

**UFRRJ
INSTITUTO DE BIOLOGIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL
MORFOLOGIA**

DISSERTAÇÃO

**Estudo Histológico dos Sistemas Reprodutores Masculino e
Feminino de *Callithrix jacchus* (LINNAEUS, 1758) (PRIMATES:
CALLITHRICIDAE).**

Rodrigo Chaves

2006



UFRRJ
INSTITUTO DE BIOLOGIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

**Estudo Histológico dos Sistemas Reprodutores Masculino e
Feminino de *Callithrix jacchus* (LINNAEUS, 1758) (PRIMATES:
CALLITHRICIDAE)**

RODRIGO CHAVES

Sob orientação da Prof.^a Dr.^a
Nadja Lima Pinheiro

Dissertação submetida como
requisito parcial para obtenção do
grau de **Magister Scientiae** em
Biologia Animal, área de
concentração em Morfologia.

Seropédica, RJ

Março de 2006

636.9820891018

C512e

T

Chaves, Rodrigo, 1979-

Estudo histológico dos sistemas reprodutores masculino e feminino de *Callithrix jacchus* (Linnaeus, 1758-) (Primates : Callithricidae) / Rodrigo Chaves. - 2006.

57 f. : il.

Orientador: Nadja Lima Pinheiro.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Biologia.

Bibliografia: f. 54-57.

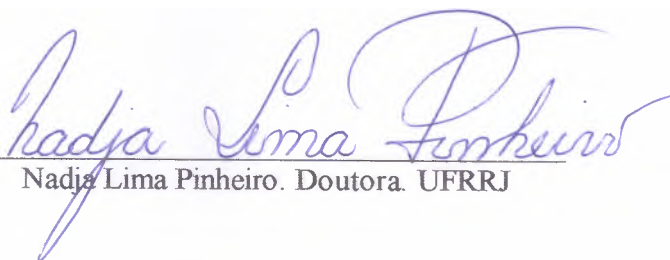
1. *Callithrix jacchus* - Histologia - Teses. 2. *Callithrix jacchus* - Aparelho genital - Teses. 3. Aparelho genital - Histologia - Teses. 4. Histologia veterinária - Teses. I. Pinheiro, Nadja Lima, 1943-. II. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Instituto de Biologia. III. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE BIOLOGIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

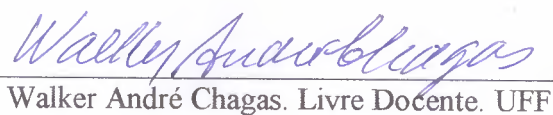
RODRIGO CHAVES

Dissertação submetida ao Curso de Pós-Graduação em Biologia Animal, área de Concentração em Morfologia, como requisito parcial para obtenção do grau de **Magister Scientiae**.

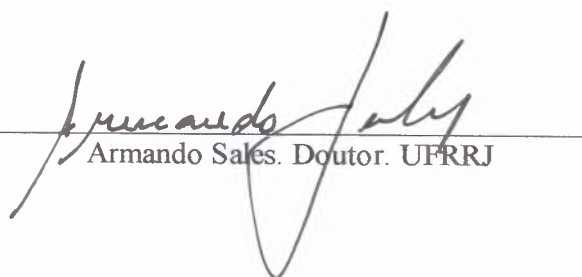
DISSERTAÇÃO APROVADA EM 28/03/2006



Nadja Lima Pinheiro. Doutora. UFRRJ



Walker André Chagas. Livre Docente. UFF



Armando Sales. Doutor. UFRRJ

Aos meus pais, Cristina e
Gilberto, aos meus irmãos
Diogo e Guilherme e a minha
namorada Gianni.

AGRADECIMENTOS

Ao Prof^o Dr^o Alcides Pissinatti, Administrador do Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ/FEEMA), pelo empréstimo dos espécimes utilizados como material de estudo neste trabalho.

Ao Prof^o Dr^o Paulo Scherer, pela contribuição nas etapas iniciais de tratamento do material.

Aos Técnicos de laboratório Fernando Chagas, da UGF, e Ilza L.C. Meireles, da UFRRJ, pela contribuição no preparo das técnicas histológicas.

Ao Prof^o Ms^o Carlos Antônio do Nascimento Santos, à colega Clarice Machado dos Santos, aos Prof^o Dr^o Armando Sales, da UFRRJ e Maria Aparecida Alves do Nascimento, da F.A.A., pela contribuição no preparo da Técnica de Imunohistoquímica.

RESUMO

CHAVES, Rodrigo. **Estudo histológico dos Sistemas Reprodutores masculino e Feminino de *Callithrix jacchus* (LINNAEUS, 1758) (PRIMATES: CALLITHRICIDAE)**. Seropédica: UFRRJ, 2006. 57p. (Dissertação, Mestrado em Biologia Animal).

O estudo objetivou descrever histologicamente os sistemas reprodutores feminino e masculino de primatas neotropicais da espécie *Callithrix jacchus*, conhecidos na nomenclatura usual como sagüi-de-tufo-branco, visto que este estudo poderá ser usado para conhecimento da espécie, ou para que se possa controlar a população de sagüis, quando a mesma for considerada praga. Os animais estudados fazem parte da coleção do Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ / FEEMA) e foram emprestados para esta pesquisa. Ao estudarmos os ovários das fêmeas, detectamos, abaixo do epitélio de revestimento uma albugínea colagenosa com marcação forte para colágeno tipo I. Entre os folículos observamos marcação fraca para este colágeno. Nos folículos primários unilaminares observamos glicoproteínas neutras na zona pelúcida; nos folículos secundários e maduros observamo-las na zona pelúcida e no líquido antral. Nos corpos lúteos, em vários níveis de desenvolvimento, observamos glicoproteína neutra por entre as células granuloso-luteínicas e teco-luteínicas e no restante de líquido folicular, enquanto este ainda estava presente. Nos folículos ovarianos multilaminares observamos, antes da formação do antro, vários espaços com reação positiva ao PAS: os chamados corpúsculos de *Call Exner*. Estes são, certamente, os precursores do líquido folicular. Eles são mais evidentes do que no ovário humano. A parede da tuba uterina foi vista com uma túnica mucosa, uma muscular e externamente, uma serosa. Observamos, nos exemplares mais idosos, uma atrofia das trompas. Na parede uterina o endométrio apresentou epitélio simples cilíndrico com glândulas simples e ramificadas cujo produto reagiu positivamente ao PAS. A cérvix não se mostrou glandular; as glândulas uterinas não se estendem até ela. A vagina apresentou-se como um tubo fibromuscular, a mucosa consistindo de um epitélio estratificado pavimentoso pouco queratinizado, repousando numa lâmina própria fibrosa. A vulva representou-se pelo vestíbulo e grandes lábios. Os testículos em *Callithrix jacchus*, mostravam-se envolvidos por uma cápsula de tecido conjuntivo, com predominância de fibras colágenas do tipo I. A partir desta cápsula, denominada albugínea, partiam septos incompletos delgados, que não compartimentalizam totalmente o testículo. O colágeno da albugínea se continuava nos septos e com o tecido intertubular. O túbulo seminífero apresentava-se revestido pelo epitélio seminífero, que apoiava-se em uma lâmina basal reativa ao PAS. Tanto túbulos retos quanto à rede testicular apresentavam-se revestidos por epitélio cúbico simples. Dessa rede emergiam dutos eferentes sendo que já observávamos um epitélio pseudoestratificado cilíndrico. Esses dutos formavam o ducto epididimário. O ducto epididimário apresentava um epitélio pseudoestratificado cilíndrico com esterocílios. Externamente ao epitélio e à lâmina basal localiza-se uma musculatura lisa, que exhibe gradual aumento próximo-distal em espessura. Entre as dobras desse ducto observamos colágeno do tipo I. O epitélio do epidídimo e sua secreção demonstraram reação forte ao PAS. O ducto deferente se continuava ao ducto epididimário, localizando-se dentro do cordão espermático, circundado pelas veias do plexo pampiniforme, artérias, vasos linfáticos, nervos e células musculares estriadas esqueléticas do músculo cremaster. A parte terminal do ducto ao ampliar-se, evagina-se, formando as vesículas seminais. Após a emergência da vesícula seminal, o ducto deferente recebe a denominação de ducto ejaculatório e desemboca na uretra pélvica, a qual é envolvida pela próstata. A próstata é um conjunto de glândulas túbulo-alveolares compostas revestidas por um epitélio pseudoestratificado cilíndrico.

Palavras-chave: Reprodutor, Histologia, *Callithrix jacchus*

ABSTRACT

CHAVES, Rodrigo. **Histological study of male and female reproductive system of *Callithrix jacchus* (LINNAEUS, 1758) (PRIMATES: CALLITHRICIDAE)**. Seropédica: UFRRJ, 2006, 57p. (Dissertation, Master Science in Animal Biology, Morfology).

The objective of this study is to describe, histologically, the male and female reproductive system of neotropical primates belonging to the species *Callithrix jacchus*, also known as common marmoset. The results are expected to be used in eventual population control, if and when its growth is considered harmful. The animals under study were borrowed from the Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ/FEEMA), to be used as necessary. The study of the ovaries revealed collagenous albuginea, under a single layer of squamous epithelium, - with strong mark for type I collagen. Among the follicles were observed a weak mark for the same collagen. In the unilaminar primary follicles we observed neutral glycoproteins called the zona pellucida; in the secondary and mature follicles these glycoproteins were seen in the zona pellucida and in the follicular fluid. In the multilaminar primary follicle, before the formation of the antrum, we observed several spaces which stain positively with PAS reaction and are called Call-Exner bodies. These are, surely, the precursors of the follicular fluid. They are more evident than in the human ovary. An ovarian follicle with a completely formed antrum and cumulus oophorus is considered a mature follicle. In the corpus luteum, in several levels of development, we saw neuter glycoprotein interspersed with granulosa lutein cells and theca lutein cells, and, in the remnants of the follicular fluid, while present. The walls of the oviducts are composed of three layers: mucosa, muscularis and serosa. In the more aged specimens we observed atrophy of the oviducts. The uterine wall of the body and the fundus is composed of an endometrium, myometrium, and either an adventitia or a serosa. The endometrium is composed of a simple columnar epithelium and a lamina propria with simple branched tubular glands, whose product reacted positively with PAS. The cervix did not present glands; the uterine glands did not extend until it. The vagina was a fibromuscular tube with the mucous membrane consisting of a stratified squamous epithelium, not strictly keratinized, resting in a fibrous lamina propria. The vulva was represented by its vestibule and majora labia. Each testis is surrounded by a capsule of dense, irregular collagenous tissue, with predominance of type I collagen, known as tunica albuginea. Incomplete septa part from this capsule. These septa are thin and do not totally compartment the testis. The seminiferous tubule presents itself covered by the seminiferous epithelium, which is supported by a basal lamina reactive to PAS. Both the tubuli recti and the rete testis are covered by a simple cuboidal epithelium. Emerging from the rete testis we could devise ductuli efferentes which shows a pseudostratified epithelium. The ductus epididymis is lined by a stereociliated pseudostratified columnar epithelium. The epithelium is separated by a basal lamina from the underlying loose connective tissue. A layer of circularly arranged smooth muscle cells surrounds the connective tissue layer which exhibits a gradual increase proximo-distal in the thickness. Between the folds of this duct collagen type I was detected. The epididymis epithelium and its secretion revealed strong reaction to PAS. The ductus deferens is the continuation of the epididymis. The seminal vesicle arise as outgrowths from the ductus deferens. After the emergency of the seminal vesicle, the ductus deferens receives the denomination of ejaculatory duct and terminates into the pelvic uretra, which is enveloped by the prostate. The prostate is a conglomeration of compound tubuloalveolar glands and the glands are lined by a pseudostratified columnar epithelium.

Key-words: Reproductive, Histology, *Callithrix jacchus*

SUMÁRIO

| | |
|--|-----------|
| 1. INTRODUÇÃO..... | 10 |
| 2. REVISÃO DE LITERATURA..... | 11 |
| 2.1 Classificação taxionômica e características morfofisiológicas..... | 11 |
| 2.2 Distribuição..... | 12 |
| 2.3 Características gerais, organização social e alimentação..... | 12 |
| 2.4 Características Morfofisiológicas do Sistema Reprodutor Feminino..... | 13 |
| 2.4.1 Ovários..... | 13 |
| 2.4.2 Tubas uterinas..... | 15 |
| 2.4.3 Útero..... | 16 |
| 2.4.4 Vagina..... | 18 |
| 2.4.5 Genitália externa..... | 18 |
| 2.5 Características Morfofisiológicas do Sistema Reprodutor Masculino..... | 19 |
| 2.6 2.5.1 Testículos..... | 19 |
| 2.6.1 Epidídimo..... | 21 |
| 2.6.2 Ducto deferente e ducto ejaculador..... | 21 |
| 2.6.3 Uretra..... | 22 |
| 2.6.4 Pênis..... | 22 |
| 2.6.5 2.6.6 Próstrata..... | 22 |
| 2.6.6 Vesícula seminal..... | 23 |
| 2.6.7 Glândula bulbouretrais..... | 23 |
| 3. MATERIAIS E MÉTODOS..... | 24 |
| 3.1 Materiais..... | 24 |
| 3.2 Características e Localização do CPRJ/FEEMA..... | 24 |
| 3.3 Métodos..... | 24 |
| 3.3.1 Técnicas histológicas..... | 25 |
| 3.3.2 Estudo imunohistoquímico..... | 27 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 29 |
| 4.1 Sistema Reprodutor Feminino..... | 29 |
| 4.2 Sistema Reprodutor Masculino..... | 31 |
| 5. CONCLUSÃO..... | 53 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 54 |

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o país que apresenta o maior número de espécies de primatas neotropicais do mundo, sendo um importante local para estudos destes animais. Porém, numerosas espécies já desapareceram das matas brasileiras e outras se aproximam rapidamente da extinção, em decorrência da degradação florestal através de queimadas, extração ilegal de madeira e crescimento acelerado das cidades, sendo estes os principais motivos de agressão à fauna.

As grandes extensões florestais do passado como a Mata Atlântica, pela proximidade dos centros urbanos, estão hoje reduzidas a pequenos fragmentos de mata muito distantes uns dos outros. Este fato dificulta a conservação natural, facilitando a captura e a aniquilação de várias espécies.

Áreas de concentração como a ecologia e a morfologia, realizam trabalhos com a finalidade de aumentar o conhecimento em relação às espécies da nossa fauna, contribuindo para conservação dos animais. Além disto, muitas destas espécies, principalmente de primatas, apresentam características tanto comportamentais, quanto fisiológicas e morfológicas muito similares as de seres humanos.

Os animais estudados no presente trabalho pertencem à espécie *Callithrix jacchus* (LINNAEUS, 1758), conhecido na nomenclatura usual como sagüi-de-tufo-branco. Habitam formações arbóreas baixas como caatinga e cerrado, ocorrendo no nordeste do Brasil, ao norte do Rio São Francisco e a leste do Rio Parnaíba. Foi introduzido em várias matas do Brasil, principalmente no sudeste, resultado do tráfico ilegal de animais silvestres (RUIZ-MIRANDA, C.R., 2000).

Por ser um animal introduzido, pela grande facilidade de adaptação e devido à destruição de seus habitats naturais, ele pode ser considerado praga agrícola, além de representar um problema a algumas espécies ameaçadas de extinção, como o mico leão dourado, pois compete pelo mesmo nicho e pode transmitir raiva, entre outras doenças, para indivíduos desta espécie.

O sistema reprodutor masculino e feminino desta espécie foi escolhido como objeto de estudo desta dissertação por solicitação e sugestão do Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ/FEEMA).

O *Callithrix jacchus* é amplamente estudado por ser um animal possuidor de características morfológicas, fisiológicas e comportamentais de grande valia. Por exemplo, no que se refere ao comportamento sexual e reprodutivo existe uma grande similaridade entre algumas de suas características fisiológicas com a de humanos, como o ciclo ovariano de 28 dias e receptividade sexual de fêmea em todas as fases do ciclo. As similaridades são tantas que Marshall (2003) realizou uma pesquisa onde o hormônio folículo estimulante humano recombinado é utilizado para estimular a super ovulação em animais desta espécie. As primeiras fêmeas XY de primatas não-humanos descritas pertencem a esta espécie (SANCHEZ-MORGADO et al. 2003).

O presente trabalho teve por objetivos estudar e descrever histologicamente os sistemas reprodutores feminino e masculino de *Callithrix jacchus*, para posteriormente ser utilizado como base de comparação com aparelhos reprodutores de outros primatas neotropicais, além de contribuir para um maior conhecimento das características reprodutivas desta espécie, ou para que se possa controlar a população de sagüis, quando a mesma for considerada praga. Embora muitos estudos sobre estes primatas tenham sido realizados, a descrição morfológica com o enfoque abordado neste trabalho ainda não foi totalmente pesquisada.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Classificação Taxonômica e Características Morfológicas

Foto 1: *Callithrix jacchus*



Fonte: Instituto Horus

A ordem dos primatas faz parte do reino animal, do filo cordado e da classe dos mamíferos. Os primatas não-humanos são classificados em dois grandes grupos, os primatas do velho mundo (Catarrinos) e os primatas do novo mundo ou neotropicais (Platirrinos). A principal diferença entre os dois grupos são as narinas, voltadas para os lados no nariz achatado e no focinho curto em Platirrinos, e voltadas para baixo no focinho longo em Catarrinos. Além desta característica os primatas neotropicais são arborícolas, enquanto os primatas do velho mundo vivem no solo (AURICCHIO, 1995).

Os primatas neotropicais estão separados em 5 famílias (Callithricidae, Cebidae, Aotidae, Pitheciidae e Atelidae), 18 gêneros (*Cebuella*, *Mico*, *Callithrix*, *Saguinus*, *Leontopithecus*, *Callimico*, *Saimiri*, *Cebus*, *Aotus*, *Callicebus*, *Pithecia*, *Chiropotes*, *Cacajao*, *Alouatta*, *Ateles*, *Lagothrix*, *Oreonax* e *Brachyteles*), 110 espécies e 205 subespécies (RYLANDS et al, 2000).

A família Callithricidae apresenta os seguintes gêneros: *Callithrix*, *Callimico*, *Cebuella*, *Mico*, *Leontopithecus* e *Saguinus* (RYLANDS et al., 2000). São os menores primatas antropóides do mundo, variando entre 100g (*Cebuella*) até 700g (*Leontopithecus*), sendo todos altamente adaptados à vida arbórea. A cauda dos animais pertencentes a esta família apresenta comprimento maior que o resto do seu corpo, mesmo contando com a cabeça, garantindo o equilíbrio do animal. Com exceção do hálux, todos os dedos apresentam unhas em formas de garras, facilitando a subida e a descida de árvores, auxiliando também na captura de insetos em frestas (AURICCHIO, 1995).

A pelagem é bastante vasta, apresentando maior volume na cabeça (*Leontopithecus* e *Cebuella*), ao redor das orelhas (*Callithrix*) ou ao redor dos lábios (*Saguinus*). Outra característica própria desta família é a ausência do terceiro molar, apresentando a fórmula dentária 2/2, 1/1, 3/3, 2/2, num total 32 dentes, com incisivos

inferiores adaptados para roer troncos de árvores gumíferas (AURICCHIO, 1995; CENP 200-).

Os animais estudados pertencem ao gênero *Callithrix*, espécie *Callithrix jacchus*, conhecido na nomenclatura usual como sagüi-de-tufos-brancos, sagüi-comum e em inglês como *common marmoset* (INSTITUTO HORUS, 2005).

Os indivíduos representantes da espécie *Callithrix jacchus* apresentam pelagem longa e densa com tufos de pêlo branco por trás e acima das orelhas. Apresentam uma marca branca bastante evidente na região frontal da cabeça, face e pescoço com coloração cinza-sujo. A coloração geral do corpo é cinza claro com reflexos castanhos e pretos. São observadas também listras transversais na cauda e no dorso. Medem entre 12 a 15 cm de comprimento do corpo, chegando a medir 35 cm se considerar o comprimento da cauda (AURICCHIO, 1995; PARKER, 1990).

2.2 Distribuição

O sagüi-de-tufo-branco é nativo do nordeste do Brasil, mais precisamente ao norte do Rio São Francisco e ao leste do Rio Parnaíba, podendo ser encontrado desde áreas de cerrado e fragmentos florestais até a caatinga nordestina. Foi introduzido em várias matas do Brasil, principalmente no Sudeste, em regiões de Mata Atlântica, apresentando ótima adaptação. O *Callithrix jacchus*, juntamente com o *Callithrix penicillata*, apresenta larga distribuição geográfica, grande densidade populacional e eficiência na exploração de habitats, sendo consideradas espécies com grande sucesso ecológico (AURICCHIO, 1995; CASTRO, 2003; STEVENSON & RYLANDS 1988).

A facilidade de adaptação é prejudicial às outras espécies de primatas neotropicais, tanto pela competição por nicho ecológico quanto por ser vetor de raiva, afetando espécies do gênero *Leontopithecus* ameaçadas de extinção, como o mico-leão-dourado (*Leontopithecus rosalia*) e mico-leão-de-cara-dourada (*Leontopithecus chrisomelas*) (INSTITUTO HORUS, 2005).

2.3 Características Gerais, Organização social e Alimentação

São animais de hábitos diurnos, sendo ativos desde o amanhecer até o entardecer. São monogâmicos e gostam de mostrar a genitália para demarcar o seu território (CENP, 200-). Entretanto, segundo Cover (2000), alguns grupos podem ser poliândricos, com uma fêmea acasalando com vários machos.

A monitoração em longo prazo de sagüis selvagens mostrou alguns grupos poligêndricos (grupos que contêm mais de uma fêmea reproduzindo), fato que indica uma saída reprodutiva desequilibrada associada com a copulação extragrupo (SOUZA et al., 2005).

As fêmeas apresentam período de gestação que pode variar entre 140 e 150 dias e o cuidado com neonatos dura aproximadamente 8 semanas após o nascimento (MILLS et al., 2004).

Zuckerman, em 1932, sugeriu que os primatas tendiam a ser animais sociais porque eles apresentavam atividade sexual contínua. Na década de 50 os primeiros estudos com primatas de campo, como o de Carpenter, em 1954, revelaram que a atividade sexual não era contínua. Também foi demonstrado que diferentes espécies possuíam organizações sociais bastante distintas, como o orangotango, solitário, e o chimpanzé, que pode viver em bandos de até 50 indivíduos (KREBS & DAVIES, 1966).

O *C. jacchus* vive em grupos sociais contendo de 3 a 15 animais, formados por indivíduos adultos reprodutores e não reprodutores, subadultos, juvenis e infantes (STEVENSON & RYLANDS, 1988). A característica mais proeminente do comportamento desta espécie é o cuidado infantil dos outros indivíduos do grupo que não são a mãe, encontrada também em outros primatas da família *Callitrichidae*. Os machos adultos e jovens ajudam a mãe tanto com alimentação quanto com a proteção contra predadores (SMUTS et al., 1987).

O sagüi geralmente apresenta hábitos alimentares herbívoros, alimentando-se de folhas de árvores. Os indivíduos desta espécie são encontrados em árvores também para alimentarem-se de insetos, aranhas, frutas, flores e néctar. Menos freqüentemente, se alimentam de pequenos lagartos, ovos de pássaros e também de rãs. São classificados então como animais generalistas, sendo herbívoros, insetívoros, gumíferos e carnívoros (PARKER, 1990).

2.4 Características Morfofisiológicas do Sistema Reprodutor Feminino

Os órgãos reprodutores femininos incluem os dois ovários, o útero, as duas tubas uterinas, a vagina e a genitália externa. Fêmeas de *Callithrix jacchus* apresentam vagina com 34.0mm de comprimento médio. Seu útero apresenta em média 8.4mm de comprimento, 10.0mm de largura e 6.4mm de espessura, com seus ovários medindo 5.3 x 4.3 x 3.8mm. As tubas uterinas apresentam 10.5mm de comprimento médio e 1.5mm de largura (CUI & MATTHEWS, 1994).

De maneira geral, a função dos órgãos do sistema reprodutor feminino é produzir gametas femininos (ovócitos). Também produzem hormônios sexuais que regulam e influenciam as funções de outros órgãos do corpo (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

2.4.1 Ovários

Os ovários são as gônadas femininas, com formato de amêndoas. Como os testículos, os ovários têm função de gametogênese e endócrina. Sua superfície é coberta por um epitélio simples cúbico ou pavimentoso, denominado epitélio germinativo, derivado do peritônio. Abaixo deste está a delgada túnica albugínea, formada por tecido conjuntivo denso não-modelado. A estrutura do ovário está dividida em um córtex e uma medula de tecido conjuntivo frouxo com um rico leito vascular. O limite entre o córtex e a medula não é facilmente identificado (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

No interior do córtex ovariano encontram-se folículos ovarianos em desenvolvimento, circundados por um estroma de tecido conjuntivo. O folículo ovariano consiste em um ovócito envolvido por uma ou mais camadas de células foliculares ou da granulosa.

O córtex ovariano embrionário apresenta grande quantidade de oogônias derivadas do saco vitelino. Aproximadamente 20% das oogônias tornam-se envolvidas por células foliculares, para formar os folículos primordiais, e sobrevivem ao nascimento. As células derivadas das oogônias são denominadas ovócitos primários, que estão parados na prófase da meiose I até continuarem o seu desenvolvimento, um pouco antes da ovulação (LEBOFFE, 2005).

Começando na puberdade e aproximadamente a cada 28 dias até a menopausa, sob a influência do hormônio folículoestimulante (FSH) da adeno-hipófise, os folículos primordiais continuam o seu desenvolvimento, tanto em humanos como em alguns

primatas neotropicais, como o sagüi-de-tufo-branco (MARSHALL, 2003).

Neste estágio de desenvolvimento, os folículos primordiais consistem em uma única camada de células achatadas circundando o ovócito primário. O ovócito do folículo primordial é uma célula esférica que possui um grande núcleo excêntrico com nucléolo bem evidente. As células foliculares se dividem por mitose formando uma camada única de células cubóides, quando o folículo passa a ser chamado de folículo primário unilaminar (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

O desenvolvimento continua à medida que o ovócito primário aumenta de tamanho e as células foliculares, agora denominadas células da granulosa, que formam a camada granulosa, se tornam estratificadas para constituir um folículo primário multilaminar (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

A zona pelúcida se forma entre o ovócito primário e as células da granulosa. Consiste em uma camada amorfa composta de pelos menos três glicoproteínas, ZPA, ZPB e ZPC, expressas de maneira similar em várias espécies de mamíferos, tanto em animais domésticos quanto em camundongos, humanos e sagüis (HARRIS *et al*, 1994). Resultados de estudos com camundongos apontam que estas glicoproteínas são exclusivamente sintetizadas no citoplasma do ovócito, porém no sagüi-de-tufo-branco estas glicoproteínas são sintetizadas nos ovócitos e nas células da granulosa (BOGNER, *et al.*, 2004).

O desenvolvimento de um folículo primário em um folículo secundário envolve proliferação contínua das células da camada granulosa e a formação de pequenos espaços intercelulares que coalescem para formar o antro. O fluido folicular acumula-se no antro. Algumas células da camada granulosa permanecem ao redor do ovócito, formando o *cumulus oophorus*. A continuação do desenvolvimento resulta no destacamento da camada de células próxima da zona pelúcida do ovócito, porém permanecendo aderida por meio de pequenos filamentos citoplasmáticos. Esta camada única de células é denominada *corona radiata* (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Enquanto ocorrem estas modificações, o estroma próximo ao folículo forma uma camada interna celular e vascularizada denominada teca interna e uma camada externa fibrosa denominada teca externa, que apresenta células semelhantes a do estroma ovariano, porém arranjadas concentricamente em volta do folículo. A teca interna e as células da granulosa produzem o hormônio estrogênio. É difícil precisar o limite entre as duas tecas, mas o limite entre a teca interna e camada granulosa é bem evidente, pois suas células apresentam diferenças morfológicas e ainda existe uma lâmina basal entre elas (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Dos muitos folículos secundários que se formam a cada mês, apenas um cresce muito mais que os outros, tornando-se o folículo dominante, podendo alcançar o estágio mais avançado de crescimento e ovular. Neste estágio, o folículo é chamado de maduro, pré-ovulatório ou de de Graaf, que se projeta da superfície do ovário. Os outros folículos entram em atresia, onde as células foliculares e ovócitos degeneram, sendo eliminados por células fagocíticas. Porém, as células da teca interna freqüentemente podem permanecer isoladas ou em pequenos grupos no estroma cortical, sendo então chamadas de células intersticiais (LEBOFFE, 2005).

A ruptura de parte da parede do folículo maduro e a liberação do ovócito fazem parte do processo de ovulação. Embora este processo ocorra aproximadamente no décimo quarto dia de um ciclo de 28 dias, tanto em mulheres quanto em fêmeas de *Callithrix jacchus* (MARSHALL, 2003), segundo Gilchrist *et al.* (2001) estes animais são os primatas antropóides com o maior e mais variado número de ovulações (1 a 4).

Em decorrência da ruptura da parede, o ovócito, envolto pela zona pelúcida, pela

corona radiata e com um pouco de fluido folicular, deixam o ovário e entram na extremidade aberta da tuba uterina, onde o ovócito poderá ser fertilizado. O ovócito primário completa a primeira divisão meiótica e forma um ovócito secundário e o primeiro corpúsculo polar. A maior parte do citoplasma acaba por fazer parte do ovócito secundário; o corpúsculo polar tem a função de transportar o segundo núcleo haplóide produzido pela meiose I. Desta forma, o ovócito secundário começa a segunda divisão meiótica (LEBOFFE, 2003; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

A ovulação é um processo complexo, mas está basicamente associada a um pico de hormônio luteinizante (LH) da adeno-hipófise, resultando no aumento da pressão interna devido ao acúmulo de líquido folicular, formando um edema, levando ao enfraquecimento e a ruptura das células da camada granulosa do folículo próximo à superfície ovariana. O ovócito secundário entra no infundíbulo das tubas uterinas começando sua jornada em direção ao útero e, talvez, à fertilização. Caso não ocorra a fertilização dentro do período de 24 horas após a ovulação, o ovócito secundário é fagocitado (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Ao final do processo ovulatório as células da granulosa e as células da teca interna do folículo que ovulou se reorganizam formando uma glândula endócrina temporária, o corpo lúteo, encontrado na camada cortical do ovário. Em modelos *in vitro*, a partir de cultura com folículo não-luteinizado de *C. jacchus*, indutor de LH, TGF-beta (*transforming growth factor*) e AMP cíclico, consegue-se desenvolver as estruturas do corpo lúteo após 96 horas (WEHRENBURG & RUNE, 2000).

Em *C. jacchus* a distribuição das células do corpo lúteo pode ser determinada no 6º, 14º e 20º dia após a ovulação (WEBLEY et al., 1990). A maioria das células do corpo lúteo é derivada das células da camada granulosa. As células granuloluteínicas são grandes, pouco coradas, secretoras de progesterona e estrógenos.

Células derivadas das células da teca interna aparecem em menor número na periferia, são menores e coram-se mais intensamente do que as células granuloluteínicas, sendo chamadas de células tecoluteínicas, que também produzem progesterona e estrógenos. De acordo com Webley et al. (1990), a principal característica que difere as células do corpo lúteo de humanos e do sagüi-de-tufo-branco é o formato da mitocôndria, que no segundo é mais arredondada.

Em *C. jacchus* ocorre grande proliferação de células endoteliais durante a formação do corpo lúteo, porém diminuindo e permanecendo baixa durante a fase luteal e a regressão funcional. Entretanto, durante a fase de regressão estrutural ocorre aumento da proliferação celular, que também pode ser desencadeada pela regressão estrutural (YOUNG et al., 2000).

Não havendo fertilização, o corpo lúteo menstrual degenera e é substituído por tecido cicatricial de tecido conjuntivo denso, constituindo o corpo *albicans*, rico em colágeno.

A medula ovariana é formada por tecido conjuntivo frouxo com grandes vasos sanguíneos, linfáticos e nervos. As principais células são fibroblastos e as células do hilo, de natureza epitelial, produtoras de andrógenos.

2.4.2 Tubas uterinas

As tubas uterinas ou ovidutos são dois tubos musculares, representando extensões laterais da porção superior do útero. Existem quatro segmentos em cada uma, o infundíbulo, a ampola, o istmo e a região intramural. O infundíbulo, em forma de funil, abre-se na cavidade peritonial e recebe o ovócito secundário que foi liberado pelo ovário. Apresenta prolongamentos em forma de franjas que se estendem a partir de sua

borda, denominadas fimbrias. A ampola é a porção mais longa das tubas uterinas e é o local onde normalmente ocorre a fertilização. O istmo forma-se onde a ampola se torna mais estreita e conduz à região intramural no interior da parede uterina (LEBOFFE, 2005).

De acordo com Junqueira & Carneiro (2004), três camadas compõem as tubas uterinas: a mucosa, a túnica muscular e a serosa. A mucosa é revestida por um epitélio simples cilíndrico contendo dois tipos de células, ciliadas e secretoras. As células ciliadas, auxiliadas pelo fluido formado pelas células secretoras, movimentam o ovócito em direção ao útero. A secreção também nutre os espermatozoides e auxilia em sua maturação final. Abaixo do epitélio encontra-se uma lâmina própria formada por tecido conjuntivo frouxo.

A mucosa também apresenta pregas longitudinais, que são ramificadas na ampola, menores nos segmentos da tuba mais próximo ao útero e reduzidas a pequenas protuberâncias na porção intramural. A superfície interna da mucosa é quase lisa.

A túnica muscular é formada por uma espessa camada de músculo liso disposto em uma camada circular interna e uma camada longitudinal externa, que produzem ondas peristálticas auxiliando o movimento do ovócito. Todas as regiões das tubas uterinas são recobertas por uma serosa formada de uma lâmina visceral de peritônio (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

2.4.3 Útero

O útero é um órgão em formato de pêra, localizado na cavidade pélvica, sendo formado por três regiões, o corpo do útero, o fundo do útero e a cérvix ou colo uterino.

O corpo do útero é a principal porção do órgão, representando a parte mais dilatada. As tubas uterinas entram na porção superior do corpo. O fundo está localizado superiormente à entrada das tubas uterinas e apresenta-se em forma de cúpula. A cérvix é a porção cilíndrica e estreita que se projeta para dentro da vagina (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Conforme descrito por Leboffe (2005), a parede uterina é espessa e formada por três camadas principais, o endométrio, o miométrio e a serosa ou adventícia. O endométrio é a mucosa uterina e o local de implantação do blastocisto durante a gestação. O blastocisto é uma massa multicelular derivada do ovo fertilizado após aproximadamente uma semana de desenvolvimento do embrião.

O endométrio é revestido por um epitélio simples cilíndrico, formado por células secretoras e células ciliadas. Este revestimento está disposto sobre uma lâmina própria, com tecido conjuntivo rico em fibroblastos e grande quantidade de matriz extracelular. Observam-se também glândulas uterinas tubulosas simples secretoras de glicogênio.

Durante a fase proliferativa ou folicular do ciclo menstrual, estas glândulas se alongam e gradativamente tornam-se retilíneas, sob a influência do estrogênio ovariano. Concomitantemente o estroma torna-se mais espesso e mais vascularizado. Em caso de gestação, tanto a secreção de glicogênio quanto a vascularização do estroma servem como suporte nutricional ao blastocisto implantado até que a placenta se forme (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

A fase secretora ou luteínica começa após a ovulação. Durante esta fase, o endométrio é mantido pela ação da progesterona produzida pelo corpo lúteo. As glândulas endometriais, inicialmente retilíneas na fase proliferativa, gradativamente tornam-se enoveladas e tortuosas. Caso não ocorra a fertilização e a implantação, os níveis de progesterona caem, resultado da degeneração do corpo lúteo, e o endométrio sofre descamação durante a menstruação (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Kholkute et al. (2000) descreveram as alterações na localização imunohistoquímica do receptor endometrial de estrogênio (ER) e do receptor de progesterona (PR) durante vários estágios do ciclo ovariano no sagüi. O ciclo ovariano foi monitorado pelo estradiol e pela progesterona plasmática. Durante a fase folicular inicial, uma fraca imunolocalização do ER foi observada no estroma endometrial. Durante a fase folicular avançada, sob a influência de níveis elevados de estradiol, a localização do ER no estroma era intenso. Durante a fase luteal, a localização do ER era ausente no estroma, o que indica que as concentrações elevadas de progesterona suprimiram este receptor. A localização de PR não foi observada no estroma durante a fase folicular inicial, porém uma fraca mancha pode ser vista no estroma durante a fase folicular adiantada. A máxima localização de PR foi observada durante o meio da fase luteal. Os autores concluíram que os receptores endometriais ER e PR apresentam imunolocalização restrita ao estroma.

Segundo Leboffe (2005), o crescimento cíclico, a degeneração e o reparo do endométrio resultaram na identificação de três camadas em sua estrutura. A primeira camada é o estrato basal, encontrado próximo ao miométrio, relativamente imutável durante o ciclo. Sua função é servir como fonte de células para a reestruturação do endométrio após a menstruação. A segunda camada é o estrato esponjoso, mais espesso, caracterizado por um estroma que apresenta aspecto esponjoso. A terceira camada é o estrato compacto, encontrado na superfície e caracterizado por um estroma mais denso. O estrato esponjoso e o estrato compacto conjuntamente são referidos como a camada funcional.

A diferenciação do endométrio do *Callithrix jacchus* sob diferentes níveis de hormônios esteróides foi investigada ao microscópio eletrônico. Baseado em diferenças nos compartimentos glandular e interglandular, o endométrio de fêmeas de sagüis-de-tufo-branco sexualmente maduras consiste em 3 zonas: basal, adluminal e luminal (RUNE et al. 1992).

As aparências hormônio-dependentes foram caracterizadas. Com baixas concentrações de esteróides, os espaços intercelulares entre as células epiteliais glandulares ocorreram nas zonas adluminal e luminal. As células epiteliais da região basal exibiram vesículas e fagolisossomas junto com grandes profusões apicais (RUNE et al. 1992).

O miométrio é a camada mais espessa do útero, sendo composto por músculo liso separado por tecido conjuntivo em quatro camadas pouco definidas. Existem as camadas longitudinais interna e externa, paralelas ao eixo longo do órgão, e as camadas intermediárias, que contêm os vasos sanguíneos responsáveis pela irrigação do órgão. Em caso de gestação o miométrio é em sua maior parte substituído por um tecido conjuntivo fibroelástico, como uma adaptação à distensão necessária durante o parto (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Externamente, dependendo da porção do órgão, temos a serosa, constituída de mesotélio e tecido conjuntivo, ou a adventícia, constituída apenas de tecido conjuntivo. A superfície externa do fundo e a parte posterior do corpo são cobertas por uma serosa (peritônio parietal). O restante é coberto por uma adventícia fibrosa.

A cérvix é a porção cilíndrica e mais baixa do útero. De acordo com Junqueira e Carneiro (2004), apresenta poucas fibras de músculo liso e é constituída principalmente de tecido conjuntivo denso. Está dividida em endocérvix e ectocérvix. A endocérvix é revestida por um epitélio simples cilíndrico mucossecretor, que também reveste invaginações denominadas glândulas mucosas cervicais, que são intensamente ramificadas. A ectocérvix, que se projeta no lúmen da vagina, é revestida por um epitélio estratificado pavimentoso.

2.4.4 Vagina

A vagina é o órgão copulatório das fêmeas, servindo também como canal para o parto. Consiste em três camadas: mucosa, muscular e adventícia.

Apresenta como revestimento uma mucosa composta por um epitélio estratificado pavimentoso não-queratinizado, embora suas células possam conter uma pequena quantidade de queratoialina, e uma lâmina própria com tecido conjuntivo denso rico em fibras elásticas, apresentando grande quantidade de linfócitos e neutrófilos. A mucosa torna-se pregueada quando a vagina está relaxada e o lúmen está fechado. A parede vaginal não apresenta glândulas, sendo o muco cervical o principal responsável pela sua lubrificação (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

A aplicação da citologia vaginal para definir eventos reprodutivos é uma ferramenta diagnóstica extensamente aceita e aplicada em muitas espécies. Gluckman et al. (2004) realizaram um estudo para estabelecer a correlação entre as alterações nas células epiteliais vaginais e a progesterona circular no plasma de *C. jacchus*, visando substituir a análise sanguínea pela análise citológica. A maturação do epitélio vaginal foi definida com base no índice karyopyknotic (KPI). O aumento deste índice em fêmeas durante o ciclo ovulatório correspondeu ao aumento da concentração de progesterona no plasma, subseqüentemente diminuindo durante a fase folicular.

A túnica muscular, encontrada abaixo da mucosa, é composta de uma camada circular interna e uma camada longitudinal externa de fibras musculares lisas. Estas camadas não são bem definidas e as fibras se misturam.

Abaixo da túnica muscular encontra-se uma camada de tecido conjuntivo denso, a adventícia, rica em fibras elásticas, que se mistura com as camadas adventícias da bexiga e do reto. Na adventícia existe um plexo venoso extenso, feixes nervosos e grupos de células nervosas.

2.4.5 Genitália externa

A genitália externa é muito importante para a comunicação visual em relação ao comportamento sexual em primatas não-humanos (DIXON & MUNDY, 1994).

A genitália externa ou vulva é formada por clitóris, pequenos e grandes lábios, e pequenas glândulas que se abrem no espaço correspondente à abertura externa da vagina, o vestíbulo, incluído pelos pequenos lábios. A vulva é provida de terminações nervosas sensoriais táteis, além de corpúsculos de Meissner e de Pacini, que contribuem para o estímulo sexual. As diferenças sensoriais na inervação genital podem ajudar a explicar diferenças no comportamento sexual entre as espécies de primatas, porém essas diferenças não podem inteiramente ser explicadas apenas pela morfologia (DIXSON, 1987; NADLER, 1995).

A uretra e as glândulas vestibulares, secretoras de muco, também se abrem no vestíbulo. As glândulas de Bartholin, ou vestibulares maiores, situam-se a cada lado do vestíbulo, sendo homólogas às glândulas bulbouretrais masculinas. As glândulas vestibulares menores localizam-se ao redor da uretra e clitóris (LEBOFFE, 2005).

O clitóris é formado por dois corpos eréteis que terminam em uma glândula clitoriana rudimentar e um prepúcio, sendo revestido por um epitélio estratificado pavimentoso. O clitóris é homólogo ao pênis em relação à origem embrionária e a estrutura histológica. O prepúcio tanto do clitóris quanto do pênis apresentam um epitélio muito sensorial em primatas (COLD & MACGRATH, 1999).

Os pequenos lábios são dobras da mucosa vaginal, com tecido conjuntivo rico em fibras elásticas. São cobertos por epitélio estratificado pavimentoso com uma delgada camada de queratina na superfície. Apresenta glândulas sudoríparas e sebáceas nas superfícies internas e externas (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Os grandes lábios também são dobras de pele, porém contém grande quantidade de tecido adiposo e uma fina camada de músculo liso. A superfície interna é revestida por epitélio estratificado pavimentoso, enquanto a externa é coberta por pele e por pêlos espessos e ondulados. Como nos pequenos lábios, apresentam glândulas sebáceas e sudoríparas em grande número em ambas as superfícies (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

2.5 Características Morfofisiológicas do Sistema Reprodutor Masculino

O sistema reprodutor masculino de muitos mamíferos, incluindo-se o do *Callithrix jacchus*, conforme descrito anatomicamente por Miraglia, Telles Filho e Branco (1970), é formado por testículos, epidídimo, ductos genitais (ducto deferente, ducto ejaculador, uretra) e pênis. As glândulas acessórias incluem a próstata, as vesículas seminais e as glândulas bulbouretrais.

2.5.1 Testículos

Os testículos são os principais órgãos sexuais ou gônadas do sexo masculino. Eles se desenvolvem na cavidade abdominal, posteriormente descendo para o interior do saco escrotal. Durante a migração testicular seu tecido conjuntivo sofre grande alteração estrutural, tornando-se ao final essencialmente fibroso, rico em fibras colágenas e elásticas (COSTA et al., 2002).

Cada testículo é quase inteiramente coberto por uma dupla camada de peritônio, denominada túnica vaginal, adquirida na cavidade abdominal durante a migração testicular para bolsa escrotal. Como ocorre em membranas serosas, existe uma camada parietal externa e uma camada visceral interna, que recobrem a túnica albugínea nas porções laterais e anterior do testículo.

Logo abaixo da túnica vaginal encontra-se uma firme cápsula fibrosa denominada túnica albugínea, espessada na superfície dorsal dos testículos para formar o mediastino. Em seguida, abaixo da túnica albugínea aparece uma camada de tecido conjuntivo frouxo vascularizado denominada túnica vascularosa. Extensões fibrosas da túnica albugínea formam septos e dividem cada testículo em numerosos lóbulos. Cada lóbulo testicular contém cerca de quatro túbulos seminíferos (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

O interior do testículo é composto por túbulos seminíferos e células intersticiais de Leydig, produtoras de testosterona, que ocupam o tecido conjuntivo vascularizado (derivado da túnica vascularosa) por entre os túbulos seminíferos.

Cada túbulo seminífero é composto por uma delgada cobertura de tecido conjuntivo, denominada túnica própria e pelo epitélio germinativo (ou seminífero), relativamente espesso, com sua lâmina basal (LEBOFFE, 2005).

Os túbulos são enovelados, iniciam em fundo cego e terminam em tubos curtos conhecidos por túbulos retos, que conectam os túbulos seminíferos a um labirinto de canais anastomosados, chamados de rede testicular ou *rete testis*, que se localiza em um espessamento da albugínea. Esta rede é revestida por um epitélio simples cúbico cujas

células têm microvilosidades e um único cílio. A contração das células mióides circunjacentes e a ação ciliar movimentam os espermatozóides ao longo do túbulo. Células mióides contráteis estão presentes na túnica própria de alguns animais, mas não em humanos (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004). O epitélio seminífero é constituído por diversas camadas de células espermatogênicas em estágios de meiose, que reduz o número diplóide de cromossomas para o número haplóide, e a células chamadas de células de Sertoli (LEBOFFE, 2005).

Os túbulos seminíferos desembocam dentro da rede testicular, uma rede de túbulos que conduzem aos ductos eferentes. Estes recebem os espermatozóides da rede testicular e os liberam para o epidídimo onde eles amadurecem e se tornam móveis. Os ductos eferentes são revestidos por um epitélio simples cilíndrico ciliado ou simples cúbico não-ciliado. Segundo Fischer et al. (1998) a AQP-1, uma proteína canal responsável pela absorção de água em humanos, é também encontrada no epitélio da rede testicular do sagüi-de-tufo-branco. Uma delgada camada de músculo liso também está presente, que facilita o transporte dos espermatozóides para o epidídimo localizado posteriormente ao testículo.

As células espermatogênicas são as células mais abundantes do epitélio seminífero. As espermatogônias do tipo A estão localizadas próximo à lâmina basal e sofrem divisões mitóticas para produzir mais espermatogônias do tipo A assim como também espermatogônias do tipo B, que são as células progenitoras que se diferenciarão em espermátocitos primários, que migram para mais perto do lúmen. Os espermátocitos primários sofrem a primeira divisão meiótica para produzir espermátocitos secundários, que são difíceis de se encontrar porque eles imediatamente sofrem a segunda divisão meiótica e produzem espermátides com núcleo intensamente corado. As espermátides haplóides então sofrem o processo de espermiogênese, dividida em três etapas: Etapa do Complexo de Golgi, do Acrossomo e de Maturação. A espermiogênese é responsável pela conversão para espermatozóides maduros, que são facilmente identificáveis pelo seu pequeno núcleo alongado e pela sua posição ao longo da superfície luminal. (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

A organização da espermatogênese no sagüi-de-tufo-branco tem similaridades com a de seres humanos (helicoidal) e isto faz deste animal um modelo apropriado para estudos (MILLAR et al., 2000).

As células de Sertoli são cilíndricas e apresentam um núcleo basal com cromatina dispersa e um único nucléolo. As bases destas células aderem à lâmina basal e suas extremidades apicais estão no lúmen dos túbulos. O difícil estabelecimento de seus limites em microscopia óptica ocorre devido ao número elevado de recessos laterais que elas possuem para envolver as células da linhagem espermática (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

De acordo com Pretzer et al. (1994), o fator de crescimento epidérmico (EGF) e o fator de crescimento semelhante à insulina (IGF-I) promovem alterações morfológicas em células de Sertoli *in vitro* de sagüi-de-tufo-branco. Sobre a influência do IGF-I, as células desenvolveram um extenso contato entre si, a densidade da superfície do retículo endoplasmático liso foi aumentada, enquanto a densidade de volume das inclusões lipídicas foi diminuída. Com EGF, o espaço intercelular e a densidade de volume das inclusões lipídicas aumentaram.

As células intersticiais do testículo ou de Leydig são caracterizadas por apresentarem um núcleo arredondado com cromatina dispersa, um ou dois nucléolos e um citoplasma acidófilo com vacúolos lipídicos. Ocupam a região por entre os túbulos seminíferos e são circundadas por numerosos capilares, para dentro dos quais elas secretam a testosterona, principal hormônio sexual masculino, produzido pelas células de Leydig. Ele é necessário para o desenvolvimento de um embrião do sexo masculino,

para o desenvolvimento das características sexuais secundárias e para o desenvolvimento normal dos espermatozóides. A atividade das células intersticiais está sob controle do hormônio luteinizante (LH) produzido na adeno-hipófise (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

Conforme descrito por Rune et al. (1991) o *Callithrix jacchus* apresenta, em microscopia eletrônica, diferenças morfológicas em três etapas do desenvolvimento das células de Leydig. Células neonatas apresentam núcleo arredondado, grande mitocôndria tubular e abundante retículo endoplasmático liso ou agranular (REL) e poucas vesículas de gordura. Em células imaturas observa-se núcleo lobulado, pequena mitocôndria túbulo-vesicular, menos REL e maiores vesículas de gordura. Células de Leydig adultas apresentam um núcleo invaginado, mitocôndria tubular, abundante REL, grandes vesículas de gordura e grânulos de lipofuscina.

2.5.2 Epidídimo

O epidídimo é um órgão encontrado na região posterior de cada testículo. Ele consiste em uma cabeça (região superior), um corpo e uma cauda (região inferior), mesma estrutura encontradas em primatas não humanos como o chimpanzé. (SMITHWICK & YOUNG, 1997). Tem como função o armazenamento e a maturação final dos espermatozóides, o que inclui o desenvolvimento da motilidade (YEUNG et al., 1996).

No sagüi-de-tufo-branco ocorre de maneira similar aos humanos, com a diferença mais drástica de motilidade dos espermatozóides ocorrendo entre a região caudal e o corpo do epidídimo (YEUNG et al., 1996). Seus ductos são revestidos por epitélio pseudo-estratificado, que é mais espesso na cabeça que na cauda. Apresentam esteriocílios, prolongamentos longos e imóveis, que na realidade são microvilos longos e ramificados que aumentam a área de superfície, facilitando a entrada e a saída de moléculas nas células. O músculo liso aumenta a partir de uma camada circular única na cabeça, até três camadas na cauda, semelhante ao que se observa no ducto deferente (LEBOFFE, 2003).

Conhecer o processo regulador do epitélio do epidídimo é muito importante porque segundo Turner et al. (2006) este é o primeiro passo para se identificar e estabelecer novos métodos contraceptivos masculinos.

2.5.3 Ducto deferente e ducto ejaculador

O ducto (ou canal) deferente é um tubo muscular que transporta espermatozóides do epidídimo para a uretra. Sua porção terminal, a ampola, é dilatada e se une à vesícula seminal para formar o ducto ejaculador, cuja mucosa é semelhante à do deferente, porém não envolvida por musculatura lisa.

A mucosa do ducto deferente possui pregas longitudinais e é revestida por um epitélio pseudo-estratificado cilíndrico que se dispõe sobre uma lâmina própria delgada. O ducto deferente é caracterizado por apresentar um lúmen muito estreito e uma espessa túnica de músculo liso, composta de uma camada longitudinal interna, uma camada média circular e uma camada longitudinal externa, que produzem contrações peristálticas durante a ejaculação (LEBOFFE, 2005; JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

2.5.4 Uretra

A uretra masculina tem três segmentos que são identificados conforme sua localização: a uretra prostática, a uretra membranosa e a uretra esponjosa (ou peniana).

A uretra prostática passa através da próstata, sendo revestida por um epitélio de transição. Os ductos prostáticos microscópicos e os dois ductos ejaculadores desembocam nela.

A uretra membranosa é revestida por um epitélio estratificado cilíndrico, passando através do diafragma urogenital. Este segmento é o local do esfíncter urinário externo. Karam et al. (2005) apresentaram um modelo em terceira dimensão para identificar as estruturas precisas das camadas musculares (lisas e estriadas) e dos elementos das fibras nervosas (mielínicas e amielínicas) na uretramasculina.

A uretra esponjosa (ou peniana) é encontrada no interior do corpo esponjoso do pênis, sendo revestida por epitélio estratificado cilíndrico ou pseudo-estratificado, com áreas de epitélio estratificado pavimentoso no orifício uretral externo. Ao longo da uretra peniana encontram-se glândulas de Littre, secretoras de muco (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

2.5.5 Pênis

O pênis é um órgão cilíndrico que funciona na eliminação da urina e como o órgão copulatório masculino, coberto por pele delgada, não possuindo pêlos na extremidade distal, porém com pêlos espessos na região proximal. Em sagüis-de-tufobranco a bolsa escrotal recobre o pênis do macho adulto (STEIN, 1978). Apresenta também uma hipoderme frouxa. Na extremidade distal ele se dilata formando a glândula do pênis, que apresenta epitélio estratificado pavimentoso. O prepúcio é uma dobra retrátil de pele, podendo recobrir a glândula, que contém em seu interior tecido conjuntivo e tecido muscular liso. Apresentam receptores que transmitem sensações como o toque, pressão, propriocepção e temperatura. (COLD & MCGRATH, 1999; LEBOFFE, 2003; JUNQUEIRA & CARNEIRO 2004).

Apresentam internamente três corpos cilíndricos de tecido erétil, que correm ao longo de sua extensão, sendo dois corpos cavernosos dorsais e um corpo esponjoso ventral ou corpo cavernoso da uretra, circundando a uretra esponjosa. Para Hansen (2001) *apud* Borges (2003), em muitos carnívoros, roedores, primatas não humanos e morcegos, o corpo cavernoso aparece parcialmente ossificado (osso peniano ou baculum). A túnica albugínea, camada de tecido conjuntivo denso, envolve cada corpo cavernoso. O tecido erétil é composto por espaços venosos revestidos por endotélio e separados por trabéculas de fibras de tecido conjuntivo. Estes espaços são preenchidos com sangue durante a ereção.

2.5.6 Próstata

Segundo Lewis et al. (1981a) a anatomia da próstata de primatas não humanos, bem como suas características histológicas e patológicas, são similares às de humanos. Os mesmos autores desenvolveram um modelo de cultura de células em primatas não humanos para o estudo de patologias associadas à próstata (LEWIS et al. 1981b).

O maior conhecimento das características da próstata, principalmente celulares e histológicas, é muito importante, pois o câncer de próstata é o tipo de câncer mais diagnosticado em todo o mundo (SBU, 2005).

O estudo do tecido conjuntivo desta glândula também é importante porque embora raramente diagnosticado, uma próstata com adenocarcinoma, um tipo de câncer, pode apresentar micronódulos de colágeno (JACOB & MAMMEN, 2004).

A próstata é um conjunto de glândulas alveolares ramificadas, localizada inferiormente à bexiga, circundando a uretra proximal e também os ductos ejaculadores. Sua secreção é rica em muitas substâncias químicas, incluindo ácido cítrico, lipídios e enzimas proteolíticas (LEBOFFE, 2003).

A próstata é circundada por uma cápsula de tecido conjuntivo denso não-modelado vascularizado contendo células musculares que penetra na glândula como o estroma. As glândulas tubuloalveolares estão organizadas em camadas concêntricas ao redor da uretra. As glândulas da mucosa formam a camada próxima da uretra. Estas são circundadas pelas glândulas da submucosa e pelas glândulas principais, que constituem a camada mais espessa. São revestidas por um epitélio que varia de simples cilíndrico a pseudo-estratificado. Corpos amiláceos ou concreções prostáticas são freqüentemente encontrados no interior das glândulas, que são formadas por glicoproteínas e têm função desconhecida, aumentando de tamanho com a idade (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).

2.5.7 Vesícula seminal

As vesículas seminais são formadas por dois tubos tortuosos, apresentando mucosa altamente pregueada e revestida por um epitélio cúbico ou pseudo-estratificado colunar rico em grânulos de secreção. Uma túnica muscular formada por músculo liso, constituída por uma camada circular interna e uma camada longitudinal externa, cria contrações peristálticas durante a ejaculação e força a secreção para dentro do ducto ejaculador. O músculo liso envolve a lâmina própria rica em fibras elásticas. As células secretoras são altas e têm aspecto esponjoso devido ao seu conteúdo lipídico (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004; LEBOFFE, 2005).

2.5.8 Glândulas bulbouretrais

Encontram-se situadas na porção membranosa da uretra, onde lançam sua secreção. São glândulas túbulo alveolares, com revestimento de um epitélio cúbico simples muco-secretor. Os septos que dividem a glândula em lóbulos são constituídos por fibras musculares esqueléticas e lisas. O muco secretado é claro e age como lubrificante (JUNQUEIRA & CARNEIRO, 2004).



3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Materiais

O material do presente estudo consistiu do Aparelho Reprodutor de 5 fêmeas e 4 machos de *Callithrix jacchus* (tabela 1), todos adultos, cedidos por empréstimo pelo Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ/FEEMA).

Tabela 1: Identificação do material de estudo

| Sexo | Número do Museu | Número do CPRJ | Número da Necropsia | Origem | Data do nascimento | Data do falecimento |
|-------|-----------------|----------------|---------------------|-----------|--------------------|---------------------|
| Fêmea | 1383 | 1558 | 1002 | Selvagem | ---- | ---- |
| Fêmea | 1446 | 1967 | 1040 | Cativeiro | ---- | ---- |
| Fêmea | 1470 | 1968 | 1053 | Selvagem | ---- | ---- |
| Fêmea | 1584 | 1823 | 1119 | Cativeiro | 16/10/1997 | 02/08/2004 |
| Fêmea | 1588 | 1865 | 1123 | Cativeiro | 09/09/1998 | 08/08/2004 |
| Macho | 1318 | 1632 | 967 | Cativeiro | ---- | ---- |
| Macho | 1585 | 1700 | 1120 | Cativeiro | 27/09/1996 | 03/08/2004 |
| Macho | 1586 | 1633 | 1121 | Cativeiro | 18/01/1996 | 04/08/2004 |
| Macho | 1587 | 1864 | 1122 | Cativeiro | 09/09/1998 | 07/08/2004 |

Todos os animais estudados foram acometidos de morte natural, em decorrência da baixa temperatura no período de agosto de 2004. O processo de fixação dos animais inteiros ocorreu no dia do falecimento. Os animais 1383 e 1470 não apresentaram dados relativos à data de nascimento por serem de origem selvagem. A fêmea 1446 e o macho 1318, embora tenham nascido em cativeiro, não apresentam dados relativos à data de nascimento e falecimento.

3.2. Características e Localização do CPRJ/FEEMA

Localizado no Parque Nacional da Serra dos Órgãos, encontra-se aproximadamente na interseção do paralelo 22° (Trópico de Capricórnio) com o meridiano 42°, mais especificamente na Estação Ecológica de Paraíso, no município de Guapimirim.

Criado em 1975 pela Feema, o CPRJ teve suas atividades ampliadas gradativamente, transformando-se, em poucos anos, em modelo original e único no mundo com o propósito de conservar a fauna primatológica.

O Centro colabora constantemente para a formação de colônias-satélites numa tentativa internacional para salvar a rica fauna primatológica brasileira de extinção. Os resultados obtidos no que tange à reprodução têm sido animadores.

Seu intuito é o de mostrar que é perfeitamente plausível reproduzir primatas em cativeiro visando futuros repovoamentos de áreas efetivamente preservadas e, a partir deste modelo, estimular a criação de outros Centros.

3.3. Métodos

O material foi fixado em formol 10% para o posterior preparo das técnicas histológicas, com registro do material, clivagem, inclusão (desidratação, diafanização,

impregnação e formação do bloco), execuções dos cortes em parafina (microtomia), coloração e montagem.

3.3.1. Técnicas histológicas

Clivagem do material – O material foi seccionado, facilitando seu manuseio e fixação.

Inclusão – Utilizou-se o método manual clássico (MICHALANY, J., 1998), com duração de três dias, sendo o primeiro para desidratação, o segundo para a diafanização e o terceiro para a impregnação.

Desidratação – O material foi desidratado em álcool etílico, em concentrações crescentes, com a finalidade de retirar a água do tecido. A peça passou pelos vários álcoois, sendo estes sempre renovados. A cada 8 horas trocou-se o álcool, num total de 3 vezes (álcool I, II e III).

Diafanização – O material foi colocado inicialmente em xilol – álcool, e posteriormente em diferentes banhos de xilol. A retirada do álcool das peças permite que a parafina possa penetrar nos tecidos. O material passou por 3 banhos de xilol (I, II e III), renovados de 6 em 6 horas.

Impregnação – Após a diafanização ocorreu a impregnação pela parafina. Esta foi aquecida em estufa regulada numa temperatura entre 58° - 60° C, um pouco acima de sua temperatura de fusão. As peças passaram por 3 banhos de parafina (I, II e III), 8 horas em cada um. A parafina III, com 25% de cera de abelha para melhorar sua consistência, foi utilizada para o emblocamento, sendo colocada nos moldes para a formação dos blocos.

Execuções dos cortes em parafina (Microtomia) – Dividida em quatro etapas:

Adesão do bloco ao suporte – O suporte foi aquecido no bico de Bunsen e colocado em contato com o bloco de parafina, que aquecido aderiu-se à parafina. Colocou-se em água para manter o suporte na posição.

Acerto do bloco no micrótomo – Ajustou-se o bloco, regulado com os parafusos, no micrótomo. Ajustou-se a faca para um ângulo de inclinação entre 4° e 10°.

Acerto da superfície do bloco – Utilizou-se uma navalha para retirada do excesso de parafina sobre a peça. Não foi utilizada a mesma navalha para obtenção dos cortes.

Obtenção dos cortes – Utilizou-se navalha bem afiada, para obtenção de fitas apresentando cortes com espessura variando entre 5µm e 7µm. Colocou-se a fita em banho Maria para posterior adesão dos cortes às lâminas de vidro. Posteriormente deixou-se em estufa (entre 50°C e 60°C), onde o excesso de parafina escorreu e esta aderiu-se ao corte e à lâmina.

Coloração – Não há método de coloração que permita observar todas as estruturas e constituintes químicos dos tecidos. Certos métodos chamados gerais têm um valor sobretudo topográfico, mas suficiente para permitir o diagnóstico dos

tecidos. Outros métodos são destinados mais para demonstrar determinadas estruturas ou substâncias, constituindo as colorações (MICHALANY, 1998).

Hematoxilina e eosina - A H-E constitui a coloração combinada básica geral para posterior escolha de colorações especiais. A hematoxilina não age como corante e sim o seu produto de oxidação, a hemateína. A oxidação natural produz-se pela exposição à luz e ao ar, e a oxidação química pela ação do iodato de potássio e o óxido de mercúrio. Por sua vez, para corar o tecido a hemateína necessita de um mordente (sais de alumínio, ferro e tungstênio) prévio ou incorporado na própria solução de hematoxilina (MICHALANY, 1998).

Seqüência de coloração:

- 1- Desparafinação e hidratação
- 2- Coloração pela hematoxilina de Harris durante 10 minutos
- 3- Lavou-se em água corrente até que os cortes ficassem azulecidos
- 4- Diferenciação em álcool-ácido
- 5- Lavou-se em água corrente, por 5 a 10 minutos
- 6- Lavou-se rapidamente em álcool 95°
- 7- Coloração pela eosina por 1 a 2 minutos
- 8- Diferenciação em álcool a 95°
- 9- Desidratação, diafanização e montagem

Método de PAS (*Periodic Acid-Schiff*) com bloqueio de pela amilase salivar

Este método, idealizado por McManus em 1946, é baseado na propriedade que têm os mucopolissacarídeos neutros, oxidados pelo ácido periódico, de fixar o reativo ou leucofucsina de Schiff. A cor vermelha retorna pela ação dos aldeídos. Pelo fato de o PAS reagir positivamente com o glicogênio e os mucopolissacarídeos neutros, é preciso bloqueá-los nos cortes pela saliva ou diástase. (MICHALANY, 1998).

Reativo de Schiff:

| | |
|-----------------------------------|---------|
| Fucsina básica (vermelho magenta) | 1 g. |
| Água destilada | 200 ml. |
| Bissulfito de sódio | 2 g. |
| Ácido clorídrico normal | 10ml. |
| Carvão vegetal | 1 g. |

A fucsina foi dissolvida na água fervendo. Resfriou-se a solução até 70° C, quando o bissulfito de sódio foi adicionado. Agitou-se bem até resfriar, então foi adicionado o ácido clorídrico normal. Depois de agitada, foi tampada e guardada em lugar escuro por 24 horas. Adicionou-se o carvão vegetal. A solução foi agitada e filtrada, sem que tenha ficado escura. Guardou-se a solução em vidro escuro e na geladeira (LUZ & NETO, 1998).

Seqüência de coloração:

1. Desparafinação e hidratação.
2. Os cortes hidratados foram cobertos com saliva e incubados a 37° C por 15 minutos e lavados em água corrente.

3. Colocou-se no ácido periódico a 2% por 15 minutos.
4. Lavou-se em água destilada por 5 minutos.
5. Coloração pelo Reativo de Schiff por 20 minutos.
6. Lavou-se bem em água corrente por 20 minutos.
7. Coloração através de 5 mergulhos rápidos na hematoxilina de Harris.
8. Lavou-se bem em água corrente por 10 minutos.
9. Desidratação, diafanização e montagem.

Tricômico de Gomori (LUZ & NETO, 1998)

Solução A:

| | |
|----------------------|--------|
| Cromotrope 2 R | 0,6 g |
| Fast green | 0,3 g |
| Ácido fosfotúngstico | 0,8 g |
| Ácido acético | 1,0 g |
| Água destilada | 100 ml |

Seqüência de coloração:

1. Desparafinação e hidratação até a água destilada.
2. Coloração pela hematoxilina de Harris por 5 min.
3. Diferenciação em álcool clorídrico.
4. Lavo-se bem em água corrente por 10 min.
5. Coloração pela solução Gomori por 30min.
6. Lavou-se rapidamente em água.
7. Desidratação, diafanização e montagem.

Montagem – Etapa final do processo de técnica histológica. Colocou-se uma lamínula de vidro sobre a lâmina com o material fixado, acrescentando algumas gotas de bálsamo do Canadá ou Entelan para fixar.

Após a montagem, as lâminas foram analisadas em microscópio Olympus Dx 41 e fotografadas com câmera digital Nikon Colpix 4300.

3.3.2. Estudo imunohistoquímico

O método imunoenzimático ABC (COMPLEXO AVIDINA-BIOTINA-PEROXIDASE) utilizado neste trabalho foi desenvolvido por Hsu et al. (1981). Nele é empregado um anticorpo secundário biotinilado seguido pela adição de um complexo formado por Avidina-Biotina marcado pela peroxidase. Para aplicação do método foi utilizado um "Kit" ABC-VECTASTIN (Vector Laboratories Inc., Burlingame, Califórnia, D.S.A.).

Etapas de procedimento

Primeira etapa:

Para o estudo imunohistoquímico, os cortes obtidos foram colocados sobre lâminas tratadas por poli-L-lisina e postos em estufa a 37°C, por 12 horas, para secagem, em seguida foram desparafinados em três banhos de xilol, por dois minutos em cada, hidratados em séries decrescentes de etanol até 70% e tratados com metanol a

70%, contendo 3% de peróxido de hidrogênio, por quinze minutos, com o objetivo de inativar peroxidases endógenas.

Segunda etapa:

Os cortes foram lavados em três banhos sucessivos de PBS (Solução tampão fosfato de Sørensen), por dez minutos em cada e incubados em PBS contendo 1% de soro normal não imune, do mesmo animal de origem do anticorpo secundário, por duas horas, com a finalidade de neutralizar antígenos inespecíficos presentes no tecido.

Posteriormente, os tecidos foram incubados em câmara úmida a 4°C durante uma noite com os anticorpos primários, especificamente o anticorpo anti-colágeno tipo I, diluídos em PBS resultando na formação do complexo Ag-Ac. Após essa etapa os cortes foram lavados várias vezes em PBS e incubados com os anticorpos secundários biotinizados, conforme os anticorpos primários utilizados. Logo após, os cortes foram lavados em três banhos sucessivos de PBS e tratados com o complexo Avidina-Biotina, por uma hora, a 4°C.

Revelação com o substrato cromogênico:

Após cada incubação, os cortes foram lavados em PBS pH 7,4 e para completar a imunohistoquímica indireta empregada foi utilizada a peroxidase como enzima e a diaminobenzidina (DAB - hidrócloro de 3,3 diaminobenzidina) a 0,1 % em H₂O₂ a 0,02% que atua como cromógeno que produziu um precipitado insolúvel que conferiu cor castanha à reação. Com isso, para cada interação Ac-primário com Ac-secundário, houve diversas moléculas de enzima reagindo com o cromógeno e conseqüentemente, amplificando a reação. Em seguida, os cortes foram lavados em PBS pH 7,4 por dez minutos e posteriormente com água destilada.

Montagem:

Seguiu-se a desidratação em uma série de concentração crescente de álcoois, do 70% ao absoluto, diafanização em xilol e montagem em lâminas permanentes com o uso de entelan.

Avaliação Imunohistoquímica:

As lâminas foram analisadas em microscópio Olympus Dx 41 e fotografadas com câmera digital Nikon Colpix 4300.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Sistema Reprodutor Feminino

Na análise histomorfológica de ovários normais de fêmeas adultas de *Callithrix jacchus* observamos que a estrutura dos mesmos variava com fase do ciclo sexual. Com a análise histológica tivemos uma visão geral da distribuição dos componentes fibrosos, e celulares.

Os ovários estudados apresentaram uma forma ovóide ou de amêndoa, de acordo com o descrito por Leboffe (2003), constituindo-se de uma cortical e uma medular. Vista ao microscópio de luz e utilizando-se a técnica de rotina hematoxilina e eosina, a cortical, que é periférica, mostrava folículos ovarianos e corpos lúteos exuberantes, no caso das fêmeas em fase secretora (Fig.1).

A superfície ovariana apresentou-se revestida externamente por um baixo epitélio superficial pavimentoso (Fig.1), igual ao que ocorre em outros mamíferos segundo Junqueira & Carneiro (2004), onde também encontramos epitélio simples pavimentoso. A túnica albugínea, que é a camada de tecido conjuntivo localizada abaixo do epitélio, constituía-se por fibras colágenas, densamente agrupadas, intensamente coradas, dispostas paralelamente à superfície do órgão (Fig 2).

No estroma ovariano, abaixo da albugínea, observamos um tecido conjuntivo frouxo no qual estavam imersos os folículos ovarianos. Junto aos folículos, o tecido conjuntivo dispunha-se orientado, envolvendo-os. Em torno dos folículos esse conjuntivo apresentava células alongadas, sabidamente fibroblastos especiais, que em outros folículos, em estágios de maior desenvolvimento, apresentaram características diferentes (Fig. 3). Ora apresentaram-se com características epitelióides, que eram observadas na teca interna, ora mostraram-se fusiformes com características típicas de fibroblastos de tecido conjuntivo propriamente dito, na teca externa.

Nesses ovários foram observados folículos em vários estágios do desenvolvimento. Folículos ovarianos primordiais compostos por um oócito circundado por uma única camada de células pavimentosas simples, as células foliculares; folículos primários unilaminares constituídos por oócito primário circundado por uma única camada de células cúbicas e outros (Figs. 1, 2 e 3). O oócito mostrou-se como uma célula esférica com núcleo esférico e um nucléolo bastante evidente (Fig.5).

Uma lâmina basal, envolvendo as células foliculares sempre marcou o limite entre o folículo e o estroma conjuntivo circunjacente. Os folículos primários unilaminares estão circundados por essa lâmina. Os folículos primários multilaminares diferiam dos anteriormente descritos por apresentarem o oócito envolvido por uma espessa camada amorfa de glicoproteínas PAS+. A reação positiva ao PAS, destacada pela coloração de magenta a vermelho-grená demonstrava a abundância de glicoproteínas neutras. Essa camada amorfa mostrava-se cercada por uma camada estratificada de células foliculares e lâmina basal.

Observamos ainda folículos maiores ocupando da cortical mais profunda à periferia, e esses folículos apresentavam entre as células foliculares um antro repleto de líquido folicular. Aqui estavam presentes os folículos secundários ou antrais (Fig. 7).

Em folículos ainda maiores o antro folicular deslocou o conjunto do oócito primário, zona pelúcida e corona radiada para a periferia do folículo e as células foliculares separaram-se das tecas por uma lâmina basal.

Na ovulação, o folículo se colapsou determinando a formação de uma estrutura com forte retração pela perda de líquido e do *cumulus oophorus*. Os elementos murais associados ao folículo mostraram-se enrugados à medida que a pressão interna diminuiu. Essa retração permitiu que o tecido conjuntivo do estroma invadissem algumas

áreas levando consigo vasos sanguíneos. Esse tecido conjuntivo já se evidenciava com a técnica de rotina.

A medular ovariana constitui-se de nervos, vasos sanguíneos e linfáticos. Apresentou tecido conjuntivo frouxo e fibras musculares lisas contínuas com as fibras do mesovário.

A distribuição das fibras colágenas no ovário, observada com a técnica da Hematoxilina e Eosina foi confirmada com a utilização do Tricrômico de Gomori, ou seja, as fibras colágenas da albugínea apresentavam orientação paralela à superfície ovariana, porém sem orientação definida no estroma (Figs. 1 e 2). O colágeno identificado na albugínea foi revelado pela imunohistoquímica através de marcação com anticorpo anti-colágeno I (Fig. 4). Com relação aos folículos ovarianos, as fibras colágenas, esverdeadas devido à coloração pelo Tricrômico de Gomori, dispunham-se circularmente acompanhando a lâmina basal que circundava as células foliculares dos folículos primordiais, primários unilaminares e multilaminares (Fig. 2). Essas fibras, externamente à lâmina basal, revelaram reação positiva fraca ao anticorpo anti-colágeno I.

Nos folículos antrais observamos menor reatividade ao anticorpo anti-colágeno I quando o conjuntivo, disposto em torno da lâmina basal, já está diferenciado em teca interna e teca externa.

Nos diversos estágios em que encontramos corpos lúteos, pela técnica do tricrômico de Gomori, observamos que os septos se coravam em verde confirmando a presença de fibras colágenas e também circundando toda a estrutura luteal. Os capilares sanguíneos ao redor das células luteínicas foram localizados por esta técnica, devido à coloração das hemácias presentes na luz. Os septos luteais e as fibras do entorno do corpo lúteo mostraram-se marcados pelo anticorpo anti-colágeno I demonstrando assim a presença do colágeno I. Foi observado que a reatividade vai diminuindo à medida que os corpos lúteos mostram-se mais involuídos.

Nos corpos albicans o tecido conjuntivo forma uma cápsula delgada que emite prolongamentos para o interior, sendo que estas fibras vão substituindo as células remanescentes do corpo lúteo, de fora para o interior. A reatividade ao anticorpo não aconteceu nessas estruturas.

Submetido à técnica do PAS o epitélio de revestimento do ovário mostrou uma reação positiva discreta, sendo negativa na região da túnica albugínea. Nos folículos ovarianos apenas a zona pelúcida e o líquido folicular reagiram forte e positivamente ao PAS.

A parede da tuba uterina foi vista constituída por uma mucosa pregueada, com pregas muito ramificadas, recobertas por epitélio simples cilíndrico, apresentando células mais altas na ampola e diminuindo em direção ao útero (Fig. 15).

No epitélio simples cilíndrico que reveste as fimbrias e a ampola, observamos numerosas células com cílios as quais escasseiam em outros segmentos (Fig. 16). As proporções relativas de células ciliadas e não ciliadas estão sob o controle endócrino. Essas alterações mostraram-se mais acentuadas nas fimbrias e na ampola. O outro tipo de célula que constituiu esse epitélio provavelmente é secretor de glicoproteínas visto a reação positiva ao PAS.

A lâmina própria submucosa constituía-se de tecido conjuntivo desprovida de glândulas. A camada muscular mostrava-se mais desenvolvida no istmo. O músculo liso dispunha-se em arranjos espiralados. Por fora foi encontrada uma serosa.

Na parede uterina observamos três camadas: endométrio, miométrio e perimétrio. O endométrio é a camada mucosa que apresenta um epitélio cilíndrico simples com glândulas tubulares simples ou ramificadas. Essas glândulas se estendem da lâmina própria à submucosa pois que a muscular da mucosa inexistente. O produto de secreção

do epitélio e das glândulas reagiu positivamente ao PAS. O tecido conjuntivo frouxo subepitelial é mais celular do que aquele que se aproxima do miométrio. As fibras colágenas mostraram-se orientadas longitudinalmente às glândulas uterinas e no espaço entre elas há uma distribuição sem orientação. O miométrio é formado por duas camadas de fibras musculares lisas e entre elas observamos o estrato vascular. O perimétrio representa-se por uma camada serosa.

A parede da cérvix ou do colo do útero apresentou-se constituída por tecido conjuntivo rico em fibras elásticas, evidenciada pela técnica de coloração da orceína, e poucas fibras musculares lisas. A mucosa mostrava pregas altas com pregas secundárias e terciárias. As pregas podem dar uma falsa impressão de estrutura glandular. A cérvix não é glandular. As glândulas uterinas não se estendem até a cérvix. O epitélio da cérvix é simples cilíndrico secretor de muco.

A vagina apresentou uma mucosa com epitélio estratificado pavimentoso não queratinizado, pois as células deste epitélio contêm pouca quantidade de queratoialina e não ocorre queratinização característica. O tecido conjuntivo subjacente da lâmina-própria da mucosa e da submucosa é denso. A camada muscular é formada por uma camada longitudinal de músculo liso. A camada serosa está presente cranialmente e mais caudalmente está substituída pela adventícia.

A vulva, formada pelo vestíbulo e grandes lábios, é semelhante à porção caudal da vagina. O epitélio da mucosa é o mesmo da vagina (Fig. 17). A lâmina-própria da mucosa e da submucosa é formada por tecido conjuntivo denso rico em fibras elásticas. Grandes glândulas vestibulares estão presentes (Figs. 17 e 18). São glândulas mucosas túbulo-alveolares compostas. A camada muscular do vestíbulo é de músculo liso.

4.2 Sistema Reprodutor Masculino

Os testículos estão envolvidos por uma cápsula de tecido conjuntivo denso com predominância de fibras colágenas, em sua maioria formadas por colágeno do tipo I e poucas fibras elásticas, um pouco diferente em relação a outros mamíferos onde, segundo Costa et al. (2002), na cápsula também encontramos grande quantidade de fibras elásticas. Esta cápsula é revestida por uma túnica serosa. A serosa, denominada túnica vaginal, representa-se por uma camada parietal que permanece unida à pele da bolsa escrotal e uma visceral constituída por um mesotélio e uma camada de tecido conjuntivo que se mantém unida à albugínea.

Da túnica albugínea partem septos incompletos e delgados que não compartimentalizam completamente o testículo em lóbulos testiculares. De acordo com Dellmann & Wrobel (1998) em gatos e ruminantes os septos também são delgados e incompletos, enquanto que em cães e porcos são completos e espessos. O tecido conjuntivo dos septos é contínuo com o tecido conjuntivo frouxo que se mostra no entorno dos túbulos seminíferos.

O tecido conjuntivo intertubular apresenta fibroblastos, mastócitos, macrófagos, células indiferenciadas, feixes de fibras colágenas com colágeno do tipo I (Fig. 20), vasos sanguíneos e linfáticos, demonstrando similaridade com outros mamíferos, conforme descrito por Junqueira & Carneiro (2004).

Cada túbulo seminífero apresenta um epitélio estratificado complexo (Figs. 19 e 20) constituído por duas categorias de células: células de sustentação e células da linhagem espermatogênica (Figs. 21 e 22). Como ocorre em camundongos, porcos e outros primatas não-humanos, de acordo com Millar et al. (2000), as células de sustentação são de um único tipo enquanto as células espermatogênicas apresentam

tipos morfológicos distintos: espermatogônias, espermatócitos primários e secundários, espermátides e espermatozóides.

As células da linhagem espermatogênica representam estágios sucessivos de um processo de diferenciação das espermatogônias que repousam sobre a lâmina basal enquanto os estágios mais avançados são encontrados em níveis sucessivamente mais altos no epitélio.

Vários túbulos seminíferos formam alças enoveladas cujas extremidades deixam os pseudolóbulos testiculares. Esses pequenos segmentos distais dos túbulos seminíferos, denominados túbulos retos, apresentam-se formado apenas por células de Sertoli, que podem sofrer alterações morfológicas sob a influência de EGF e IGF, conforme estudo realizado por Pretzer, Gaida & Rune (1994), desaparecendo as células da linhagem germinativa. Tanto túbulos retos quanto a rete testis são revestidos por um epitélio cúbico simples (Fig. 23).

Da rete testis emergem ductos na superfície do testículo, os ductos eferentes. Os ductos eferentes apresentam um epitélio pseudoestratificado cilíndrico ciliado, não sendo encontrado epitélio cúbico simples não-ciliado, este encontrado em seres humanos como descrito por Leboffe (2003).

Externamente ao epitélio há uma lâmina basal e mais externamente ainda encontramos células musculares lisas organizadas circularmente. Os ductos eferentes gradualmente se fusionam entre si para formar o ducto epididimário, constituindo neste segmento a cabeça do epidídimo. O ducto epididimário possui um trajeto tortuoso e espiralado e compõem o corpo e a cauda do epidídimo, onde ocorre maior motilidade dos espermatozóides de acordo com Yeung et al. (1996). O epidídimo apresenta cabeça, corpo e cauda, como em outros primatas, conforme descrito por Smithwick & Young (1997).

O ducto epididimário é revestido por um epitélio pseudoestratificado cilíndrico com estereocílios (Fig. 24) no qual, na região da cabeça do epidídimo, pelo menos dois tipos celulares podem ser distinguidos: as células prismáticas altas e as basais. O epitélio do ducto epididimário se apóia em uma lâmina basal cercada por uma musculatura lisa que exhibe gradual aumento próximo-distal em espessura. Em torno há tecido conjuntivo frouxo com colágeno do tipo I.

O ducto deferente é a continuação do ducto epididimário. Após uma acentuada curva na extremidade da cauda do epidídimo, o ducto ganha nova denominação. A parte inicial do ducto deferente encontra-se localizada dentro do cordão espermático e circundada pelas veias do plexo pampiniforme, artérias, vasos linfáticos, nervos e células musculares estriadas esqueléticas do músculo cremáster interno.

O cordão espermático é envolvido pelo músculo cremáster, um músculo estriado esquelético. O epitélio e a lâmina própria da mucosa do ducto deferente formam pregas longitudinais, que resultam em um contorno altamente irregular do lúmen, quando observado em corte transversal.

O tecido conjuntivo da lâmina própria da mucosa contém extensas redes elásticas. Externamente o revestimento muscular apresenta-se altamente desenvolvido, constituindo-se por camadas longitudinais interna e externa e uma camada intermediária circularmente disposta.

A parte terminal do ducto deferente amplia-se e logo evagina-se formando as vesículas seminais (glândulas vesiculares). A parede da vesícula seminal é constituída externamente por uma camada de tecido conjuntivo rico em fibras elásticas, uma camada média de músculo liso mais delgada que a do ducto deferente e um epitélio pseudoestratificado repousando em tecido conjuntivo frouxo.

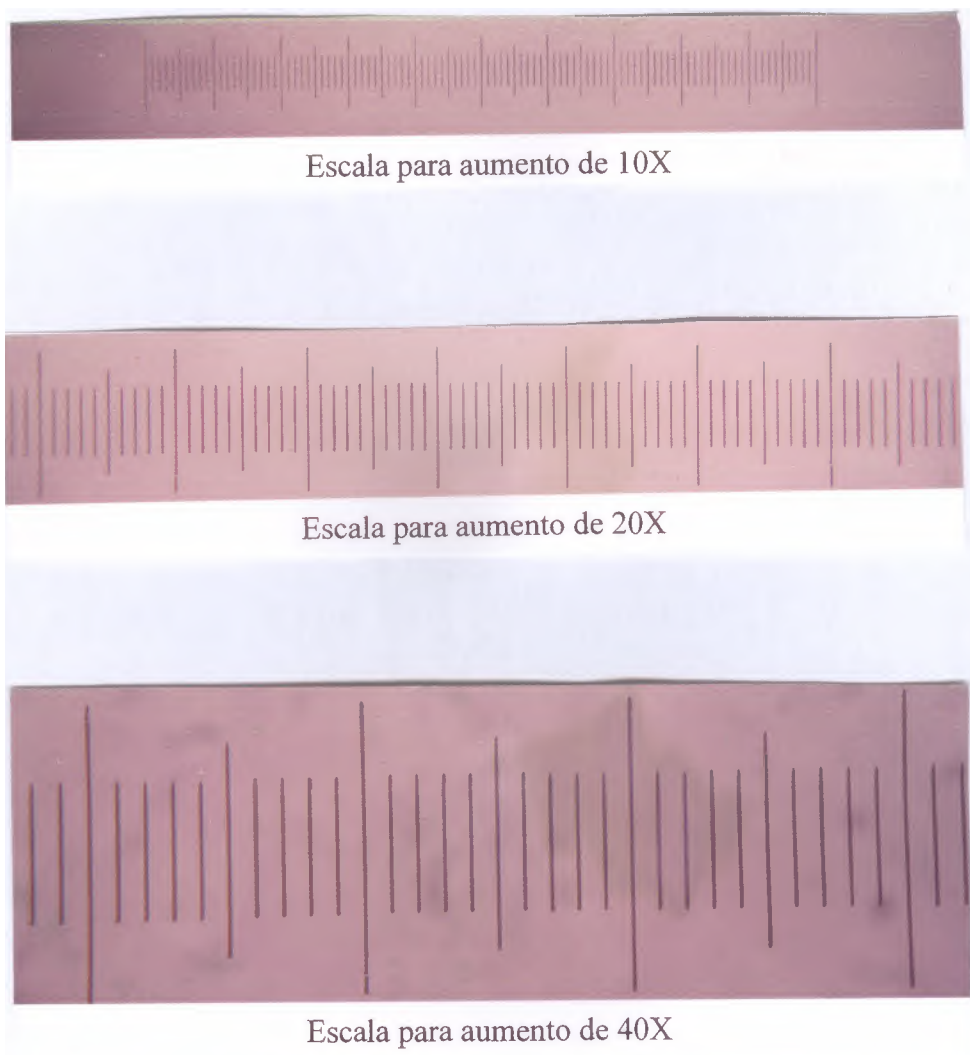
Após a emergência da vesícula seminal (Figs. 33 e 34) o ducto deferente recebe a denominação de ducto ejaculatório e desemboca na uretra pélvica. A uretra pélvica é

envolvida pela próstata.

A próstata é uma glândula composta tubular em que duas partes podem ser distinguidas: a parte externa ou compacta é a parte mais interna e a parte disseminada está localizada na lâmina própria, como igualmente ocorre em seres humanos, de acordo com Leboffe (2003). Os túbulos secretores, alvéolos e ductos intraglandulares da próstata são revestidos por um epitélio simples cúbico ou cilíndrico com células basais ocasionais. Essas estruturas são circundadas por tecido conjuntivo frouxo contendo fibras musculares lisas mais abundantes na parte externa da glândula. Trabéculas de tecido fibromuscular lobulam a glândula. A cápsula que envolve a glândula é de tecido conjuntivo denso com muitas células musculares lisas (Figs. 35 e 36).

A bolsa escrotal recobre o pênis do macho adulto, de acordo com estudos de Stein (1978). O pênis é coberto por pele delgada, sendo que a glândula é revestida por um epitélio estratificado pavimentoso. Apresenta também uma hipoderme frouxa. O prepúcio contém em seu interior tecido conjuntivo e tecido muscular liso.

A túnica albugínea, camada de tecido conjuntivo denso, envolve cada um dos três corpos cavernosos, formados por tecido erétil. Este tecido é composto por espaços venosos revestidos por endotélio e separados por trabéculas de fibras de tecido conjuntivo.



Para identificação das figuras, escalas para a visualização dos aumentos 10X, 20X e 40X estão disponibilizadas no envelope acima.

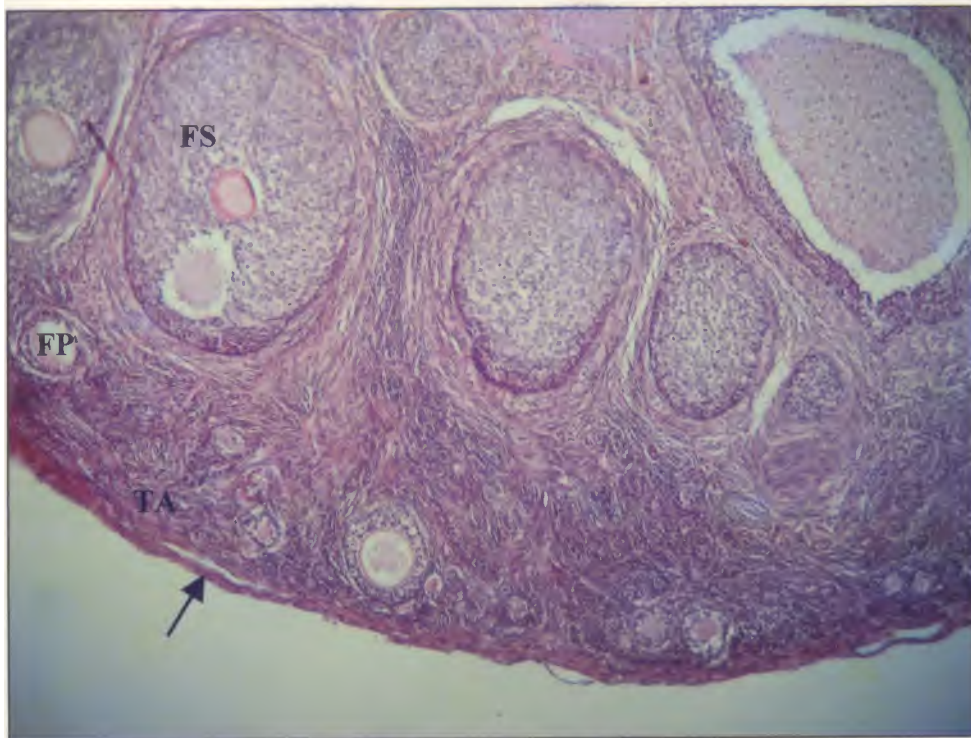


Figura 1: Fotomicrografia de corte de ovário destacando o epitélio de revestimento (→), a túnica albugínea (TA) e o córtex com folículo primordial (FP) e folículo secundário (FS).
 Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 10X

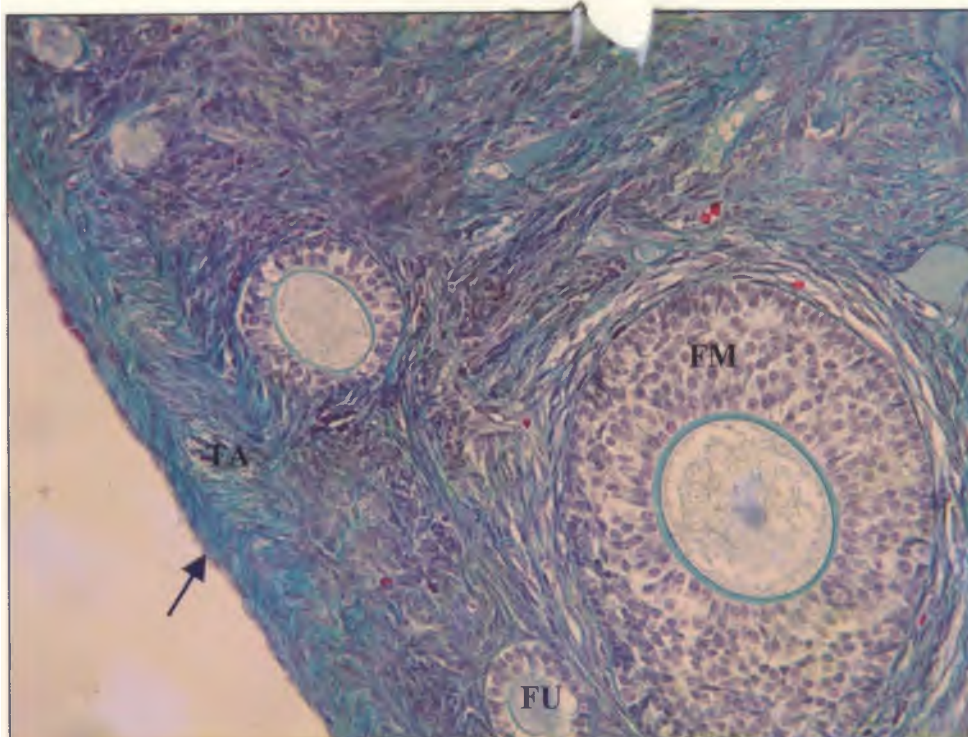


Figura 2: Fotomicrografia de corte de ovário destacando o epitélio de revestimento (→), a túnica albugínea (TA), o folículo primário unilaminar (FU) e folículo primário multilaminar (FM).
 Coloração: Tricrômico de Gomori / Objetiva: 20X

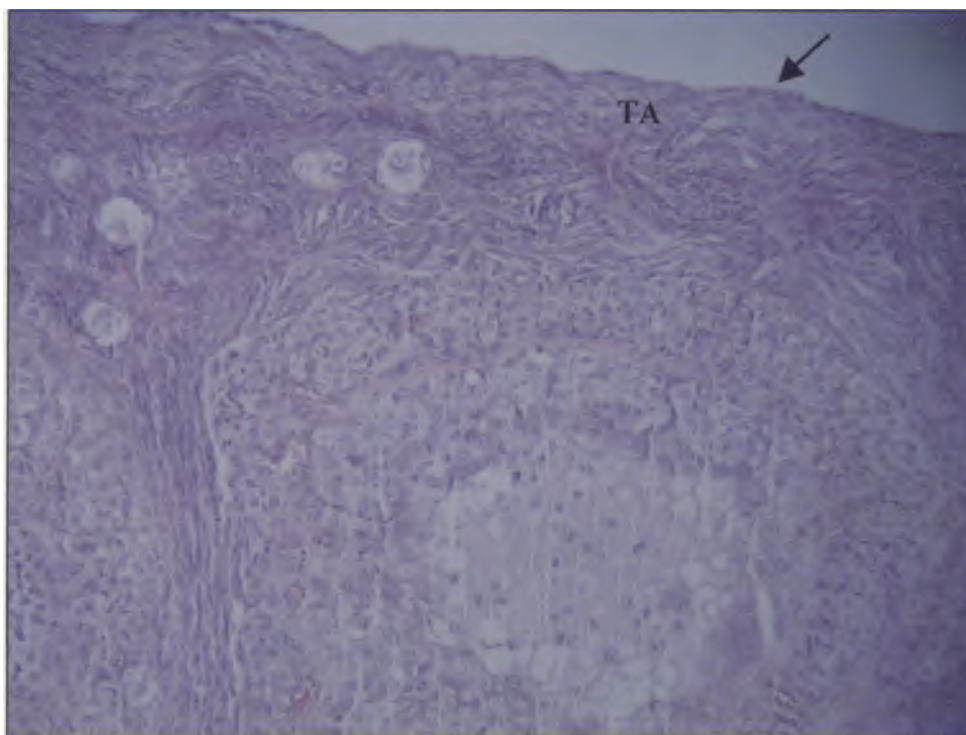


Figura 3: Fotomicrografia de corte de ovário destacando o epitélio de revestimento (→) a túnica albugínea (TA) e o córtex com folículos ovarianos em vários estágios de desenvolvimento. Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

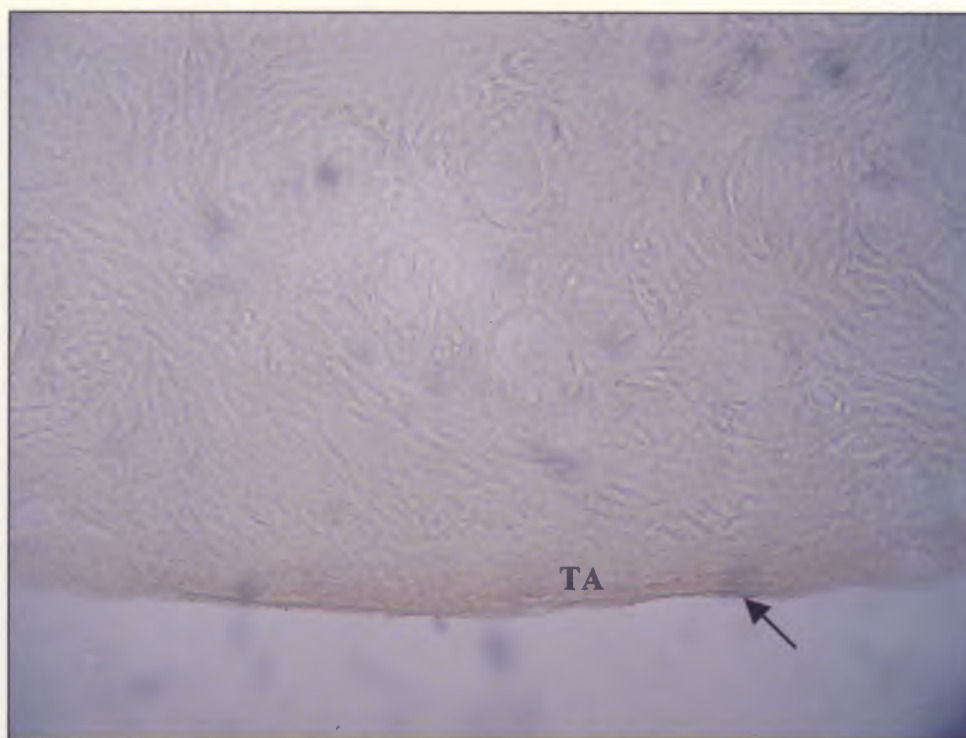


Figura 4: Fotomicrografia de corte de ovário destacando o epitélio de revestimento (→) a túnica albugínea (TA). Observar marcação positiva moderada com anticorpo anti-colágeno tipo I na túnica albugínea. Objetiva: 20X

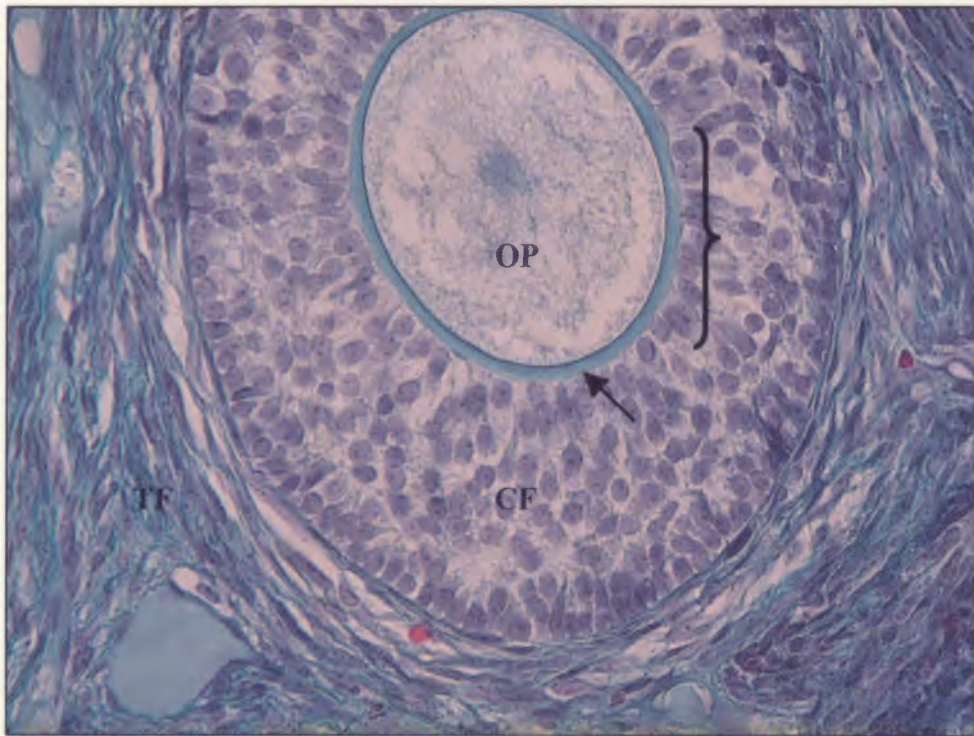


Figura 5: Fotomicrografia de corte de ovário destacando o folículo primário multilaminar com oócito primário (OP) envolto pela zona pelúcida (→), coroa radiada (}) e células foliculares (CF). Observa-se ainda teca folicular em formação (TF).

Coloração: Tricrômico de Gomori / Objetiva: 40X

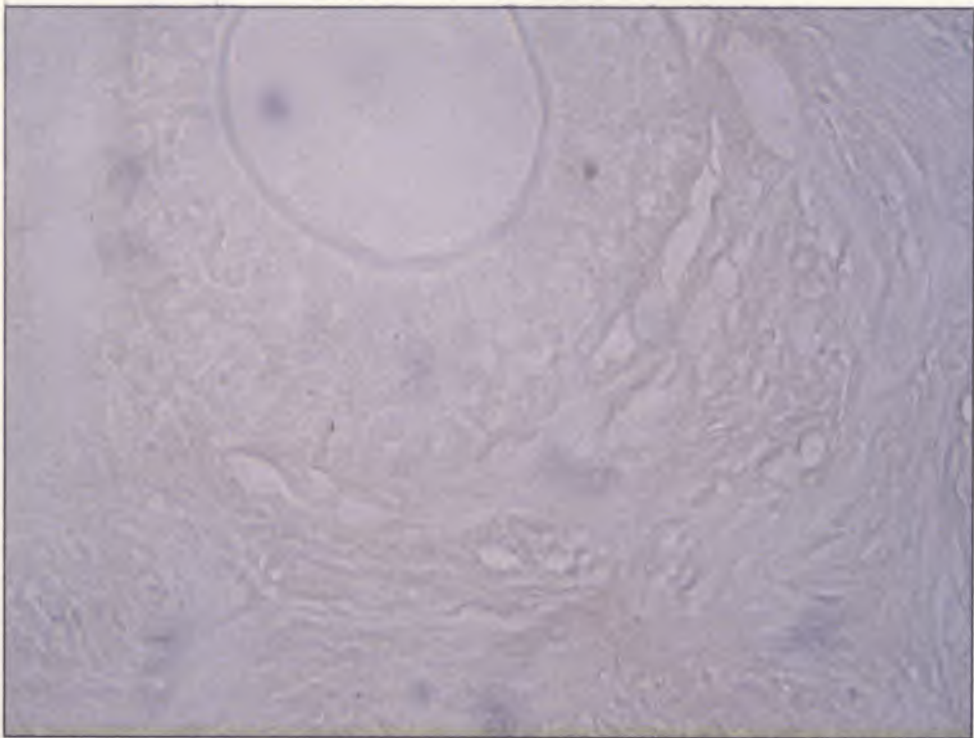


Figura 6: Fotomicrografia de corte de ovário destacando a marcação positiva fraca com anticorpo anti-colágeno tipo I, na região entre os folículos. / Objetiva: 40X

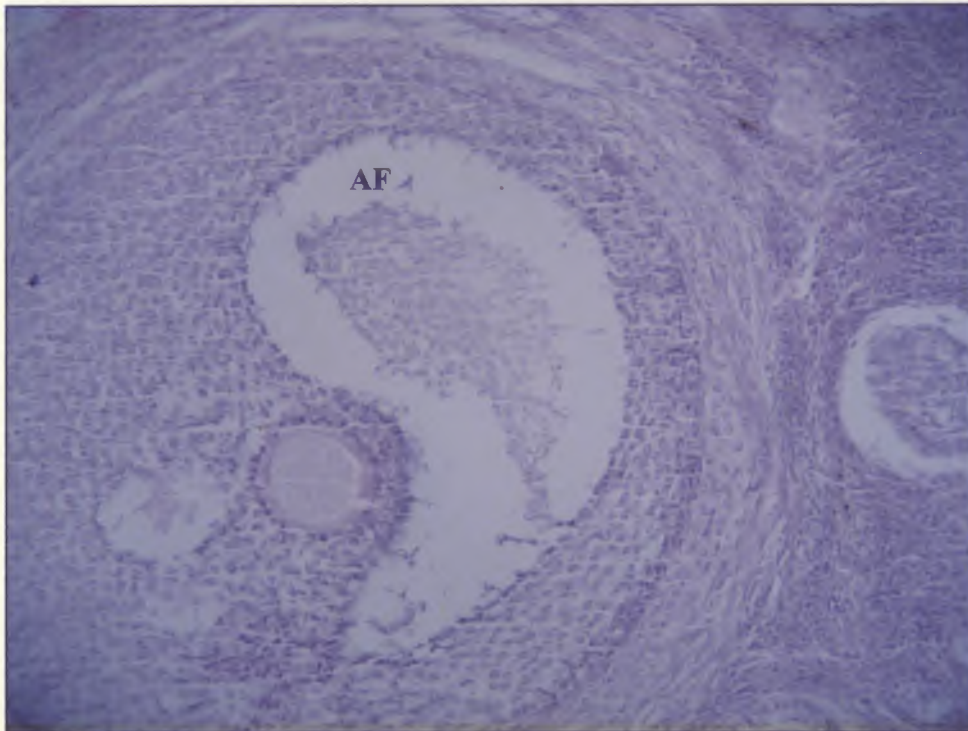


Figura 7: Fotomicrografia de corte de ovário destacando um folículo ovariano secundário caracterizado pelo antro folicular (AF).
Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

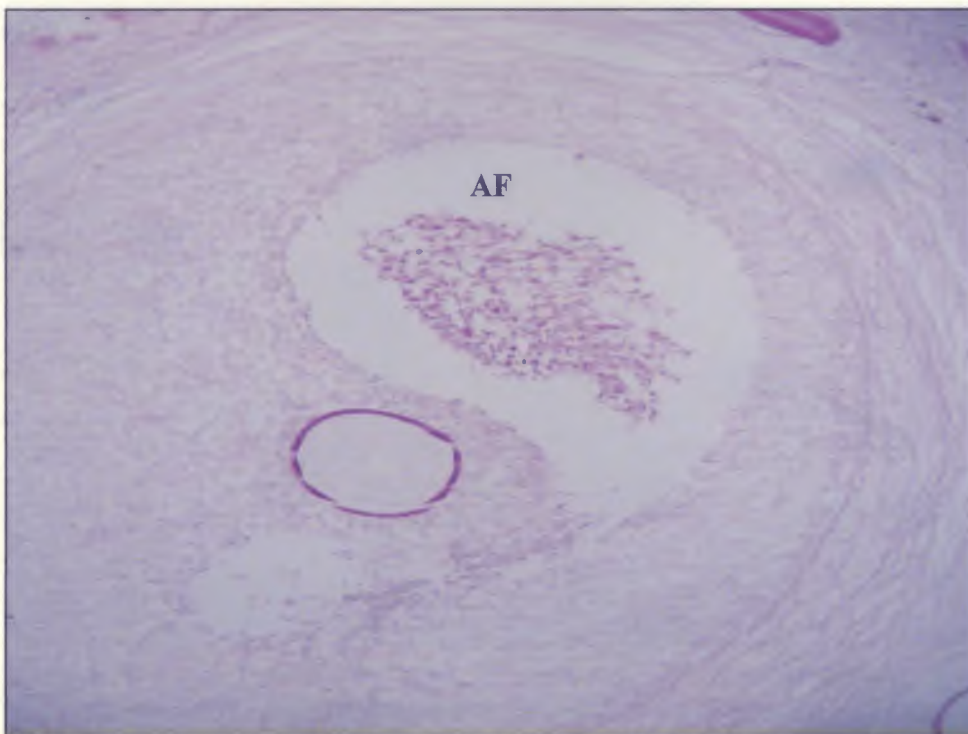


Figura 8: Fotomicrografia de corte de ovário destacando um folículo ovariano secundário caracterizado pelo antro folicular (AF). Observar a reação positiva forte na zona pelúcida e no líquido folicular demonstrada pela coloração grená conferida pelo PAS.
Histoquímica: PAS / Objetiva: 20X

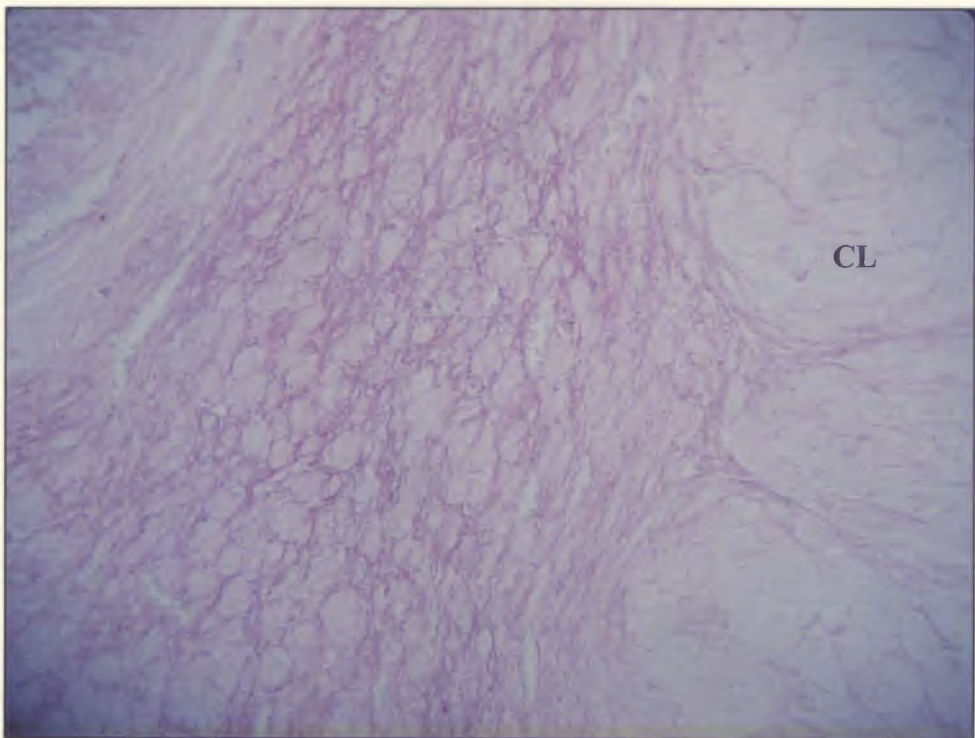
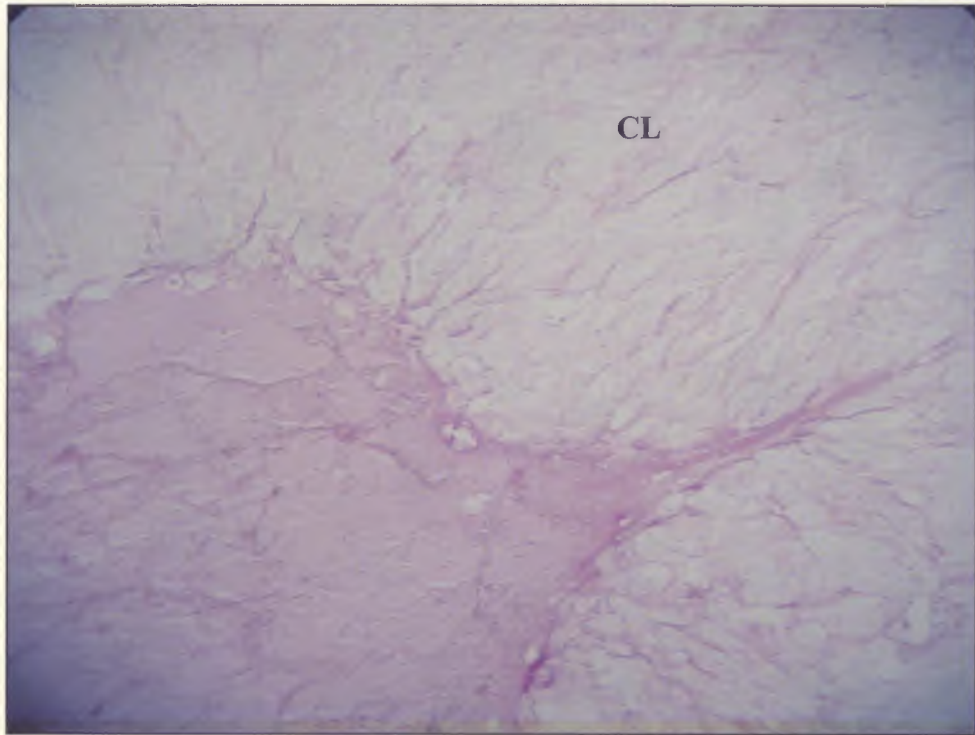


Figura 9 e 10: Fotomicrografias de cortes de ovários destacando dois corpos lúteos (CL) em diferentes estágios de desenvolvimento. O restante do líquido folicular no interior do corpo lúteo mostra positividade ao PAS. Também entre as células granuloso-luteínicas observamos moderada reação ao PAS positivo.
Histoquímica: PAS / Objetiva: 20X

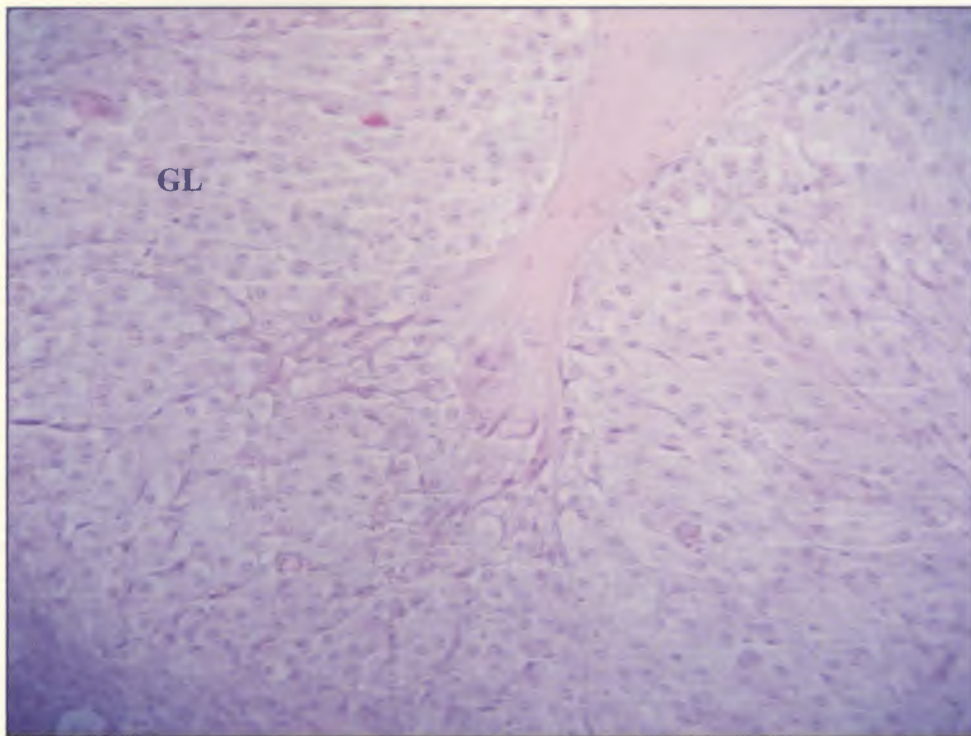
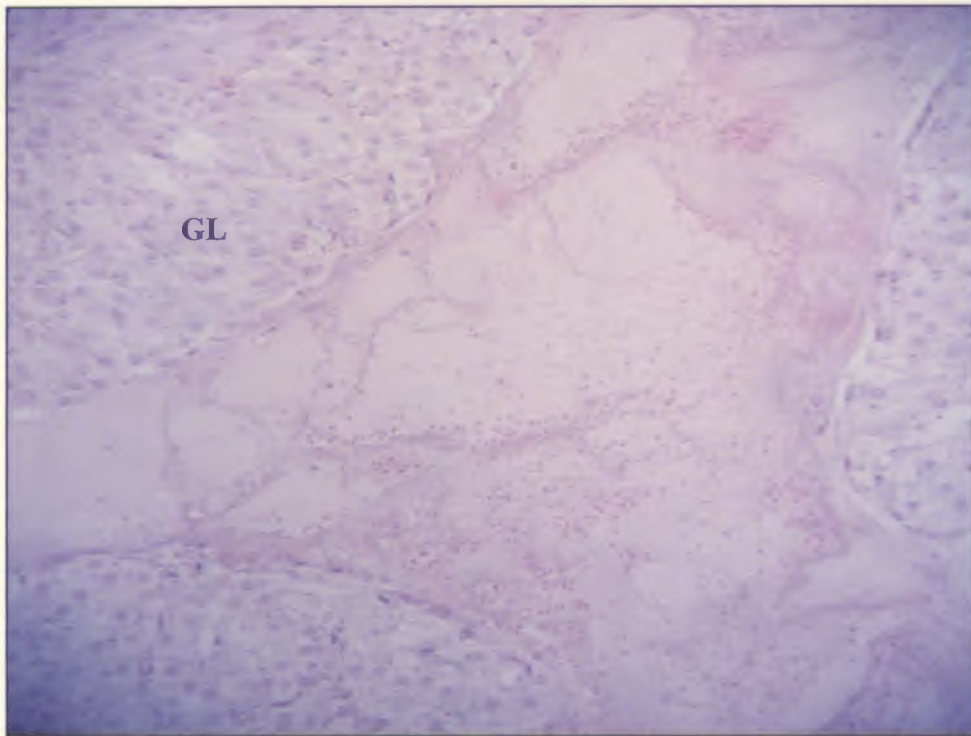
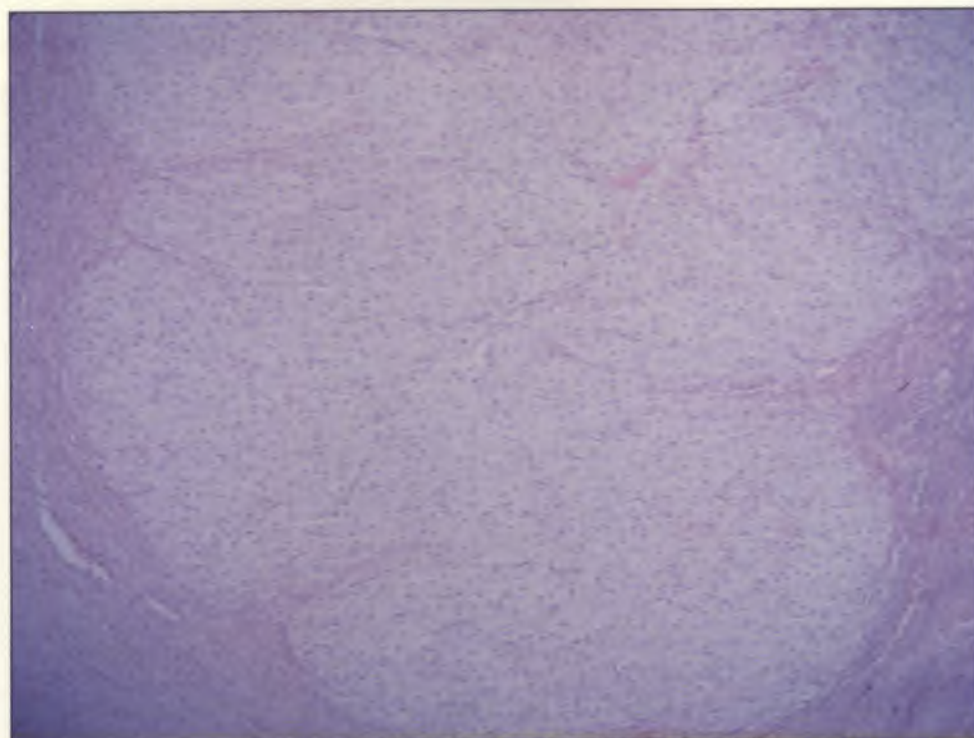
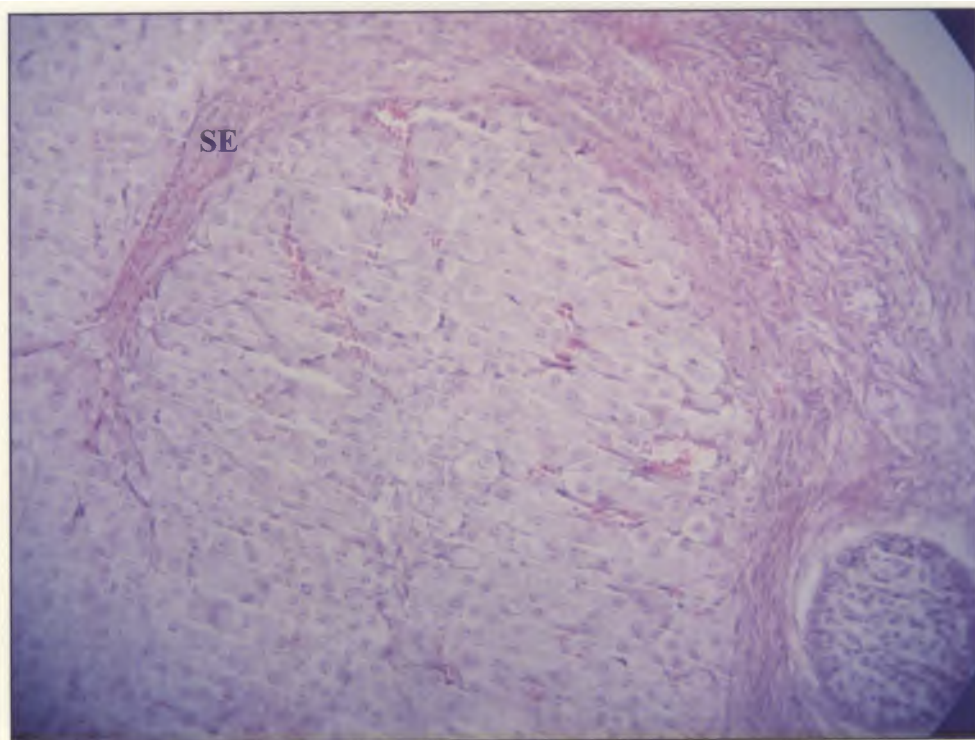


Figura 11 e 12: Fotomicrografias de cortes de ovários destacando dois corpos lúteos em diferentes estágios de desenvolvimento. O restante do líquido folicular, ainda no interior do antro luteal, vai desaparecendo pouco a pouco com o pregueamento da estrutura. As células granulosas que sofreram hipertrofia denominam-se células granuloso-luteínicas (GL).

Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X



Figuras 13 e 14: Fotomicrografias de cortes de ovários destacando dois corpos lúteos em diferentes estágios de desenvolvimento. Com a eliminação do líquido folicular a estrutura luteal colapsa e o pregueamento origina septos de conjuntivo (SE).
Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

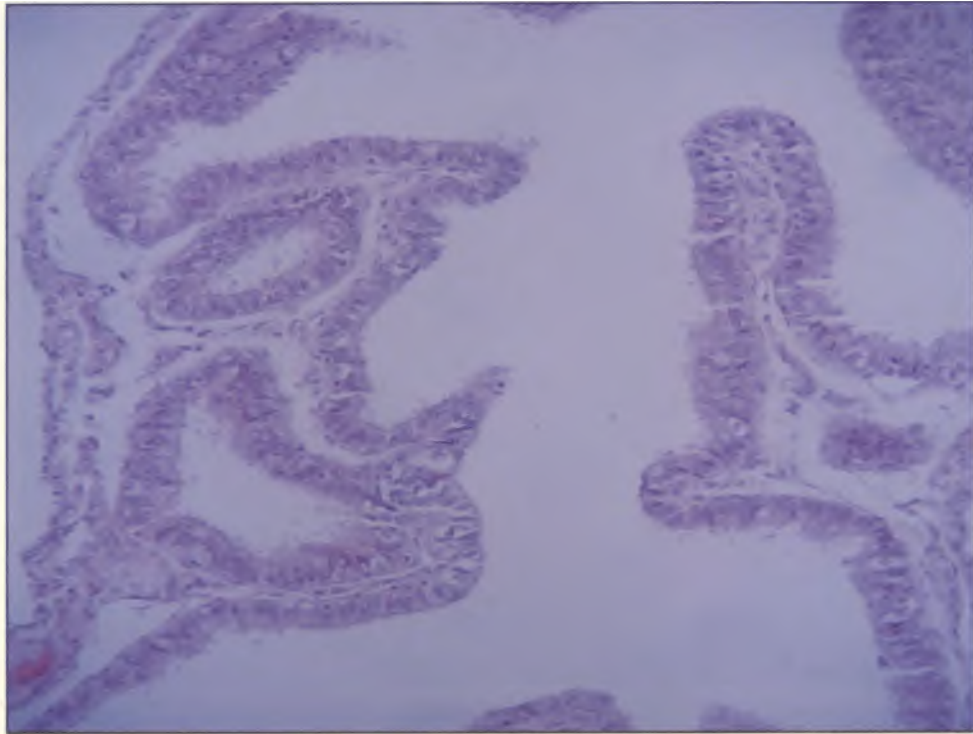


Figura 15: Fotomicrografia de corte de parede de tuba uterina destacando a mucosa com seu pregueamento característico.

Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

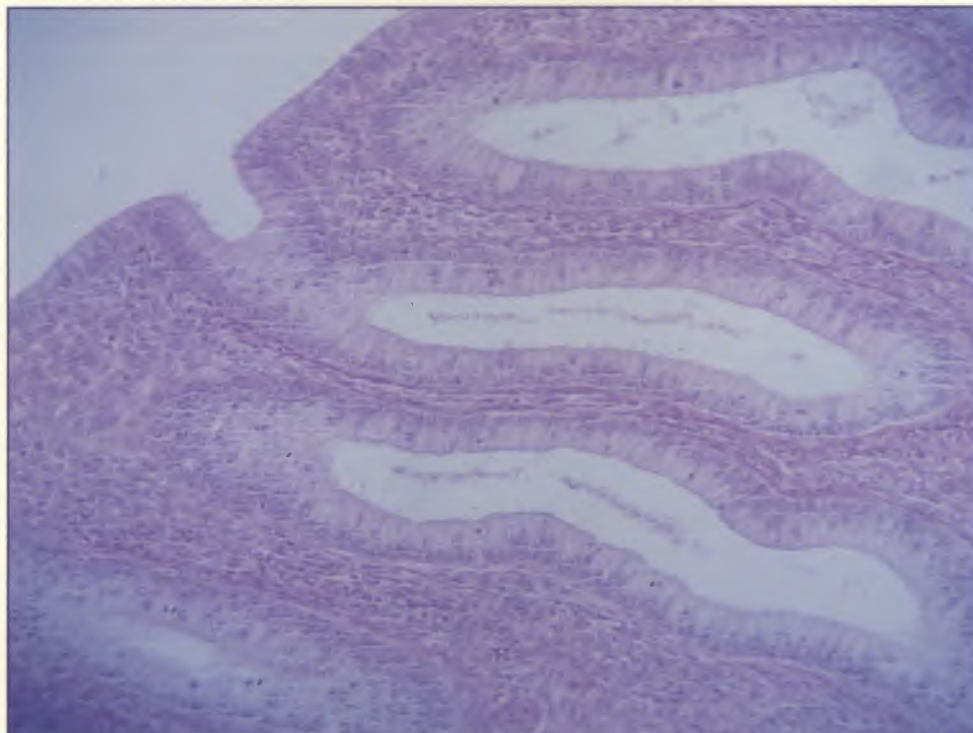


Figura 16: Fotomicrografia de corte de parede uterina destacando a mucosa com glândulas. O epitélio é simples cilíndrico com raras células ciliadas. O tecido conjuntivo da lamina própria apresenta fibras que correm paralelas ao epitélio glandular.

Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva:20X

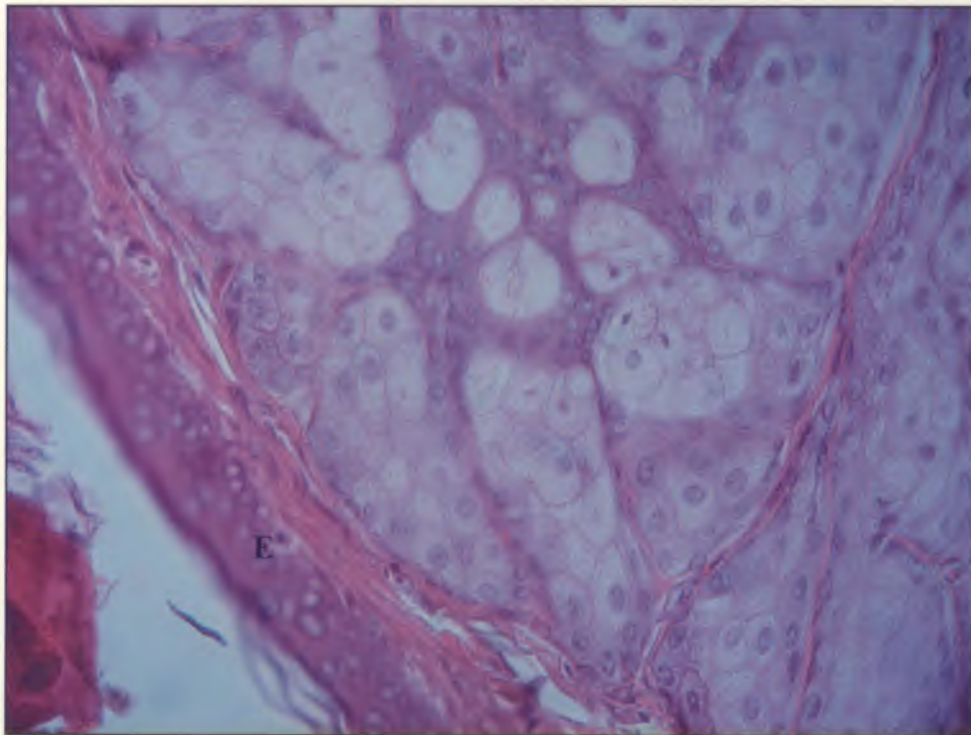


Figura 17: Fotomicrografia de corte de parede do vestibulo evidenciando-se um epitélio estratificado pavimento (E). As células desse epitélio cont m pouca queratoialina e não ocorre a queratiniza o característica. Grandes glândulas mucosas túbulo-alveolares compostas estão imersas em tecido conjuntivo.

Colora o: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

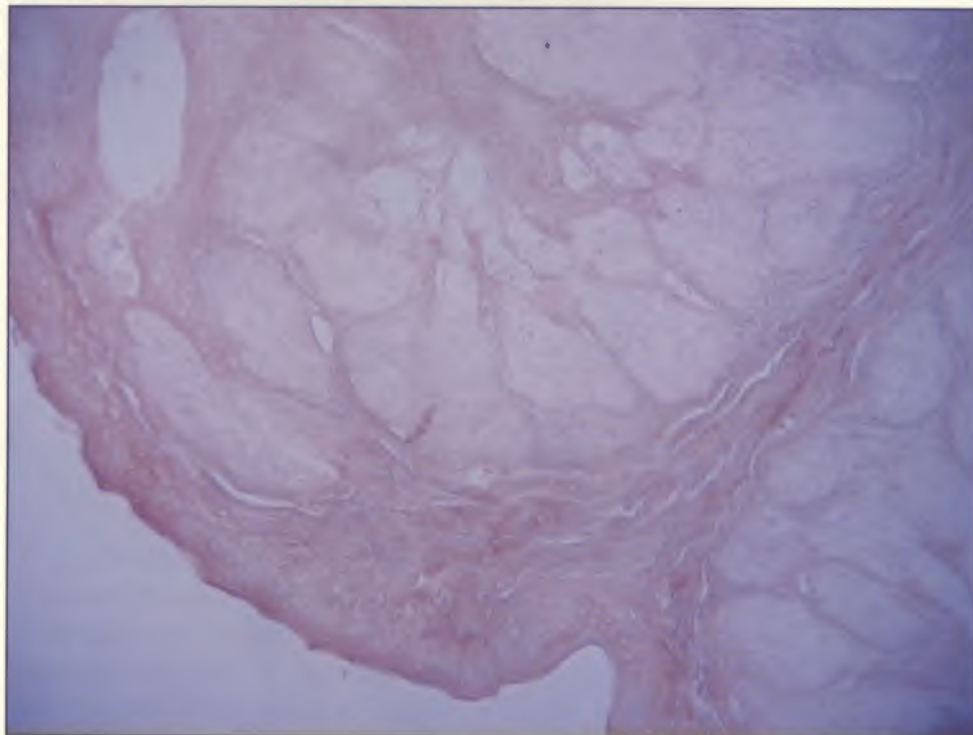
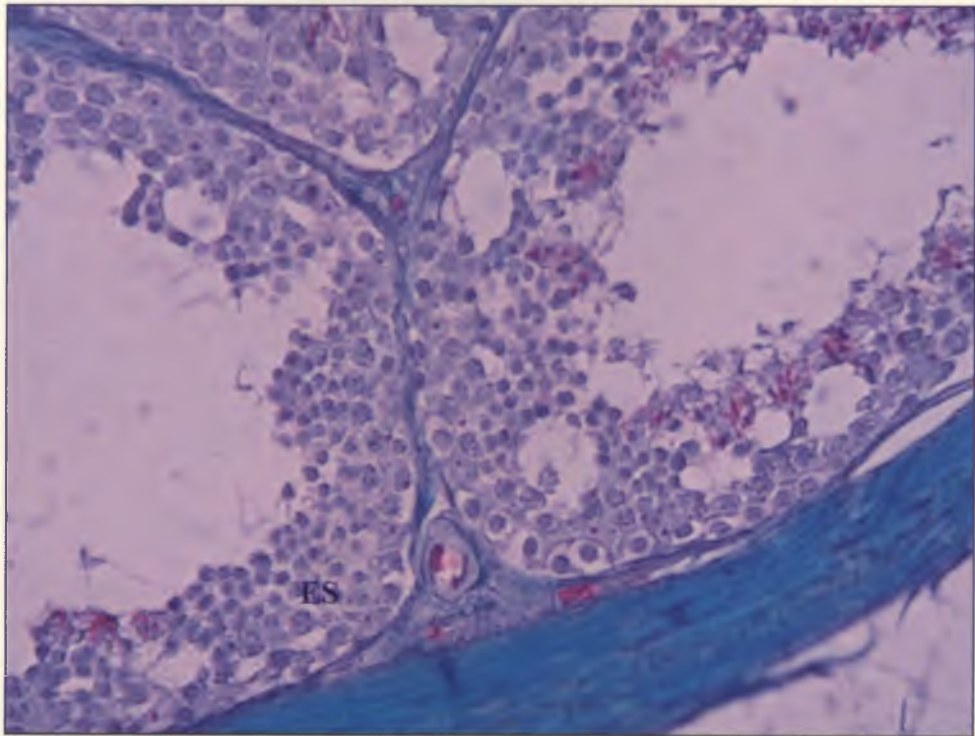
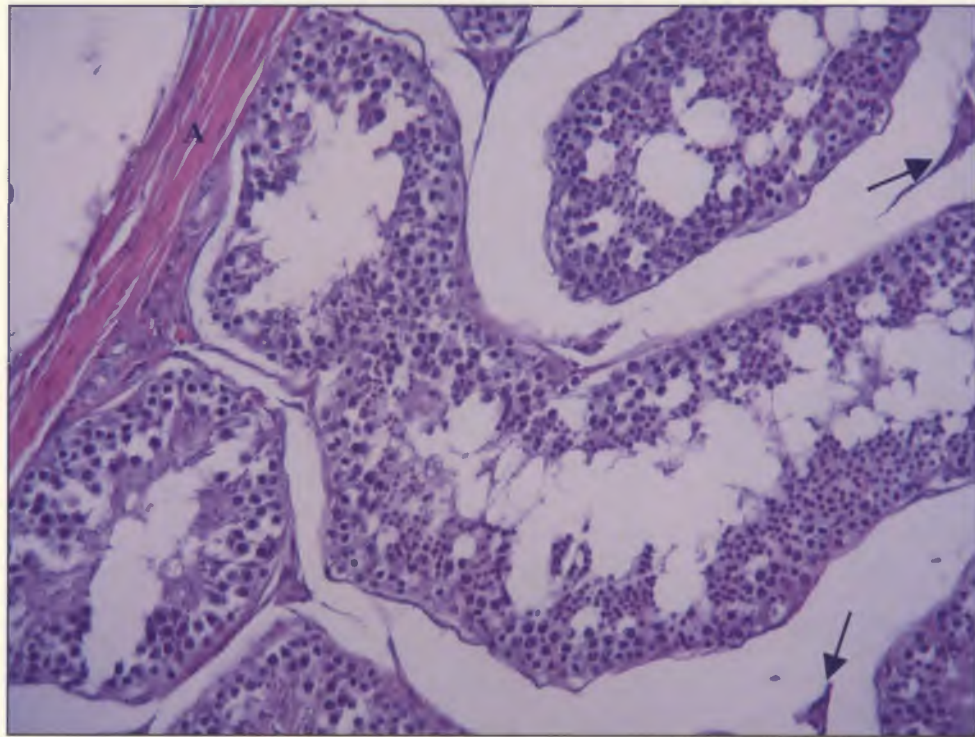


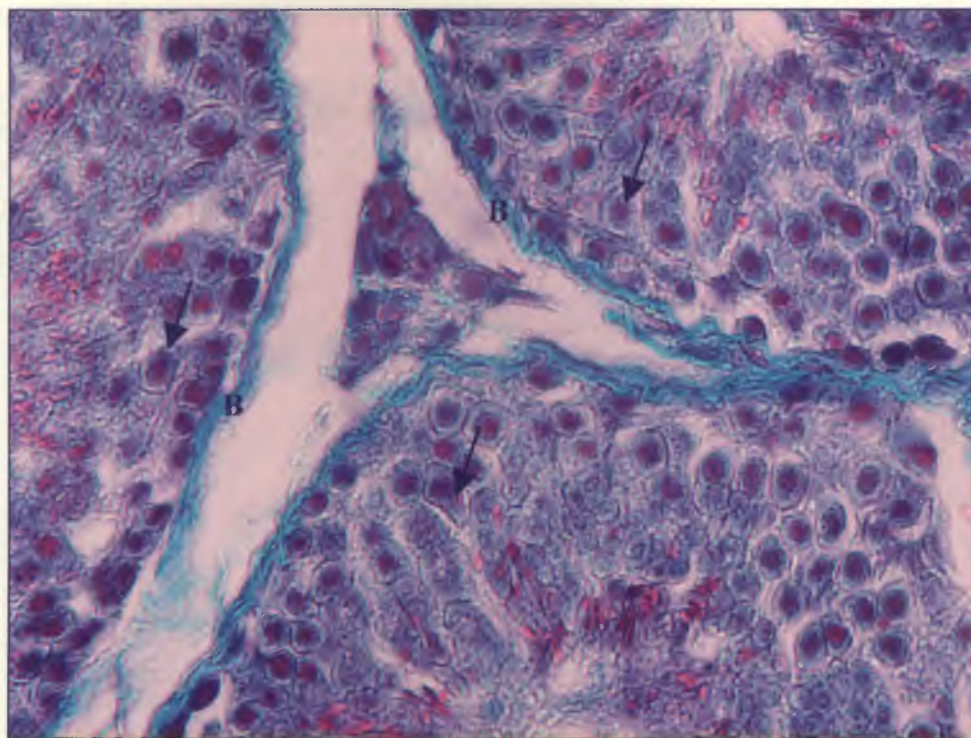
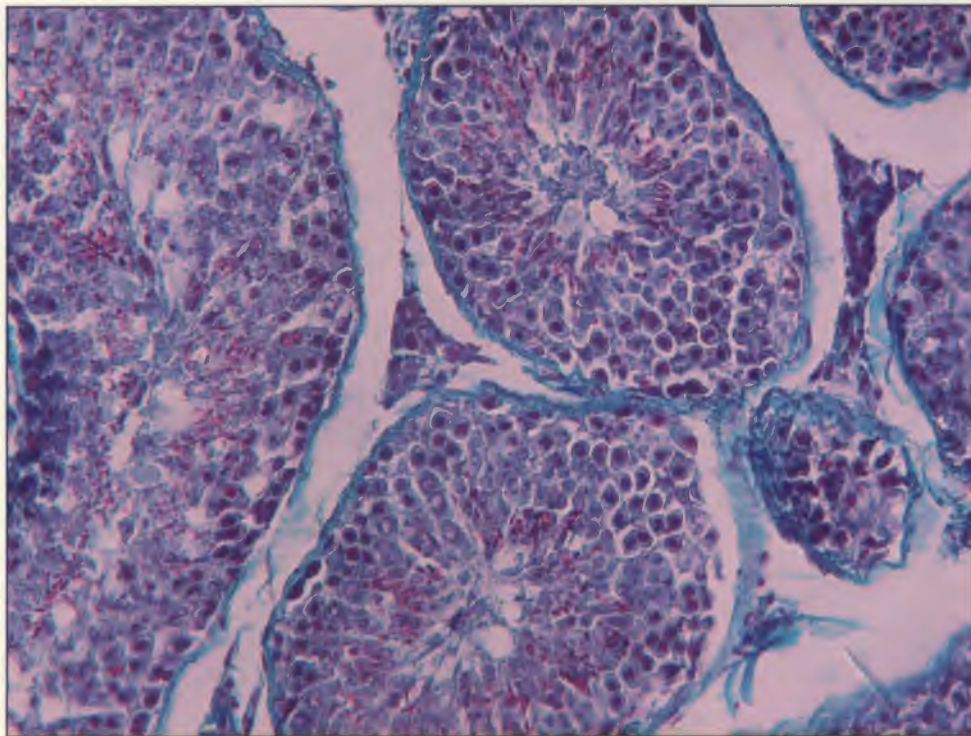
Figura 18: Fotomicrografia de corte de parede do vestibulo evidenciando-se grandes glândulas mucosas túbulo-alveolares compostas imersas em tecido conjuntivo com marca o positiva moderada com anticorpo anti-colágeno tipo I. / Objetiva: 20X



Figuras 19 e 20: Fotomicrografias de cortes de testículos evidenciando-se externamente a albugínea (A) e, internamente a ela, os túbulos seminíferos com o epitélio seminífero (ES). No tecido conjuntivo intertubular observamos diferentes células, fibras do conjuntivo e vasos sanguíneos.

Coloração: Hematoxilina e Eosina (Fig. 19) / Objetiva: 10X

Tricrômico de Gomori (Fig. 20) / Objetiva: 20X



Figuras 21 e 22: Fotomicrografias de cortes de testículos evidenciando-se os túbulos seminíferos com o epitélio seminífero. No epitélio seminífero são vistas as células da linhagem espermatogênica e células de Sertoli (\rightarrow). No tecido conjuntivo intertubular observamos diferentes células. Ao redor dos túbulos observamos uma bainha de tecido conjuntivo (B).
Coloração: Tricrômico de Gomori
Objetivas: 20X (Fig. 21) e 40X (Fig. 22)

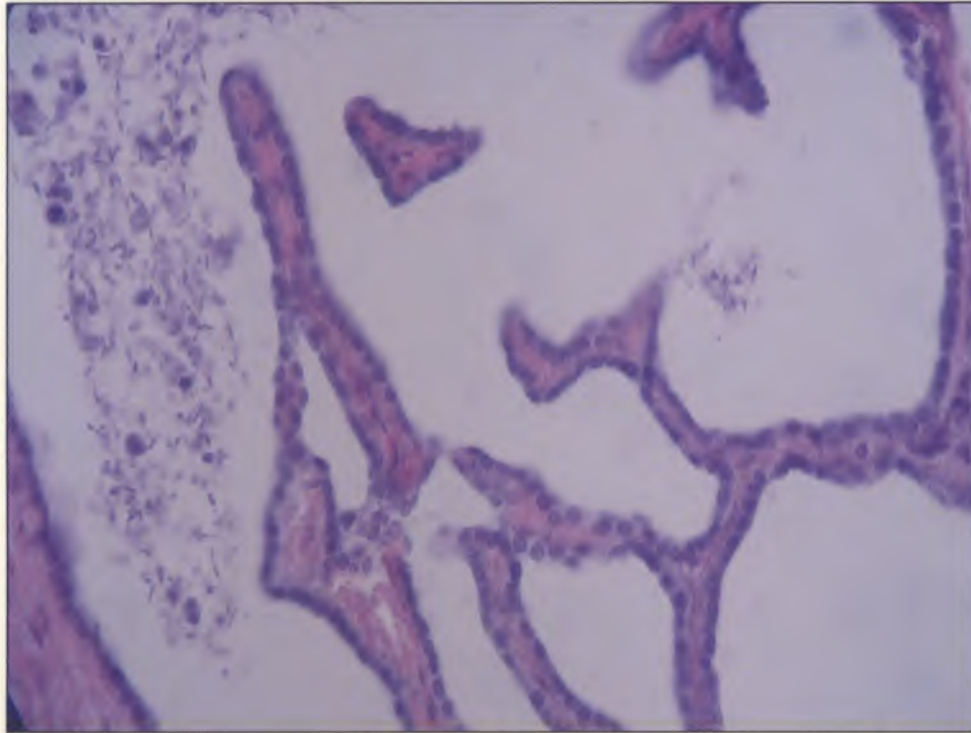


Figura 23: Fotomicrografia de corte de testículo evidenciando-se a rede testicular que tem uma disposição plexiforme de espaços revestidos por epitélio cúbico simples e tendo como sustentação colágeno. Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 40X

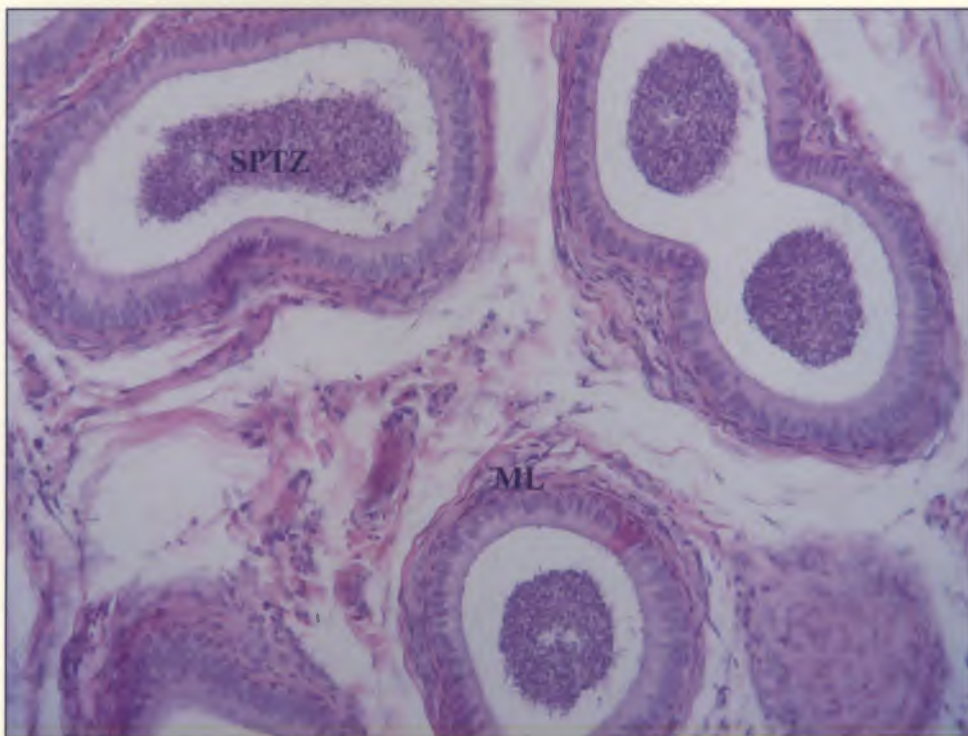


Figura 24: Fotomicrografia do corpo do epidídimo evidenciando-se o ducto epididimário enovelado com vários perfis em corte transversal. Observar o epitélio pseudoestratificado cilíndrico estereociliado, espermatozoides no lúmen, circundando o ducto células musculares lisas (ML) e, externamente, tecido conjuntivo frouxo com vasos sanguíneos. Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

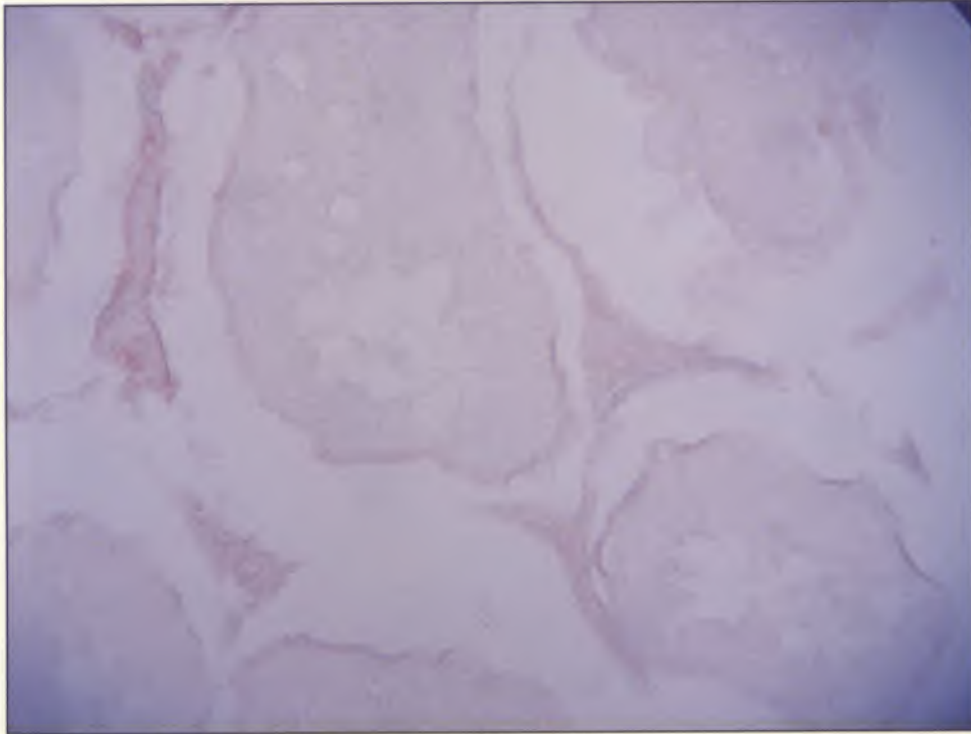


Figura 25: Fotomicrografia do ducto epididimário mostrando a variedade de perfis obtidos quando um ducto simples é cortado transversalmente. Observar a presença de tecido conjuntivo frouxo com marcação positiva moderada com anticorpo anti-colágeno tipo I / Objetiva: 20X

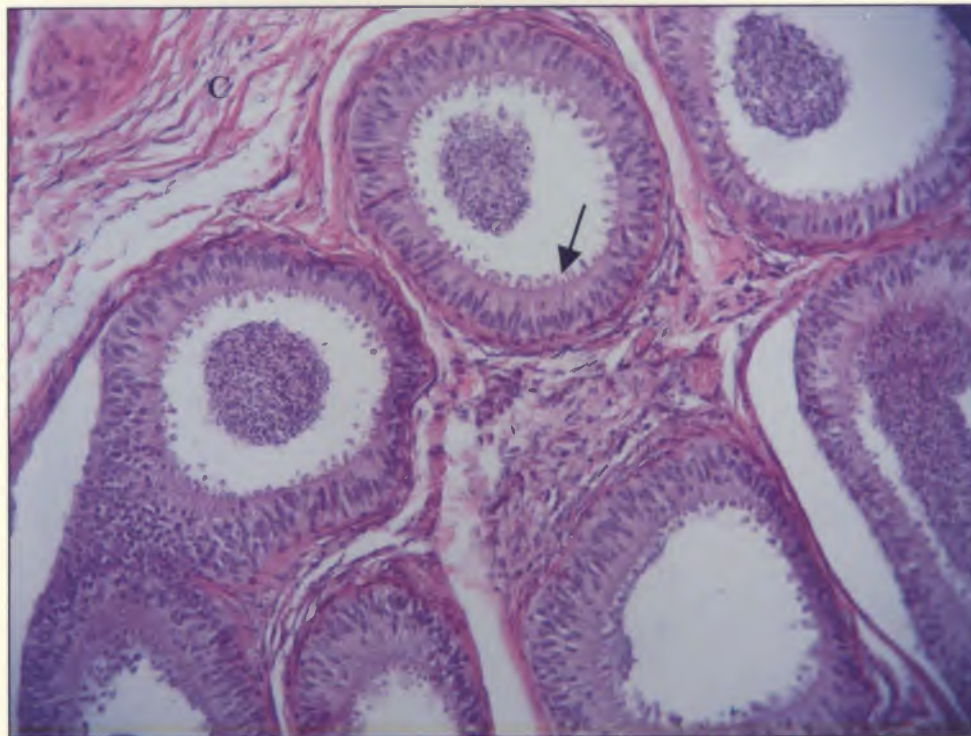


Figura 26: Fotomicrografia da cauda do epidídimo, com o epitélio similar ao do corpo, porém observando-se com maior facilidade os estereocílios (→). Observar também espermatozóides, células musculares lisas circundando o ducto e, mais externamente, tecido conjuntivo frouxo rico em vasos sanguíneos. Também observar a cápsula do epidídimo (C). Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 20X

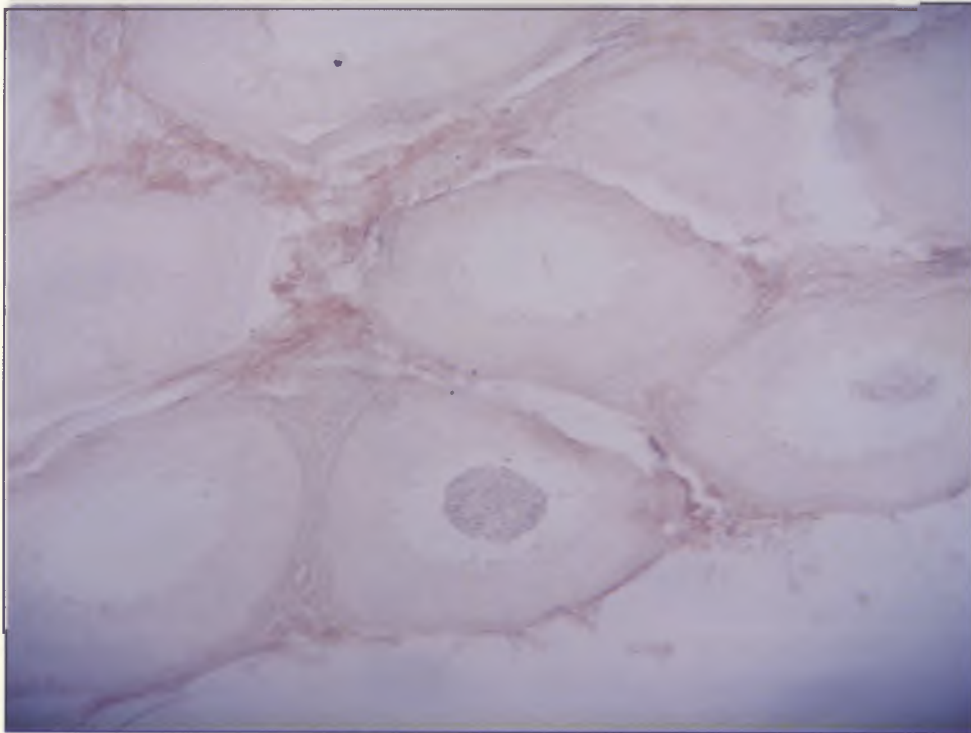


Figura 27: Fotomicrografia do ducto epididimário mostrando a variedade de perfis obtidos quando um ducto simples, muito enovelado, é cortado transversalmente. Observar, circundando o ducto, a presença de tecido conjuntivo frouxo, com marcação positiva moderada com anticorpo anti-colágeno tipo I. / Objetiva: 20X

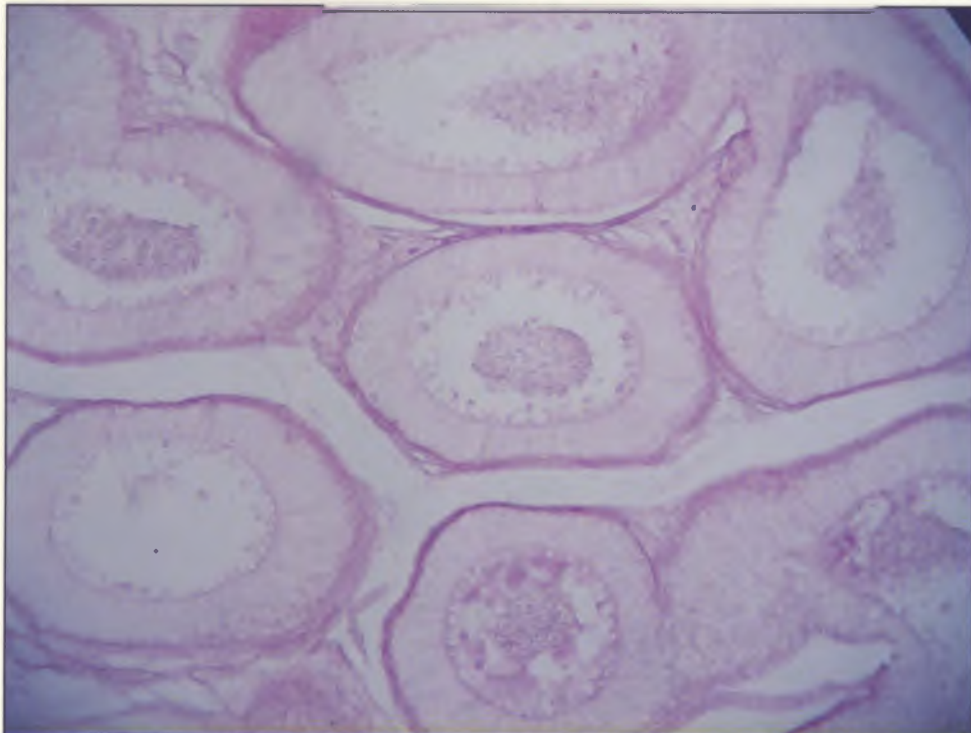


Figura 28: Fotomicrografia da cauda do epidídimo evidenciando-se a lamina basal na qual se apóia o epitélio com forte positividade frente ao PAS.

Histoquímica: PAS / Objetiva: 20X

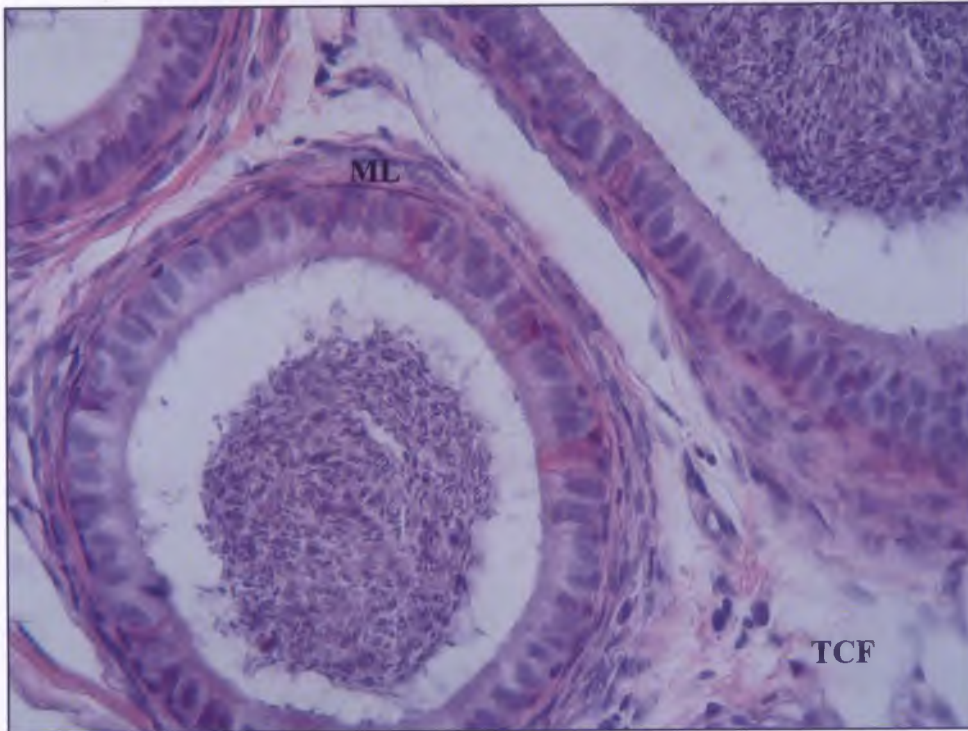


Figura 29: Fotomicrografia da cauda do epidídimo evidenciando-se o ducto epididimário cortado transversalmente. Observar o epitélio pseudoestratificado cilíndrico com estereocílios, espermatozoides no lúmen, células musculares lisas (ML) circundando o ducto e mais externamente tecido conjuntivo frouxo (TCF) rico em vasos sanguíneos. Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 40X

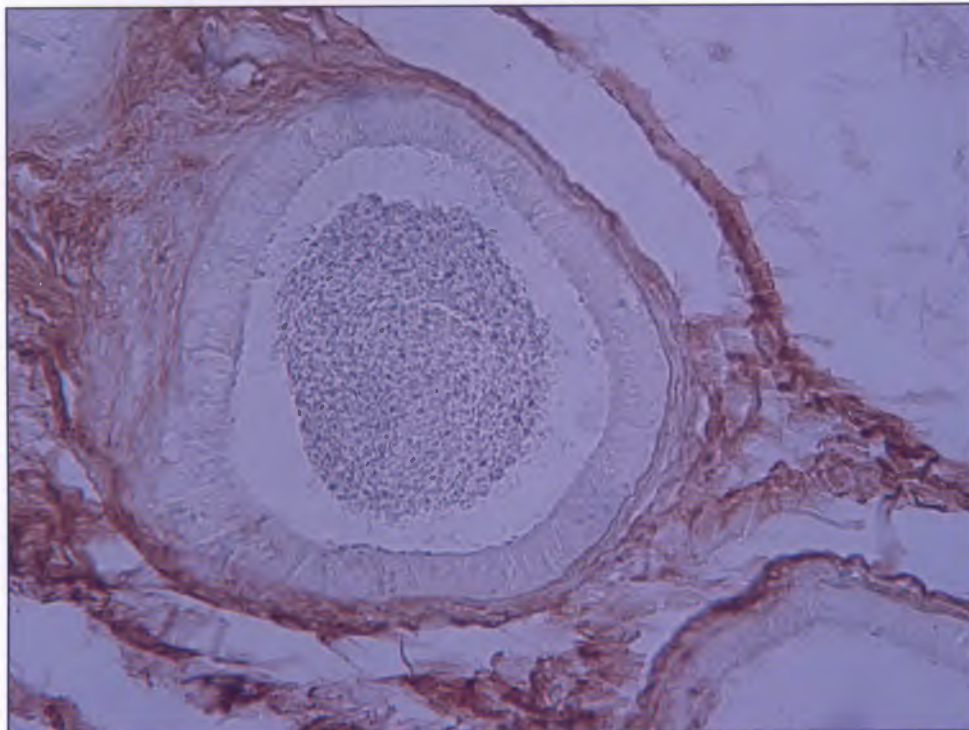
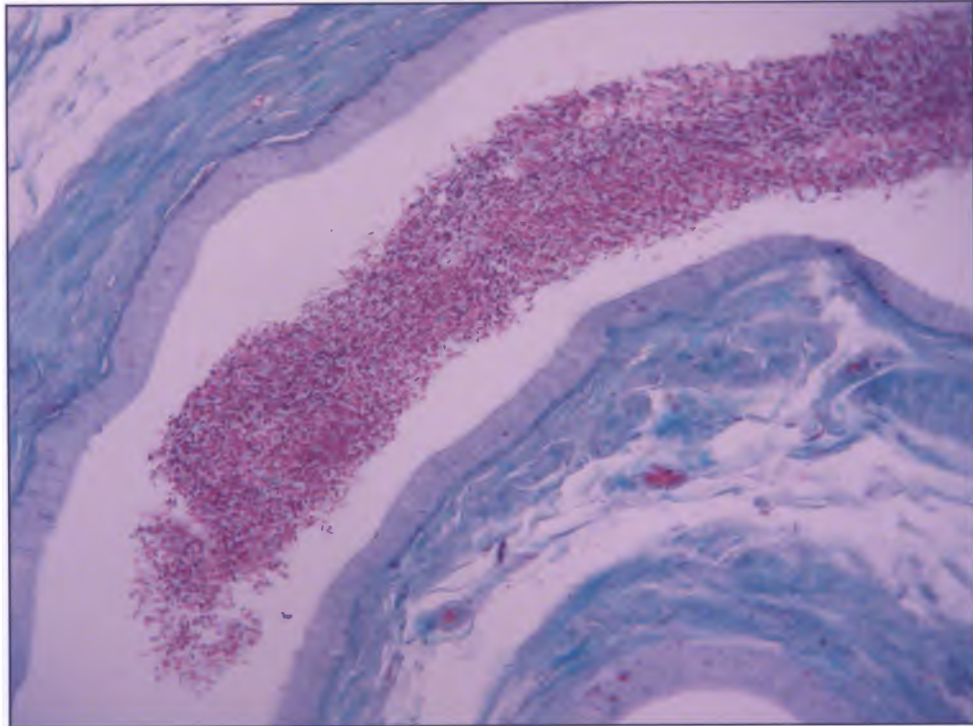


Figura 30: Fotomicrografia do ducto epididimário, muito envelhado, cortado transversalmente. Observar, circundando o ducto, a presença de tecido conjuntivo frouxo, com marcação positiva forte com anticorpo anti-colágeno tipo I. / Objetiva: 40 X



Figuras 31: Fotomicrografia do epidídimo evidenciando-se o duto epididimário cortado longitudinalmente. Observar espermatozóides no lúmen, células musculares lisas circundando o duto e, mais externamente, tecido conjuntivo frouxo com colágeno em verde. Coloração: Tricrômico de Gomori / Obietiva: 40X

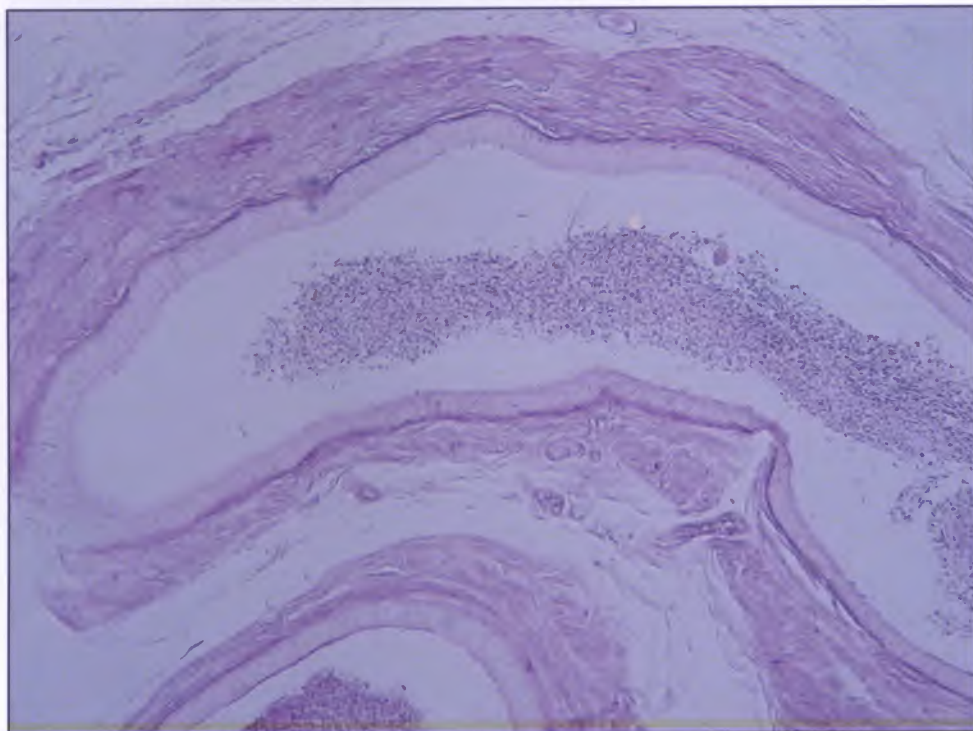


Figura 32: Fotomicrografia do duto epididimário, seccionado longitudinalmente, evidenciando-se a lâmina basal, na qual se apóia o epitélio, com positividade forte frente ao PAS. Observar também positividade moderada na matriz extracelular do tecido conjuntivo frouxo circundante. Histoquímica: PAS / Objetiva: 40X

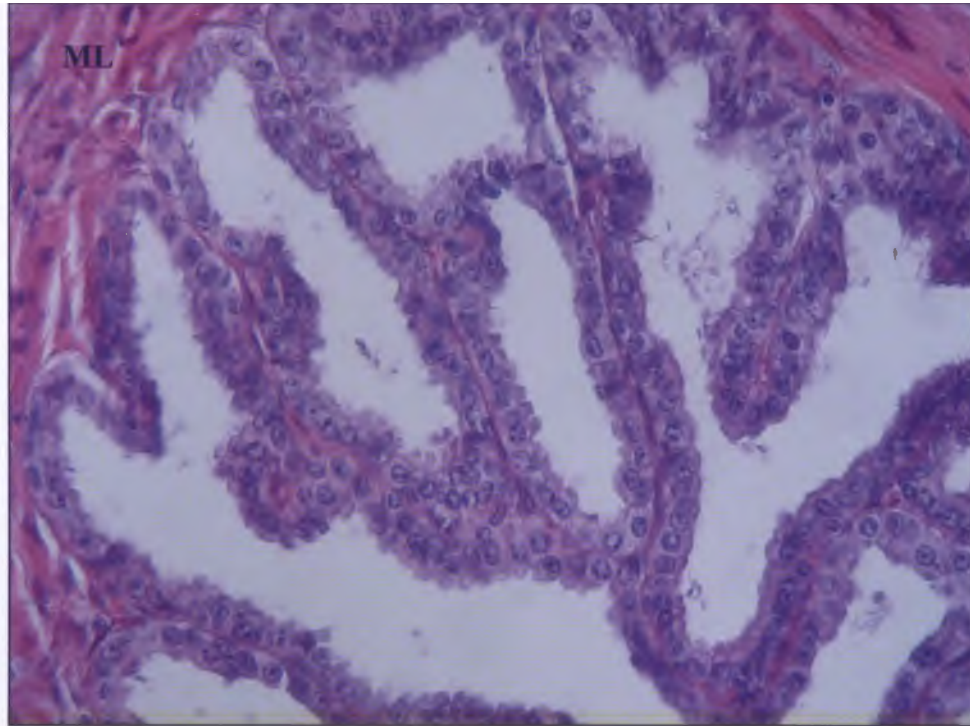


Figura 33: Fotomicrografia da vesícula seminal mostrando uma mucosa muito pregueada. As pregas se projetam e formam compartimentos no interior da luz do órgão. A mucosa compõe-se de um epitélio cúbico simples repousando em tecido conjuntivo frouxo. Uma delgada camada de músculo liso (ML) dispõe-se após esse conjuntivo. Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 40X

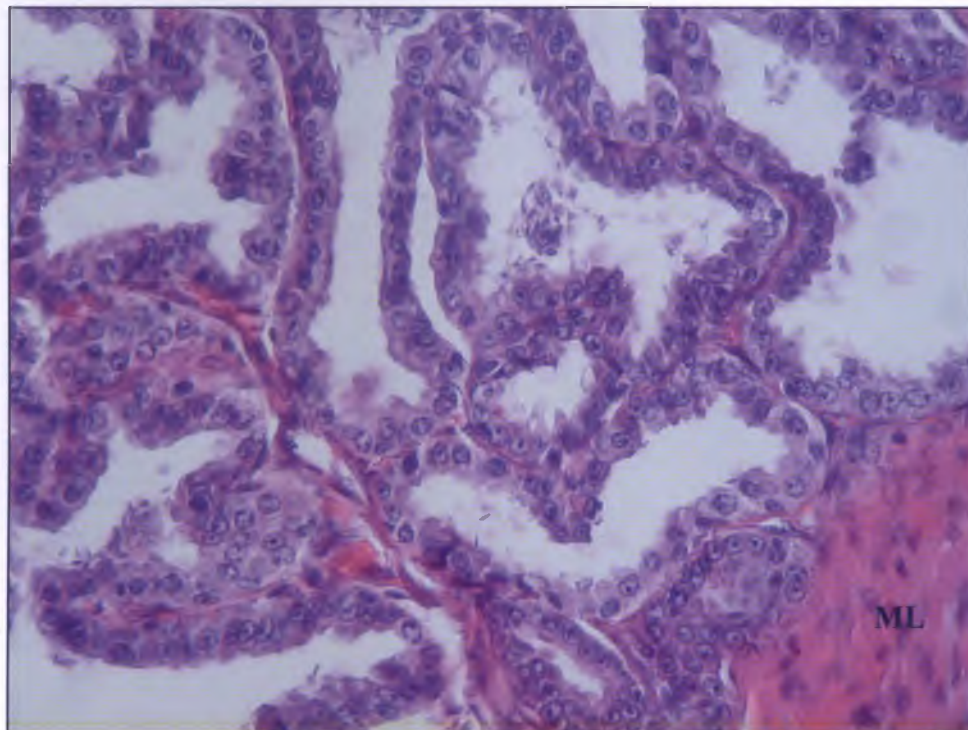


Figura 34: Fotomicrografia da vesícula seminal. Observar o epitélio cúbico simples repousando na lâmina própria de tecido conjuntivo frouxo. Uma delgada camada de músculo liso (ML) dispõe-se após esse conjuntivo. Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 40X

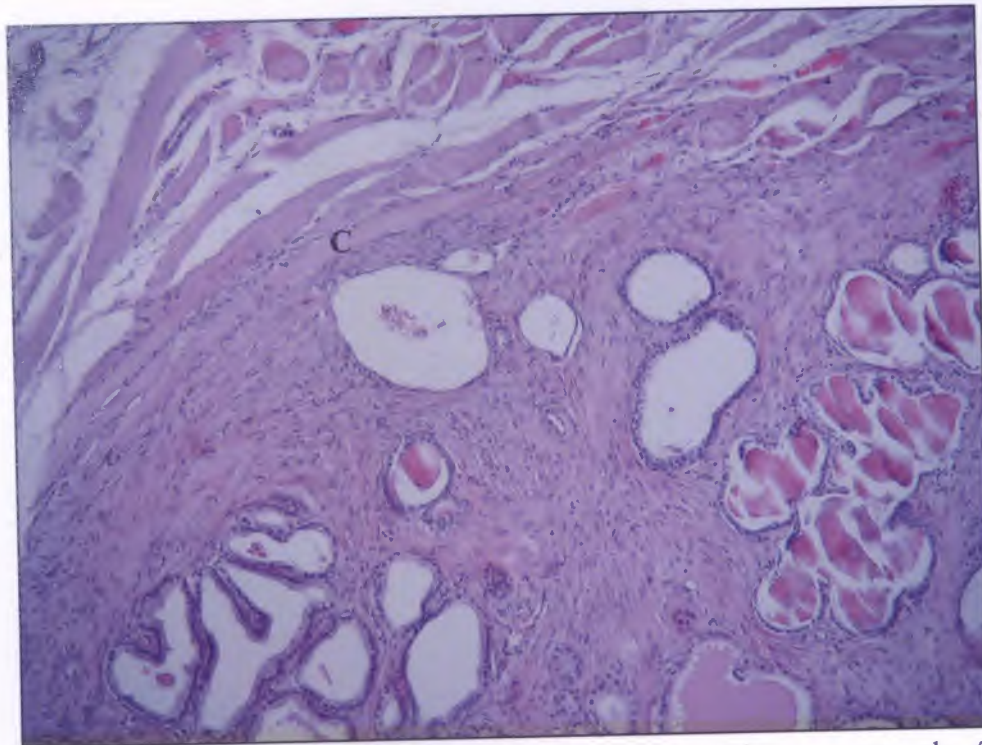


Figura 35: Fotomicrografia de parte da próstata. Observar que ela é envolvida por cápsula fibra elástica (C) rica em músculo liso. Septos da cápsula penetram na glândula. As glândulas túbulo alveolares que a constituem apresentam um epitélio cúbico simples e são envolvidas por um estroma fibromuscular.

Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 40X

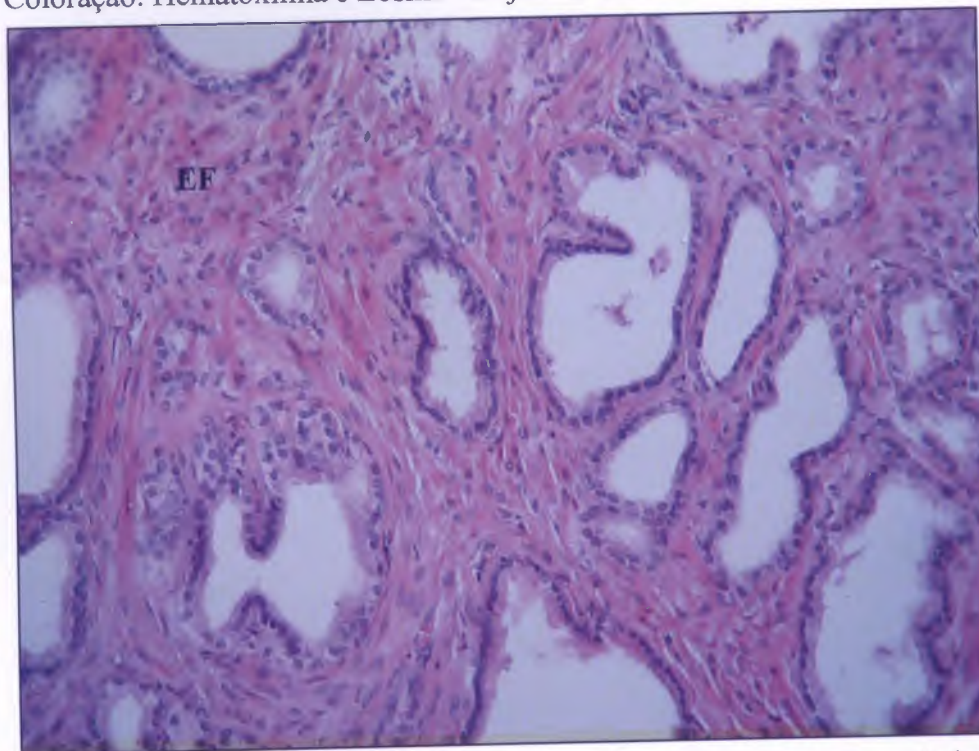


Figura 36: Fotomicrografia de parte da próstata. As glândulas túbulo alveolares apresentam um epitélio cúbico simples e são envolvidas por um estroma fibromuscular (EF).

Coloração: Hematoxilina e Eosina / Objetiva: 40X

5. CONCLUSÃO

O estudo histológico dos sistemas reprodutores masculino e feminino do sagüi-de-tufo-branco nos mostra que estes animais apresentam semelhanças muito grandes com primatas humanos nestes aspectos.

A conclusão quanto à semelhança supracitada é que o controle populacional desta espécie, quando necessário, se faça com anovulatórios ou vasectomia, da mesma forma que nos humanos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AURICCHIO, P. **Primatas do Brasil**. São Paulo: Terra Brasilis, 1995. p. 59 – 62
- BOGNER, K. et al. Localization and synthesis of zona pellucida proteins in the marmoset monkey (*Callithrix jacchus*). **Mol. Hum. Reprod.** v. 10(7), p. 481-8, jul. 2004.
- BORGES, E.M. Morfologia dos órgãos genitais masculinos de pacas (Agouti paca, Linnaeus, 1776). 2003. 148f. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária e Zootecnia) - USP.
- CASTRO, C.S.S. Tamanho da área de vida e padrão de uso do espaço em grupos de saguís, *Callithrix jacchus* (Linnaeus) (Primates, Callitrichidae). **Rev. Bras. Zool.** v. 20(1), mar. 2003.
- CENP. *Callithrix jacchus*. Disponível em <http://www.cenp.org.br/ficha.asp?idespecie>. Acesso em 13/06/05.
- COLD, C. J.; MACGRATH, K.A. An Evolutionary Perspective of the Specialised Sensory Tissue of the External Genitalia *In: Male and Female Circumcision*. Denniston GC, Hodges FM, Milos MF eds. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, 1999.
- COSTA, W.S. et al. Testicular migration: remodeling of connective tissue and muscle cells in human gubernaculum testis. **J Urol.** v. 167(5), p. 2171-6, may. 2002.
- COVER, S. "Callithrix jacchus", **Animal Diversity Web**. 2000 Disponível em http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Callithrix_jacchus.html. Acesso em 30 out. 2005.
- CUI, K.H. et al. Anatomy of adult female common marmoset (*Callithrix jacchus*) reproductive system. **J Anat.** v. 185 (pt 3), p. 481-6, dec. 1994.
- DIXSON, A.F. Baculum length and copulatory behavior in primates. **Am J Primatol.** v.13, p.51-60, 1987.
- DIXSON, A.F.; MUNDY, N.J. Sexual behavior, sexual swelling, and penile evolution in chimpanzees (*Pan troglodytes*). **Arch Sex Behav.** v. 23, p. 267-80, 1994.
- FISCHER, J.S. et al. Immunoexpression of aquaporin-1 in the efferent ducts of the rat and marmoset monkey during development, its modulation by estrogens, and its possible role in fluid resorption. **Endocrinology.** v.139(9), p. 3935-45, sep. 1998.
- GILCHRIST, R.B. et al. Changes in follicle-stimulating hormone and follicle populations during the ovarian cycle of the common marmoset. **Biol Reprod.** v. 64(1), p. 127-35, jan. 2001.

GLUCKMAN, T.L. et al. Cytologic assessment of the vaginal epithelium in the common marmoset (*Callithrix jacchus*): a preliminary new approach to reproductive screening. **Contemp Top Lab Anim Sci.** v. 43(2), p. 28-31, mar. 2004.

HARRIS, J.D. Cloning and characterization of zona pellucida genes and cDNAs from a variety of mammalian species: the ZPA, ZPB and ZPC gene families. **DNA Seq.** v.4(6), p. 361-93, 1994.

INSTITUTO HORUS. *Callithrix jacchus*. Disponível em: http://www.institutohorus.org.br/download/fichas/Callithrix_jacchus.htm Acesso em 12/12/2005

JACOB, S; MAMMEN K. Collagenous micronodules in prostatic adenocarcinoma--a case report. **Indian J Pathol Microbiol.** v. 47(3), p. 406-7, jul. 2004.

JUNQUEIRA, L.C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica.** 10. ed. São Paulo: Guanabara Koogan, 2004. p. 415-448.

KARAM, I. et al. The structure and innervation of the male urethra: histological and immunohistochemical studies with three-dimensional reconstruction. **J Anat.** 2005 v. 206(4), p. 395-403, apr. 2005.

KHOLKUTE, S.D.; NANDEDKAR, T.D.; PURI, C.P. Localization of estrogen and progesterone receptors in the endometrium of common marmosets *Callithrix jacchus*. **Indian J Exp Biol.** v. 38(5), p. 425-31, may. 2000.

KREBS, J.R; DAVIES, N.B. **Introdução à ecologia comportamental.** 3. ed. São Paulo: Atheneu, 1996. p.31-40.

LEBOFFE, J.M. **Atlas fotográfico de histologia.** 1. ed. São Paulo: Guanabara Koogan, 2005. p. 197-213.

LEWIS R.W. et al. The prostate of the nohuman primate: normal anatomy and pathology. **Prostate.** v. 2(1), p. 51-70, 1981(a).

LEWIS, R.W. Prostate epithelial cell culture. Application to a possible nonhuman primate model of prostate disease. **Prostate.** 1981v. 2(1), p. 51-70, jan. 1981(b).

LUZ, M.A.M.; NETO, D.Z. **Histoquímica e Imunohistoquímica.** 1. ed. São José do Rio Preto, SP: Alexandre Mendes Luz, 1998. 67 p.

MARSHALL, V.S et al. Ovarian stimulation of marmoset monkeys (*Callithrix jacchus*) using recombinant human follicle stimulating hormone. **J Med Primatol.** v. 32(1), p. 57-66, feb. 2003.

- MICHALANY, J. **Técnica Histológica em Anatomia Patológica**: com instruções para o cirurgião, enfermeira e citotécnico. 3. ed. São Paulo: Michalany, 2000. p.24-100
- MILLAR, M.R. Marmoset spermatogenesis: organizational similarities to the human. **Int J Androl.** v. 23(5), p. 266-77, oct. 2000.
- MILLS, D.A. et al. Analysis of infant carrying in large, well-established family groups of captive marmosets (*Callithrix jacchus*). **Primates.** v. 45, p. 259-265, jul. 2004.
- MIRAGLIA, T.; TELLES FILHO, M.; BRANCO, A.L. The male reproductive system of the common marmoset (*Callithrix jacchus*). **Acta Anat (Basel).** v. 76(4), p. 594-611, 1970.
- NADLER RD. Proximate and ultimate influences on the regulation of mating in the great apes. **Am J Primatol.** v. 37, p. 93-102, 1995.
- PARKER, S. **Grzimek's Encyclopedia of Mammals**, 2. ed. New York: McGraw-Hill Inc. 1990.
- PRETZER D. et al. Growth factors (EGF, IGF-I) modulate the morphological differentiation of adult marmoset (*Callithrix jacchus*) Sertoli cells in vitro. **J Androl.** v.15(5), p. 398-409, sep-oct. 1994.
- RUIZ-MIRANDA, C.R et al. Distribuição do Sagüi (*Callithrix jacchus*) nas Áreas de Ocorrência do Mico-Leão-Dourado (*Leontopithecus rosalia*) no Estado do Rio de Janeiro. **Neotropical Primates.** v. 8(3), p. 98-101, 2000.
- RUNE, G.M.; DE SOUZA, P.; MERKER, HJ. Ultrastructural and histochemical characterization of marmoset (*Callithrix jacchus*) Leydig cells during postnatal development. **Anat Embryol (Berl).** v. 183(2), p. 179-91, 1991.
- RUNE, G.M. et al. Zonal differentiation of the marmoset (*Callithrix jacchus*) endometrium. **J Anat.** v. 181 (Pt 2), p. 301-12, oct. 1992.
- RYLANDS, A.B. et al. An Assessment of the Diversity of New World Primates. **Neotropical Primates.** v. 8(2), p.61-93 aug. 2000.
- SANCHEZ-MORGADO, J.M.; HAWORTH R.; MORRIS, T.H. XY female marmoset (*Callithrix jacchus*). **Comp Med.** v. 53(5), p. 539-44, out. 2003.
- SBU. **Patologias.** Disponível em: http://www.sbu.org.br/geral_noticias.php Acesso em 09/02/2005
- SMITHWICK, E.B.; YOUNG, L.G. Sequential histology of the adult chimpanzee epididymis. **Tissue Cell.** v. 29(4), p.383-412, aug. 1997.
- SMUTS et al. **Primates Societies.** Chicago: The University of the Chicago Press. 1987.

SOUZA, M.B. et al. Behavioral strategies and hormonal profiles of dominant and subordinate common marmoset (*Callithrix jacchus*) females in wild monogamous groups. **Am J Primatol.** v. 67(1), p. 37-50, sep. 2005.

STEIN, F.J. Sex determination in the common marmoset (*Callithrix jacchus*). **Lab Anim Sci.** v. 28(1), p. 75-80, feb. 1978.

STEVENSON, M.F. & RYLANDS, A.B. The marmosets, genus *Callithrix*, p.131-211, 1988. In: MITTERMEIER, R.A; RYLANDS, A.B; COIMBRA-FILHO A.F & FONSECA G.A.B (Eds). **Ecology and Behavior of Neotropical Primates.** Washington, D.C., World Wildlife Fund, 610p.

WEBLEY, G.E. et al. Size distribution of luteal cells from pregnant and non-marmoset monkeys and a comparison morphology of marmoset luteal cells with those from the corpus luteum. **J Reprod Fertil.** v. 90 (2), p. 427-37, nov. 1990.

WEHRENBURG, U.; RUNE GM. Spontaneous luteinization of antral marmoset follicles in vitro. **Mol Hum Reprod.** v. 6 (6), p. 504-9, jun. 2000.

TURNER, C.H.; JOHNSTON, D.S.; JELINSKY, S.A. Epididymal genomics and the search for a male contraceptive. **Mol Cell Endocrinol.** 2006 Feb 1.

YEUNG et al. Maturation of sperm motility in the epididymis of the common marmoset (*Callithrix jacchus*) and the cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*). **Int J Androl.** v.19(2), p. 113-21, apr. 1996.

YOUNG, F.M. et al. Cell proliferation and vascular morphology in the marmoset corpus luteum. **Hum Reprod.** v.15(3), p. 557-66, mar. 2000.