-estratificado (**elipse**).

A camada muscular é formada por músculo liso, subdividida em uma camada interna ou submucosa; uma camada média ou vascular, composta por tecido muscular liso com grande quantidade de vasos; uma camada externa ou subserosa, longitudinal (Fig.16 ,17 e 18).

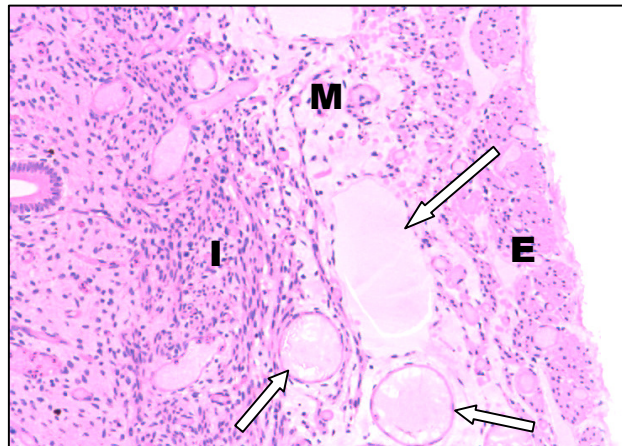


Figura 16. Fotomicrografia de útero de cutia adulta nulípara (Hematoxilina Phoxilina – 10 X), onde se verifica a camada muscular, subdividida em uma camada interna ou submucosa (I); uma camada média ou vascular (M), composta por tecido muscular com grande quantidade de vasos (**setas brancas**), e uma camada externa ou subserosa, longitudinal (E).

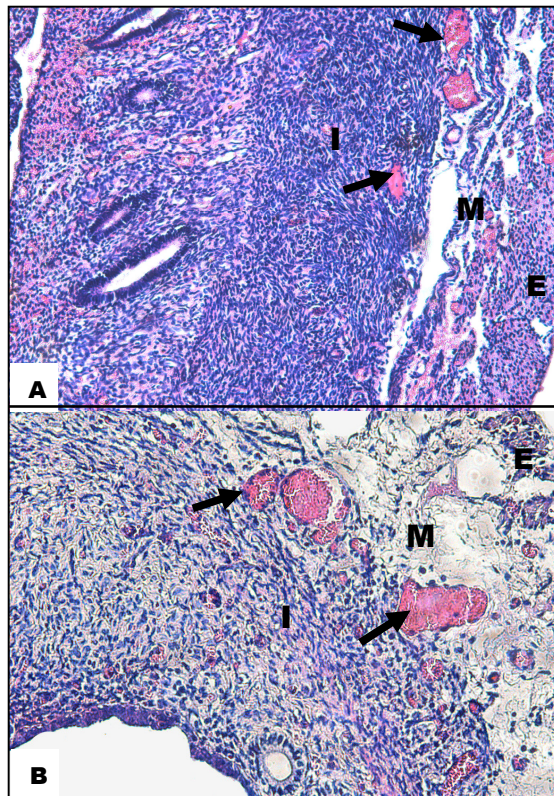


Figura 17. Fotomicrografias de úteros de cutias adultas não nulíparas (A – Coloração HE 5X) e nulípara (B – Coloração TM 20X) onde se verifica a camada muscular, subdividida em uma camada interna ou submucosa (I); uma camada média ou vascular (M), composta por tecido muscular com grande quantidade de vasos (**setas pretas**), e uma camada externa ou subserosa, longitudinal (E).

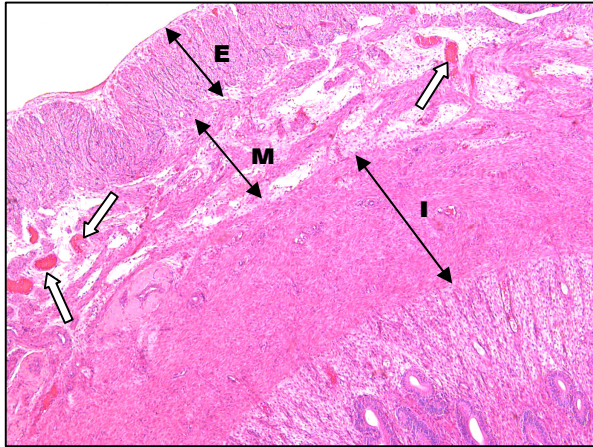


Figura 18. Fotomicrografia de útero de cutia adulta não nulípara (Coloração HE - 5X) onde se verifica a camada muscular, claramente subdividida em uma camada interna ou submucosa (**I**); um estrato vascular (**M**), composta por tecido conjuntivo com grande quantidade de vasos (**setas brancas**), e uma camada externa ou subserosa, longitudinal (**E**). As respectivas camadas da muscular estão delimitadas por setas de ponta dupla (\longleftrightarrow).

A camada serosa é composta por tecido conjuntivo e mesotélio (Fig.19 e 20).

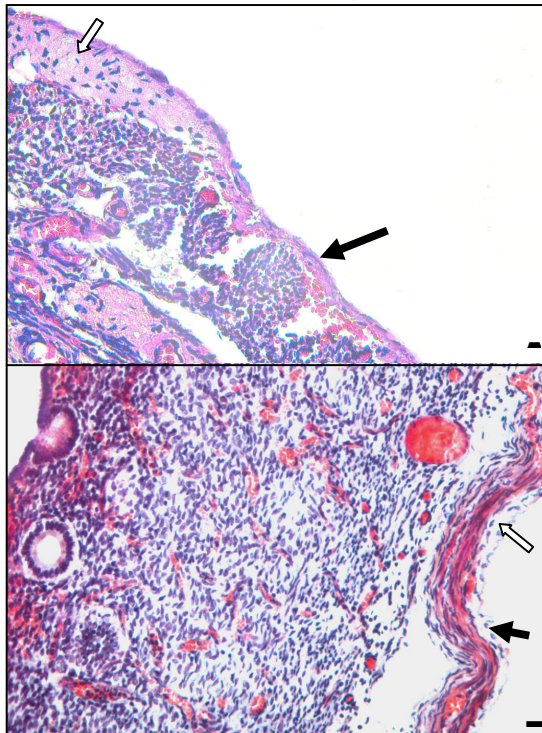


Figura 19. Fotomicrografias de úteros de cutias não nulípara (**A** - Coloração HE 40X) e nulípara (**B** - Coloração TM 20X) que mostra a serosa deste órgão, composta por tecido conjuntivo (**seta vazadas**) e mesotélio (**setas pretas**).

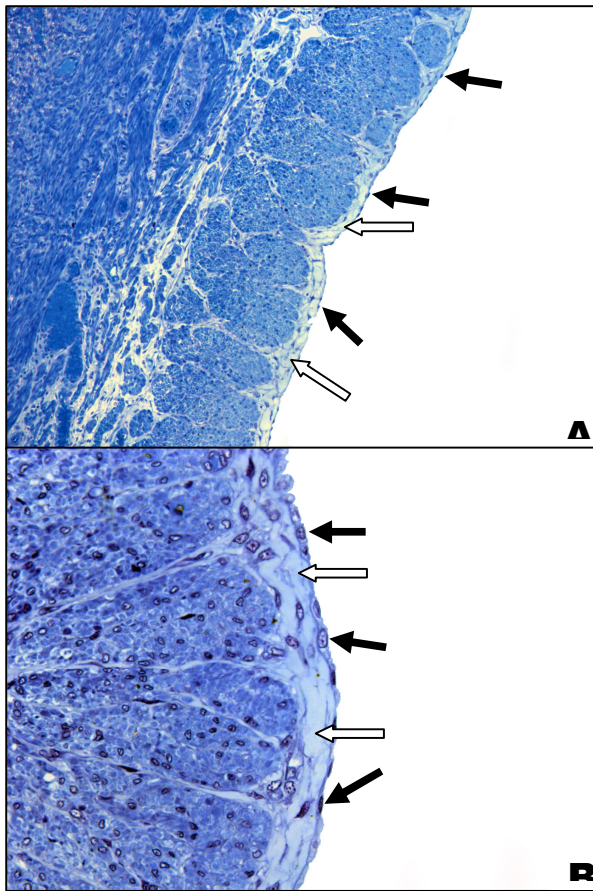


Figura 20. Fotomicrografias de útero de cutia adulta nulípara, onde se observa, em **A** (Coloração AT - 10X) a camada serosa, composta por tecido conjuntivo frouxo (**setas vazadas**) e mesotélio (**setas pretas**) e em **B** (Coloração AT - 40X) estas mesmas estruturas, porém mostradas em maior detalhe.

4.3.1 MENSURAÇÃO DA ESPESSURA UTERINA

Analisando-se os valores obtidos na mensuração da espessura total do útero e a espessura da camada mucosa uterina das fêmeas não nulíparas e nulíparas (Tabelas 2 e 3, respectivamente), verificou-se que o valor da espessura uterina total e o da espessura da camada mucosa, em média, foram maiores nas fêmeas não nulíparas. Apenas em uma fêmea nulípara o valor da espessura uterina total foi semelhante aos encontrados nas fêmeas não nulíparas e, em outra fêmea não nulípara, a espessura uterina total foi menor que a observada para a maioria das nulíparas.

Quanto à camada mucosa, nas fêmeas não nulíparas, os valores verificados apresentaram-se discrepantes entre si embora, em média, sejam maiores que os das nulíparas. Nas fêmeas nulíparas, esses valores apresentaram-se mais homogêneos entre si, quando comparados às não nulíparas.

Tabela 2. Valores (em μM) das medidas da espessura total do útero e da espessura da camada mucosa deste órgão e a relação entre essas duas medidas (em porcentagem) – cutias adultas não nulíparas. Jaboticabal, SP.

| Animal | Espessura total do útero (μM) | Espessura da camada mucosa do útero (μM) | Relação entre a espessura da camada mucosa e a espessura total do útero (%) |
|------------------|--|---|---|
| 2 - Não nulípara | 1033,30 | 416,44 | 40,30 |
| 3 - Não nulípara | 682,06 | 213,73 | 31,33 |
| 5 - Não nulípara | 2285,29 | 1253,25 | 54,84 |
| 7 - Não nulípara | 1636,61 | 689,24 | 42,11 |
| Média | 1409,31 | 643,16 | 42,22 |

Tabela 3. Valores (em μM) das medidas da espessura total do útero e da espessura da camada mucosa deste órgão e a relação entre essas duas medidas (em porcentagem) – cutias adultas nulíparas. Jaboticabal, SP.

| Animal | Espessura total do útero (μM) | Espessura da camada mucosa do útero (μM) | Relação entre a espessura da camada mucosa e a espessura total do útero (%) |
|--------------|--|---|---|
| 1 - Nulípara | 555,12 | 282,06 | 50,81 |
| 4 - Nulípara | 976,32 | 415,69 | 42,57 |
| 8 - Nulípara | 1072,60 | 322,63 | 30,07 |
| 6 - Nulípara | 836,13 | 389,38 | 46,57 |
| Média | 860,04 | 352,44 | 42,505 |

4.4 ANÁLISE MICROBIOLÓGICA DO ÚTERO DE CUTIA

Mediante a análise do material colhido dos úteros de cutias, ora avaliados, em apenas um dos animais, verificou-se a presença do microrganismo *Proteus* sp. No entanto, na vagina de sete dos oito animais observados, constatou-se a presença

variada, das bactérias *Pseudomonas SP*, *Citrobacter sp*, *Escherichia coli*, *Proteus sp.*, *Staphylococcus sp.* e de leveduras (Tabela 4).

Tabela 4- Registro da microbiota verificada no útero e na vagina de cutias nulíparas e não nulíparas. Jaboticabal, SP.

| ANIMAIS | MICROBIOTA UTERINA | MICROBIOTA VAGINAL |
|----------------------|--------------------|--|
| 1 nulípara | Negativo | <i>Pseudomonas sp</i> |
| 2 não nulípara | Negativo | <i>Citrobacter sp</i> |
| 3 não nulípara | Negativo | <i>Escherichia coli</i> |
| 4 nulípara | Negativo | <i>Escherichia coli</i> e Levedura |
| 5 não nulípara | <i>Proteus sp.</i> | Levedura, <i>Proteus sp.</i> , <i>Escherichia coli</i> |
| 6 nulípara | Negativo | Negativo |
| 7 não nulípara | Negativo | <i>Staphylococcus sp.</i> |
| 8 nulípara | Negativo | <i>Staphylococcus sp.</i> |

V. DISCUSSÃO

Procurou-se estabelecer para cutia o emprego da anestesia epidural, pois sua utilização é preconizada em medicina veterinária, pelo fato de ser de fácil aplicação, baixo custo e de extrema valia em pacientes de alto risco, além de possibilitar o uso de menores doses de fármaco, do que os administrados por outras vias e ainda, permitir a redução da resposta ao estresse pós-cirúrgico (WEISSMAN, 1990; MCMURPHY, 1993; INTELIZANO et al., 2002; MASSONE, 2003); mesmo assim, nesta técnica costuma-se agregar fármacos, pois o uso isolado de anestésico local, normalmente da lidocaína que é um fármaco de curta ação, torna-se limitado em cirurgias prolongadas, havendo necessidade da associação com fármacos de longa duração (CRUZ et al., 1997; ISHIY et al., 2002; MASSONE, 2003).

Optou-se ainda por utilizar a anestesia epidural com lidocaína nas cutias para realização da ovariosalpingohisterectomia, uma vez que este procedimento foi realizado com sucesso, nestes animais por OLIVEIRA et al. (2006). Assim, o protocolo anestésico utilizado para a cutia, neste trabalho, foi o mesmo empregado por OLIVEIRA et al. (2006) para estes mesmos roedores consistindo da sedação via aplicação intramuscular de azaperone e meperidina, seguida da indução anestésica pela administração intramuscular de cetamina e xilazina e, finalmente, aplicou-se, via epidural, 5 mg/kg de lidocaína, verificando-se, em média, o mesmo período de latência e tempo hábil de anestesia.

Verificou-se ainda na literatura o registro de outros protocolos anestésicos utilizados para a paca (OLIVEIRA et al., 2003) e também para a cutia (CARDOSO et al., 2008 a, 2008 b). Comparando-se os dados de OLIVEIRA et al. (2003), para pacas aos ora obtidos, constata-se que para a paca os autores utilizaram, além das mesmas dosagens de azaperone e cetamina, dose maior de xilazina, embora não aplicaram medicação peridural e sim, efetuaram a manutenção com halotano, procedimento este, considerado mais seguro apesar de dispendioso; dessa forma, sugere-se a realização

de testes sobre a aplicação epidural, em pacas, para a verificação de sua eficiência e possível utilização futura.

Comparando-se os dados referentes aos protocolos utilizados para a cutia por CARDOSO et al. (2008 a e 2008b), que optaram pela associação de fármacos na aplicação epidural, aos achados deste trabalho, onde se utilizou apenas a lidocaína via epidural para este mesmo roedor, pôde-se verificar que o tempo de analgesia, neste caso, foi superior ($115 \pm 12,49$ minutos) aos observados nas aplicações associadas (CARDOSO et al., 2008 a, 2008 b). Atribui-se tal situação, provavelmente ao fato de que a quantidade de fármacos utilizados na sedação inicial, por CARDOSO et al. (2008 a, 2008b) foi menor a que se aplicou nas etapas de sedação e de indução anestésica, nesta oportunidade.

Também deve-se atentar às considerações de CARDOSO et al.(2008b), ao afirmarem que o uso da morfina na anestesia epidural das cutias não se mostrou um método seguro; os animais apresentaram depressão respiratória severa e dois deles vieram a óbito em decorrência de parada respiratória, logo após a injeção da anestesia epidural. Tais transtornos não foram verificados nesta pesquisa. Na qual se utilizou apenas a lidocaína via epidural.

Nesta oportunidade verificou-se, nas cutias, a queda da temperatura retal no decorrer de todo o período da anestesia, situação também descrita para esta espécie, após a anestesia, por PACHALY (1999), MOURA et al.(2002), ARAÚJO et al. (2005), OLIVEIRA et al. (2006), CARDOSO et al. (2008 a) e CARDOSO et al. (2008 b). Para PACHALY (1999), esta ocorrência deve-se ao fato de que esses animais, por apresentarem porte reduzido, apresentam pequena quantidade de tecido adiposo, causando a perda de calor, que também acontece pela inibição de mecanismos termorreguladores centrais e periféricos.

No que se refere á técnica cirúrgica empregada, não se observaram na literatura, descrições específicas deste procedimento para cutias; desta forma realizou-se a técnica usual de ovariosalpingohisterectomia aplicada aos mamíferos de pequeno porte, conforme preconizado por FINGLAND (1996), SLATTER (1998) e FOSSUM (2002).

Sobre a topografia do útero da cutia esta se apresenta da mesma forma que a do útero das espécies domésticas e dos roedores, considerando algumas variações, mediante a ocorrência e estágio de prenhez (SCHWARZE & SCHRÖDER, 1970; NICKEL et al., 1979; DYCE et al., 2004 e KÖNIG & LIEBICH, 2004).

Analisando isoladamente o útero desses animais, observou-se que se trata de um órgão duplex ou duplo, cuja forma é determinada pela completa fusão dos ovidutos e é característica da maioria dos roedores (ATWOOD, 1955 e DYCE et al., 2004), tais como os das fêmeas de rato (ATWOOD, 1955; SMALLWOOD, 1992; BESSELSSEN, 2003), de coelho (SMALLWOOD, 1992; PRAAG, 2003), de miocastor (FELIPE et al., 1998) e de hamster (BESSELSSEN, 2003), embora para esta última espécie, SMALLWOOD (1992) classifique o útero em bicornual, tal qual a classificação atribuída ao útero das fêmeas domésticas (ATWOOD, 1955; PARKES et al., 1956; SCHWARZE & SCHRÖDER, 1970; NICKEL et al., 1979; KÖNIG & LIEBICH, 2004) e também conferida ao útero das cobaias (COOPER & SCHILLER, 1975, BESSELSSEN, 2003), das pacas (MATAMOROS, 1981), das fêmeas de camundongo (SMALLWOOD, 1992), das dos roedores (GRAY et al., 2001) e das do porco-espinho (MAYOR et al., 2002).

Para MATAMOROS (1981), o útero da paca é classificado como bicorne, embora, da mesma forma que se verificou na cutia, no presente estudo, este autor também cita a presença de um “falso corpo” uterino, nestes animais.

Ao se constatar a presença de canal cervical duplo e individual, com dois óstios cervicais internos e apenas um óstio cervical externo, considerou-se o útero da cutia como duplo, da mesma forma que foi descrito para esta mesma espécie, por GUIMARÃES (1993), e para o hamster e para o rato (*Mus musculus*), por BESSELSSEN (2003); esta classificação difere das colocações de ARAUJO et al. (2002), ao afirmarem que o útero da cutia não deveria ser classificado como duplo, embora, estes autores não tenham proposto uma nova classificação para este órgão, nestes animais; também difere das colocações realizadas por MOURA et al. (2003) que consideraram o útero dessas fêmeas como tipo duplo parcial.

Assim como nas fêmeas do porco espinho (MAYOR et al., 2003), o cérvix das cutias nulíparas e não nulíparas apresenta-se como uma parede espessa e facilmente

palpável e, mediante a abertura da parede da vagina, o colo uterino projeta-se como uma papila arredondada dentro do fórnix da vagina.

À microscopia de luz, observou-se que o útero das cutias nulíparas e não nulíparas possuem características semelhantes às descritas para as espécies domésticas, ou seja, presença das camadas serosa, muscular e mucosa, conhecidas como perimétrio, miométrio e endométrio, respectivamente (SCHWARZE & SCHRÖDER, 1970; NICKEL et al., 1979; DELLMANN et al., 1982; BANKS, 1992; GARTNER, 1999; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 1999; DYCE et al., 2004 e KÖNIG & LIEBICH, 2004).

Ao analisar microscopicamente o útero das cutias nulíparas e não nulíparas pôde-se verificar, em todos os espécimes estudados, presença de mucosa formada por epitélio simples (variando de cilíndrico baixo a cilíndrico) ou pseudo-estratificado cilíndrico, apoiado em tecido conjuntivo frouxo bastante celular e com glândulas endometriais revestidas por epitélio cilíndrico; também se constatou a presença de vasos. Tais características assemelham-se tanto às da égua e às da cadela, nas quais o epitélio uterino apresenta-se como simples cilíndrico, quanto às da porca e dos ruminantes, cujo epitélio uterino, além de simples cilíndrico pode ser pseudo-estratificado cilíndrico (DELLMANN et al., 1982; BANKS, 1992); já, na mulher, a mucosa uterina compõem-se de epitélio cilíndrico simples (GARTNER, 1999 e JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2008).

Embora o epitélio uterino da cutia assemelhe-se ao da paca, não se verificou na cutia a presença de grandes pregas ramificadas na mucosa (MATAMOROS, 1981).

O epitélio uterino do porco-espinho apresenta-se pseudo-estratificado colunar (MAYOR et al., 2002) e o do cateto, monoestratificado colunar (MAYOR et al., 2004), ambos, assemelhando-se em parte, ao da cutia, ora observado.

Ainda na mucosa uterina de cutias nulíparas e não nulíparas verificou-se, ao longo de toda a superfície, a presença de glândulas tubulares simples, tal qual ocorre nas espécies domésticas (DYCE et al., 2004 e KÖNIG & LIEBICH, 2004) e na paca (MATAMOROS, 1981), miocastor (FELIPE et al., 1998), ratos e camundongos (GRAY, 2001), porco espinho (MAYOR et al., 2002) e cateto (MAYOR et al., 2004). Tal fato

deve-se, provavelmente, às considerações de YIN & MA (2005), ao relatarem em estudo sobre o desenvolvimento do trato reprodutivo feminino dos mamíferos, que a adenogênese uterina típica inclui a invaginação epitelial, formação de botão e tubulogênese, seguido de morfogênese ramificada. Estes autores acrescentam que, diferentemente das glândulas uterinas dos primatas e ungulados, as glândulas do útero do roedor não sofrem morfogênese ramificada e espiralada, resultando, nestes animais, em uma estrutura mais simples, menos enovelada.

O tecido conjuntivo que constitui a mucosa uterina de cutias nulíparas e não nulíparas apresentou-se bastante celular, concordando com as colocações de GARTNER (1999) e de JUNQUEIRA & CARNEIRO (2008), para a mulher.

Inicialmente verificou-se que a camada muscular do útero de cutias, nulíparas e não nulíparas subdividia-se em três; mediante análise mais detalhada, verificou-se que, no entanto, essa constituição era igual às descritas para os animais domésticos (DELLMANN et al., 1982 e KÖNIG & LIEBICH, 2004) e para a paca (MATAMOROS, 1981), sendo formada por músculo liso e subdividida nas seguintes camadas: camada interna ou submucosa; estrato vascular, composto por tecido conjuntivo com grande quantidade de vasos e camada externa ou subserosa, longitudinal.

A arquitetura muscular de cutias, nulíparas e não nulíparas, dos animais domésticos e da paca difere dos relatos de GARTNER (1999) e JUNQUEIRA & CARNEIRO (2008), nos quais afirmam que o miométrio da mulher é composto por três camadas de músculo liso. O músculo longitudinal forma as camadas interna e externa, enquanto que a camada do meio ricamente vascularizada contém principalmente feixes de músculo liso arranjados circularmente, talvez se possa atribuir esta característica à forma do útero, que nos primatas é classificado como simples; entretanto, investigações mais precisas e dirigidas ao assunto devem ser realizadas para que se possam inferir tais considerações.

A camada serosa, tanto nas cutias nulíparas e não nulíparas, quanto nas outras espécies animais (MATAMOROS, 1981; DELLMANN et al., 1982 e KÖNIG & LIEBICH, 2004), apresenta-se de forma característica, constituindo-se de tecido conjuntivo frouxo coberto pelo mesotélio peritonal. Apenas JUNQUEIRA & CARNEIRO (2008) ressaltam

que, na mulher, o útero apresenta-se inclinado anteriormente e posicionado contra a bexiga, ou seja, grande parte da porção anterior desse órgão está em área retroperitoneal, sendo, dessa forma, revestida por adventícia (tecido conjuntivo sem cobertura epitelial). O fundo e a porção posterior do corpo uterino são cobertos por serosa, composta por uma camada de células mesoteliais pavimentosas, que repousam sobre um tecido conjuntivo frouxo.

Analisando-se os valores obtidos na mensuração da espessura total do útero e a espessura da camada mucosa uterina das fêmeas não nulíparas e nulíparas (Tabelas 2 e 3, respectivamente), verificou-se que o valor da espessura uterina total e o da espessura da camada mucosa, em média, foram maiores nas fêmeas classificadas como não nulíparas (apresentavam uma menor espessura uterina, observado macroscopicamente). Apenas em uma fêmea nulípara o valor da espessura uterina total foi semelhante aos encontrados nas fêmeas não nulíparas e, em outra fêmea não nulípara, a espessura uterina total foi menor que a observada para a maioria das nulíparas.

Quanto à camada mucosa, nas fêmeas não nulíparas, os valores verificados apresentaram-se discrepantes entre si embora, em média, sejam maiores que os das nulíparas. Nas fêmeas nulíparas, esses valores apresentaram-se mais homogêneos entre si, quando comparados às não nulíparas.

Levando-se em consideração os seguintes fatos compilados na literatura, ou seja, que segundo ZONDEK (1936), altas doses de hormônios foliculares podem alterar a morfologia uterina; que a remoção dos ovários leva à considerável fibrose do estroma uterino e à redução de seu tamanho, principalmente de sua membrana mucosa (CARMICHAEL & MARSHALL, 1907); que na paca MATAMOROS (1981) verificou no útero da fêmea jovem a camada muscular mais delgada; que a mucosa uterina modifica-se em relação ao ciclo reprodutivo da fêmea (BANKS, 1992 e KÖNIG & LIEBICH, 2004); seria necessária, além da realização da mensuração, análise mais detalhada das condições de cada fêmea, quanto ao ciclo reprodutivo e quanto a possíveis ocorrências de disfunções em seu sistema reprodutor, correlacionando todos esses dados para que se possam inferir observações mais conclusivas.

A observação da presença variada de bactérias e leveduras na vagina da maioria das cutias ora analisadas, certamente deve-se ao fato de que a flora vaginal dos animais domésticos seja composta de uma mistura dinâmica de microorganismos aeróbicos, anaeróbicos facultativos e estritamente anaeróbicos e que a este ambiente, constantemente novas linhagens são introduzidas a (HAFEZ & HAFEZ, 2004), tanto é que vários microorganismos na flora vaginal normal de vacas, dentre eles o *Streptococcus zooepidemicus*, *Arcanobacterium pyogenes* e *Fusobacterium necrophorum*; da mesma forma, esse fato ocorre na vagina de cadelas, onde, normalmente, a *Escherichia coli* está presente, todavia, estas bactérias causam piometra nestes animais (HIRSH et al. 2003).

Também para LARSEN et al. (1976), a predominância na presença de *Streptococcus alfa* não hemolítica, *Pasteurella pneumotropica*, bacilos de difeteroides, *Staphylococcus epidermitis* e *Proteus mirabilis*, na microflora genital de ratas em idade reprodutiva deve-se, provavelmente ao pH da vagina, que nesses animais é próximo a neutralidade.

É necessário ainda, considerar que os hormônios possuem um papel inusitado na proteção do sistema genital contra doenças, sobretudo no tocante à presença e à atividade das células fagocitárias, cuja ocorrência varia dependendo da fase do ciclo reprodutivo (HIRSH et al. 2003; QUINN et al. 2005), fator que pode estar relacionado a ausência de microorganismos tanto no útero quanto na vagina de um dos animais e a observação da presença de microorganismos no útero de apenas uma das cutias; todavia, para que se inferir com maior propriedade tais observações, haveria a necessidade de se conhecer, detalhadamente o histórico reprodutivo de cada animal.

Ainda quanto a ausência de microorganismos na maior parte os úteros avaliados e na vagina de um dos animais, há de se ponderar as observações de JACQUES et al.(1986), pois para esses autores, a pesquisa de microorganismos deve ser realizada a partir da colheita de fragmentos teciduais devidamente preparados, sobre tal prerrogativa, não se verificou considerações semelhantes na literatura consultada.

Embora a literatura compilada refira-se ao fato de que o útero não-prenhe seja relativamente resistente à infecção, verificou-se a presença de *Proteus spp.* no útero de

um dos animais avaliados. Acredita-se que esta ocorrência relacione-se ao fato de que a presença de bactérias do gênero *Proteus spp.* é comumente encontrada em solos, água e materiais contaminados com fezes, ocorrendo em muitas espécies animais diferentes e em tecidos distintos, caracterizando-se como um microorganismo onipresente, mas suas infecções são esporádicas, dependendo de fatores predisponentes (MERCHANT & PACKER, 1970).

Foi observada, entre os microorganismos predominantes, a ocorrência de *Proteus mirabilis* na microflora genital de ratas em idade reprodutiva, embora os autores não especificassem o local exato do trato genital desses animais, em que foi encontrada essa bactéria (LARSEN et al. 1976).

VI. CONCLUSÃO

Nas condições em que o experimento foi conduzido, pode-se inferir que:

- A técnica anestésica utilizada promoveu eficiente analgesia para a realização da ovariossalpingohisterectomia em cutias.

- O útero das cutias nulíparas e não nulíparas não apresentaram diferenças significativas quanto à morfologia macroscópica.

- À microscopia de luz não se verificaram diferenças marcantes entre o útero das cutias nulíparas e não nulíparas, embora na histomorfometria verificou-se que, em média, a espessura uterina total e a espessura da camada mucosa, foram maiores nas fêmeas não nulíparas.

- Na análise microbiológica da vagina das cutias nulíparas e não nulíparas verificou-se presença de bactérias variadas e de leveduras; entretanto a maioria dos úteros apresentava-se livre de microorganismos.

VII. REFERÊNCIAS⁸

ARAUJO, W. R.; CARVALHO, M. A. M.; MOURA, S. G.; VIEIRA, R. J. Parâmetros macroscópicos e biométricos dos órgãos genitais femininos de cutias (*Dasyprocta agouti*). **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, n.5, p. 178- 80, 2002.

ARAUJO, W. R.; FEITOSA JR., F. S.; FERNANDES, R. M. Efeitos cardiorespiratórios da associação tiletamina-zolazepam comparada com a associação tiletamina-zolazepam, atropina, xilazina através da extrapolação alométrica em cutias (*Dasyprocta sp*). In: **CONGRESSO DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGEM, 4, ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGEM, 9;** 2005. Anais. v. 6, p.60.

ATWOOD, W. J. **Comparative anatomy**. 2nd. ed. St. Louis. The C.V Mosby Company, 1955. p. 424.

BANKS, W. J. **Histologia veterinária aplicada**. 2.ed. São Paulo: Manole, 1992. 629p.

BESSELSSEN, D. G. *Biology of laboratory rodents*, 2003. Disponível em: <<http://www.ahc.arizona.edu/uac/notes/classes/rodentbio/rodentbio.html>>. Acesso em : 15 fev.2005.

BJÖRKMAN, N.; DANTZER, V.; LEISER, R. Comparative placentation in laboratory animals: a review. **Scandinavian Journal of Laboratory Animal Science**, v. 16, n. 4, p. 129-158, 1989.

CARDOSO, F. T. S.; FEITOSA JR, F. S.; DINIZ B. L. M.; LUCENA, L. U.; SILVA JR, J. R. Neuroleptoanalgesia associada à anestesia epidural com lidocaína e xilazina em cutias (*Dasyprocta aguti*). **Acta Scientiae Veterinariae**, Porto alegre, v. 36 n.2, p. 149-154, 2008a.

CARDOSO, F. T. S.; DINIZ, B. L. M.; LUCENA, L. U.; FEITOSA JÚNIOR, F. S. Anestesia epidural com lidocaína associada a morfina e medicação pré anestésica com xilazina e

⁸ ABNT-NR 6023 de agosto de 2002

- midazolam em cutias (*Dasyprocta prymnolopha*). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35; 2008b, Gramado-RS. Anais.
- CARMICHAEL, E. S.; MARSHALL, F. H. A. The Correlation of the Ovarian and Uterine Functions. **Proceedings of the Royal Society of London. Series B, London**, v. 79, n.533, p.387-394, 1907.
- CARTER, A. M. Animal models in fetal growth and development. In: HAU, J.; VAN HOOSIER G. L. **Handbook of laboratory animal science**. 2 nd. Boca Raton: CRC Press, 2003. v. 2, p. 41-54.
- CHAVES, J. W. N, SANTOS, J. H. R. **Cutia**, 2005. Disponível em: <<http://www.esam.br/zoobotanico/animais/cutia.htm>>. Acesso em: 21 jan. 2008.
- COOPER, G.; SCHILLER, A. L. **Anatomy of the guinea pig**. Cambridge: Harvard University Press, 1975. p.328.
- CRUZ, M. L.; LUNA S. P. L.; CLARK R. M. O.; CASTRO G. B.; MASSONE, F. Epidural anaesthesia using lidocaine, bupivacaine and a mixture of lidocaine and bupivacaine in dogs. **Journal of veterinary anaesthesia**. v.24. p.30-32. 1997.
- DELLMAN, H. D.; BROWN, E. M. **Histologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1982. 307p.
- DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. **Tratado de anatomia veterinária**. 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004. p. 164-207.
- FELIPE, A.; CALLEJAS, S.; CABODEVILA, J.; Anatomicohistological characteristics of female genital tubular organs of the South American nutria (*Myocastor coypus*). **Anatomia – Histologia – Embryologia**, Berlim, v.27, n.6, p. 245-250, 1998.
- FINGLAND, R. B. Ovário- histerectomia. In: BOJRAB, M. J. **Técnicas atuais em cirurgia de pequenos animais**. 3.ed. São Paulo : Roca, 1996. p.375-379.
- FOSSUM, T. W. **Small animal surgery**. 2.nd. St. Louis, Missouri: Mosby, 2002. p, 616-620.
- GARTNER, L. P.; HIATT, J. L **Tratado de histologia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999. p. 365-368.

- GRAY, C. A.; BARTOL, F. F.; TARLETON, B. J.; WILEY, A. A.; JOHNSON, G. A.; BAZER, F. W.; SPENCER, T. E. Desenvolvimento biológico de glândulas uterinas. **Biology of Reproduction**, Palo Alto, v.65, p.1314 , 2001.
- GREENE, E. C. **Anatomy of the rat**. Philadelphia: American Philosophical Society, 1955. v. 1, 92 p.
- GUIMARÃES, D. A. **Algumas características reprodutivas da cutia fêmea (*Dasyprocta prymnolopha*) criada em cativeiro**. 1993. 89f. Dissertação (Mestrado em Biologia)- Universidade Federal do Pará & Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, 1993.
- HAFEZ, B.; HAFEZ, E.S.E. **Reprodução animal**. 7.ed. Barueri: Manole, 2004, p.27.
- HAMELETT, W. C.; RASWEILER IV, J. J. Comparative gestation and placentation in vertebrates. **Journal Experimental Zoology, New York**, v. 266, p. 343-346, 1993.
- HIRSH, D. C. O trato genital como um habitat microbiano. In: HIRSH, D.C. ; ZEE, Y. C. **Microbiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara koogan, 2003. p. 179-180.
- HILLYER, E. V.; QUESENBERRY, K. E. **Ferrets, rabbits, and rodents: clinical medicine and surgery**. Philadelphia: W. B. Saunders, 1997.
- INTELIZANO, T. R; SANTOS, P. R; FUTEMA, F; OTSUKI, D. A; ALMEIDA, T. I. **Anestesia em cães e gatos**. São Paulo: Roca, 2002. p. 190, 206-208.
- ISHIY H. M., LUNA S.P.L., GONÇALVES R. C., CRUZ, M. L. Uso da lidocaína isolada ou associada à quetamina ou ao butorfanbol, em anestesia epidural em cadelas, submetidas à ovariosalpingohisterectomia. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**. v.9. p. 25-127. 2002.
- JACQUES, M ; OLSON, M.E; CRICHLOW, A. M; OSBORNE, A . D; COSTERTON, J.W. The Normal Microflora of the Female Rabbit's Genital Tract, **Canadian Journal Veterinary Research**. Ottawa, v. 50, p. 272-274, 1986.
- JUNQUEIRA, L. C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica**. 11.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 542p.
- KONEMAN, E. W.; ALLEN S. D.; JANDA, W. M.; SCHRECKENBERGER, P. C; WINN JR, W. C. **Diagnóstico microbiológico: texto e atlas colorido**. 5. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2001. p 220 – 221.

- KÖNIG, H. E; LIEBICH, H. G. **Anatomia dos animais domésticos**. São Paulo: Artmed, 2004, v.2, p.141-143.
- LARSEN B.; MARKOVETZ A. J.; GALASK R. P. The bacterial flora of the female rat genital tract. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine*, Cambridge, v.151, p. 571-574, 1976.
- LANGE, R. R; SCHMIDT, E.M.S. **Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. p. 476.
- MASSONE, F. **Anestesiologia veterinária: farmacologia e técnicas**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2003. p.45- 47, 51,125-127.
- MATAMOROS, Y. Anatomia e histologia dei sistema reproductor dei tepezcuinte (*Cunicullus paca*). **Revista de Biologia Tropical**, San Jose, v. 29, n. 1, p. 155-164, 1981.
- MAYOR, P.; LÓPEZ-BÉJAR, M.; JORI, F.; RUTLLANT,J.; LOPES-GATIUS, F. Anatomicohistological characteristics of the genital tubular organs of the female brush-tailed porcupine (*Atherurus africanus*, Gray 1842) from Gabon. **Anatomia Histologia Embryologia**, Berlin, v.31, n.6, p.355-361,2002.
- MAYOR,P.; LÓPEZ-BÉJAR,M.;JORI,F.; FENECH,M.; LÓPEZ-GATIUS,F. Reproductive functional anatomy and oestrous cycle pattern of the female brush-tailed porcupine (*Atherurus africanus*, Gray 1842) from Gabon. **Animal Reproduction Science**, Amsterdam, v.77,p.247-259, 2003.
- MAYOR, P.; JORI, F.; LÓPEZ-BÉJAR, M. Anatomicohistological characteristics of the tubular genital organs of the female Collared Peccary (*Tayassu tajacu*) from north – eastern Amazon. **Anatomia Histologia Embryologia**, Berlin, v.33, n.2, p.65-74, 2004.
- MCMURPHY R. M. Postoperative epidural analgesia. **Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice**, Philadélphia, v. 23, 703-716, 1993.
- MERCHANT, I. A.; PACKER, R. A. Gêneros Escherichia, Aerobacte, Klebsiella, Paracolobactrum y Proteus. In: _____. **Bacteriología e virología veterinárias**. 3. ed. Zaragoza: Editorial Acribia, 1970. cap 20. p. 285-298.
- MOURA, S. G.; CARVALHO, M. A. M.; ARAÚJO, W. R.; VIEIRA, R. J.; ALMEIDA, M. M.; OLIVEIRA, M. F. Proposta de classificação para útero da cutia (*Dasyprocta aguti*,

- Linnaeus, 1766). **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte v. 27, n. 2, p. 284-285, 2003.
- NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. **The viscera of the domestic mammals**. 2.nd. Berlim, Verlag Paul Parey, 1979. p351-389.
- OJASTI, J. **Estúdio biológico del chiguire o capibara**. Caracas: FONAIAP, 1973. 262p.
- OLIVEIRA, F. S.; TONIOLLO, G. H.; MACHADO, M. R. F.; PAURA; D. Hemi-ovario-salpingohisterectomia em pacas prenhes e posterior ocorrência de prenhez (Agouti paca, linnaeus, 1766). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 3., p. 547-551, 2003.
- OLIVEIRA, F. S.; MARTINS, L. L.; DUQUE, J. C.; PAULONI, A. P.; VALADÃO, C. A. A. Anestesia epidural em cutias (*Dasyprocta azarae*). **Acta Scientiae Veterinariae**, Porto Alegre, v. 34, p. 89-91, 2006.
- PACHALY J. R. Contenção da cutia, *Dasyprota azarae* Lichtenstein, 1823 (rodentia; mammalia), pela associação de cetamina, cloridrato de xilazina e sulfato de atropina – definição de protocolos posológicos individuais com base em extrapolação alométrica interespecífica, **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da Unipar**. v.2: 83-84, 1999.
- PRAAG, E. V. Reproductive tract of the female rabbit, 2003. Disponível em: <[http://www.MediRabbit.com/urogenital tract of rabbits](http://www.MediRabbit.com/urogenital%20tract%20of%20rabbits)>. Acesso em: 16 fev.2005.
- QUINN, P. J.; MARKEY, B. K.; CARTER, M. E.; DONELLY, W. J.; LEONARD, F. C.; Microbiologia veterinária e doenças infecciosas. Porto Alegre: **Artmed**, 2005. p. 437.
- SCHWARZE, E.; SCHRÖDER, L. **Compendio de anatomia veterinária: sistema visceral**. Zaragoza: Acribia, 1970. v. 2, p. 277-286.
- SLATER, D. **Cirurgia de pequenos animais**. 2. ed. São Paulo: Manole, 1998. p. 1553.
- SMALLWOOD, J. E. **A guided tour of veterinary anatomy**. Philadelphia, W. B Saunders Company, 1992. p.340-365.

TOLOSA, E. M. C.; RODRIGUES, C. J.; BEHMER, A. O.; FREITAS-NETO, A. G. **Manual de técnicas para histologia normal e patológica**. 2 ed. São Paulo: Manole, 2003. p. 37.

Universidade de Caxias do Sul. **Cutia-Amarela (*Dasyprocta azarae*)**. Disponível em: <<http://www.uces.br/ucs/zoo/plantel/mamiferos/cutiaamarela>>. Acesso: em 21 de janeiro 2008.

WEISSMAN C. The metabolic response to stress: An overview and update. *Anesthesiology*, Hagerstown, v. 73, p. 308-327 1990.

YIN, Y.; MA, L. Desenvolvimento do trato reprodutor feminino de mamíferos. **Journal of Biochemistry**, Oxford, v. 137, n. 6, p.679-80, 2005.

ZONDEK, B. The Effect Of Prolonged Application Of Large Doses Of Follicular Hormone On The Uterus Of Rabbits, 1936. Disponível em: <<http://www.jem.org>> Acesso em: 28 abr. 2008.

Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)