

**UNIVERSIDADE REGIONAL DO NOROESTE DO ESTADO DO
RIO GRANDE DO SUL
DEPARTAMENTO DE ESTUDOS AGRÁRIOS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA**

Linda Christine Nogueira Sanfelice

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO EM MEDICINA
VETERINÁRIA**

REPRODUÇÃO DE CÃES- SISTEMA REPRODUTOR FEMININO

Ijuí, RS

2020

Linda Christine Nogueira Sanfelice

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO EM MEDICINA
VETERINÁRIA**

Relatório do estágio curricular supervisionado em Medicina Veterinária, Área de Clínica, Cirurgia e Reprodução de Pequenos Animais, apresentado ao Curso de Medicina Veterinária da Universidade Regional do Noroeste do Estado do Rio Grande do Sul (UNIJUÍ, RS), como requisito parcial para a obtenção do grau de **Médico Veterinário**.

Orientadora: Dr^a. Med. Vet. Maria Andréia
Inkelmann

Ijuí, RS

2020

Universidade Regional do Noroeste do Estado do Rio Grande do Sul
Departamento de Estudos Agrários
Curso de Medicina Veterinária

A Comissão Examinadora, abaixo assinada, aprova o

RELATÓRIO DO ESTÁGIO CURRICULAR
SUPERVISIONADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Elaborado por
Linda Christine Nogueira Sanfelice

Como requisito parcial para obtenção do grau de
Médico Veterinário

COMISSÃO EXAMINADORA:

Dr^a. Maria Andréia Inkelmann, (UNIJUÍ)

(Orientadora)

Dr^a. Marcella Teixeira Linhares, (UNIJUÍ)

(Banca)

Ijuí, 27 de novembro de 2020.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, pois sem ele realizar este sonho não seria possível. Agradeço a minha família pelo apoio e incentivo durante o longo caminho percorrido, todos de alguma maneira foram importantes para a conquista deste mérito.

Agradeço ao meu amor que sempre me apoiou nos momentos e decisões difíceis e nunca mediu esforços para me ver conquistando este mérito.

Agradeço especialmente a médica veterinária Letícia Helena Rietjens que desde o meu primeiro estágio foi minha grande mentora e amiga, me ajudando a superar obstáculos e melhorar a cada dia.

Agradeço a toda equipe da Fertivida Clínica Veterinária pela oportunidade de estágio e pelo acolhimento, foram dias maravilhosos de aprendizado. Com toda a certeza a melhor escolha de minha vida acadêmica foi realizar o estágio final com esta equipe de pessoas maravilhosas e especiais que sempre estiveram dispostas a sanar minhas dúvidas e aprimorar meus conhecimentos.

Agradeço a minha orientadora Maria Andréia Inkelmann, pela orientação e paciência, seu auxílio foi de grande valia para realização deste trabalho. Aos professores da UNIJUÍ por transferirem seus conhecimentos ao longo da graduação, e as amigadas que construí durante a graduação que permitiram tornar este momento ainda mais especial.

RESUMO
RELATÓRIO DO ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO EM MEDICINA
VETERINÁRIA

AUTORA: Linda Christine Nogueira Sanfelice
ORIENTADORA: Maria Andréia Inkelmann

O Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária foi realizado na Fertivida Clínica Veterinária, localizada na cidade de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 de agosto a 04 de setembro de 2020, totalizando 150 horas de atividades, nas áreas de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal, com ênfase no estudo do sistema reprodutor feminino cães. A supervisão interna ficou sob responsabilidade da Médica Veterinária Mariana G. Neuls e a orientação da Doutora Professora Médica Veterinária Maria Andréia Inkelmann. O principal objetivo do estágio foi a aplicação dos conhecimentos teóricos e práticos obtidos durante a formação acadêmica, possibilitando o conhecimento das áreas de clínica, cirurgia e reprodução de pequenos animais, enfatizando a reprodução de cães. Durante o estágio foram desenvolvidas atividades nas diversas áreas estudadas e acompanhadas na rotina de pequenos animais dispostas em tabelas para facilitar o entendimento. Para desenvolvimento deste relatório o assunto definido foi o sistema reprodutor feminino de cães, descrevendo a anatomia, fisiologia e diferentes métodos de acompanhamento do ciclo estral e de cobertura nesta espécie. A realização do Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária proporcionou adquirir e aprimorar conhecimentos da rotina de pequenos animais, promovendo crescimento pessoal e profissional e agregando à formação acadêmica grandes aprendizados.

Palavras-chave: Reprodução. Sistema Reprodutor Feminino. Cães.

ABSTRACT
REPORT OF SUPERVISED CURRICULAR INTERNSHIP IN VETERINARY
MEDICINE

AUTHOR: Linda Christine Nogueira Sanfelice
ADVISOR: Maria Andréia Inkelmann

The Supervised Curricular Internship in Veterinary Medicine was done at Fertivida Veterinary Clinic, located in the city of Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil, in the period from August 3rd to September 4th, 2020, totally 150 hours of activities, in the areas of Clinical, Surgery and Animal Reproduction, with emphasis on the study of female reproductive system in dogs. Internal supervision was under the responsibility of Veterinary Medical Mariana G. Neuls and guidance from Dr. Veterinary Medical Professor Maria Andréia Inkelmann. The main objective of the internship was the application of the theoretical and practical knowledge obtained during academic training, enabling knowledge of the areas of clinic, surgery and reproduction of small animals, emphasizing the dog's reproduction. During the internship, activities were developed in the various areas studied and accompanied in the routine of small animals arranged in backboard. For the development of this report, the subject defined was female dog reproductive system, describing the anatomy, physiology and different methods of monitoring the estral cycle and coverage in this species. The realization of supervised curricular internship in veterinary medical provided to acquire and improve knowledge of the routine of small animals, promoting personal and professional growth and adding to the academic training great learning.

Keywords: Reproduction. Female Reproductive System. Dogs.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Resumo das atividades acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020	3
Tabela 2- Resumo das atividades clínicas acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020	3
Tabela 3- Atividades clínicas acompanhadas relacionadas a avaliação geral dos pacientes para procedimentos, retiradas de pontos e coleta de sangue de doador	4
Tabela 4- Atividades clínicas acompanhadas relacionadas a doenças infecciosas, neoplasias e afecções do sistema tegumentar	4
Tabela 5- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Digestivo e Respiratório.	4
Tabela 6- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Reprodutivo e Urinário...	5
Tabela 7- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Ocular e Auditivo	5
Tabela 8- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Osteoarticular e Nervoso	5
Tabela 9- Atividades cirúrgicas acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020	5
Tabela 10- Atendimentos relacionados à Medicina Veterinária Preventiva acompanhados durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020	6
Tabela 11- Exames complementares e de Diagnóstico por Imagem acompanhados durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020	6
Tabela 12- Atividades relacionadas à Reprodução acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020	6
Tabela 13- Demonstração dos níveis hormonais nas diferentes fases do ciclo estral	19

LISTA DE QUADROS

QUADRO 1- Equipamentos necessários para coleta de sêmen.....	27
---	----

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1- Representação esquemática do trato reprodutivo em vista dorsal.....	8
FIGURA 2- Ovário de cadela quiescente (A), bolsa ovárica aberta para expor o ovário (B), ovário com folículos maduros (C)	9
FIGURA 3- Representação esquemática da tuba uterina e seus componentes	10
FIGURA 4 - Representação esquemática da cérvix	11
FIGURA 5 - Representação esquemática da vagina, vestíbulo e vulva abertos dorsalmente ..	13
FIGURA 6 - Posição do vestíbulo em relação ao arco isquiático	14
FIGURA 7 - Representação esquemática da drenagem linfática nas glândulas mamárias	15
FIGURA 8 - Representação esquemática da interação hipotálamo, hipófise e gônadas.....	16
FIGURA 9 - Imagem demonstrando vulva edemaciada e com secreção sanguinolenta.....	17
FIGURA 10 - Representação gráfica do ciclo estral	19
FIGURA 11 - Representação esquemática da adequada introdução do swab.....	21
FIGURA 12 - Representação esquemáticas das diferentes células presentes na citologia vaginal em relação às concentrações de estrógeno.....	22
FIGURA 13 - Citologia vaginal de início do proestro	23
FIGURA 14 - Citologia vaginal de estro.....	23
FIGURA 15 - Citologia vaginal de diestro.....	24
FIGURA 16 - Citologia vaginal de anestro	25
FIGURA 17 - Representação esquemática da inseminação artificial intravaginal	28

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	3
3. DESENVOLVIMENTO	8
3.1 ANATOMIA REPRODUTIVA DA FÊMEA	8
3.1.1 OVÁRIOS	8
3.1.2 TUBAS UTERINAS	9
3.1.3 ÚTERO	10
3.1.4 CÉRVIX	11
3.1.5 VAGINA	12
3.1.6 VESTÍBULO	13
3.1.7 CLITÓRIS	14
3.1.8 VULVA	14
3.1.9 GLÂNDULAS MAMÁRIAS	14
3.2 FISIOLOGIA DO CICLO ESTRAL CANINO	15
3.2.1 PROESTRO	16
3.2.2 ESTRO	17
3.2.3 DIESTRO	18
3.2.4 ANESTRO	18
3.3 MÉTODOS DE ACOMPANHAMENTO DO CICLO ESTRAL	19
3.3.1 CITOLOGIA VAGINAL	20
3.3.1.1 MÉTODO DE COLETA E COLORAÇÃO DA LÂMINA	20
3.3.1.2 INTERPRETAÇÃO DOS ESFREGAÇOS VAGINAIS	21
PROESTRO	22
ESTRO	23
DIESTRO	24
ANESTRO	24

3.3.2	DOSAGEM DE PROGESTERONA	25
3.4	MÉTODOS DE CONCEPÇÃO ARTIFICIAL	26
3.4.1	COLHEITA DE SÊMEN	26
3.4.2	ANÁLISE DO SÊMEN.....	27
3.4.3	INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL INTRAVAGINAL	27
3.4.4	INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL INTRAUTERINA	28
4.	CONCLUSÃO	30
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	31

1. INTRODUÇÃO

O estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária foi realizado no período de 03 de agosto a 04 de setembro de 2020, totalizando 150 horas de atividades, na Fertivida Clínica Veterinária. A supervisão interna ficou sob responsabilidade da Médica Veterinária Mariana G. Neuls e sob a orientação da Doutora Professora Médica Veterinária Maria Andréia Inkelmann, UNIJUÍ.

A Fertivida Clínica Veterinária foi fundada em 25 de julho de 2002 e é a primeira clínica especializada em reprodução de cães no sul do Brasil e a única empresa associada do Brasil no Banco Internacional de Sêmen Canino. A empresa localiza-se na Avenida Coronel Lucas de Oliveira na cidade de Porto Alegre, Rio Grande do Sul. Os serviços oferecidos pela empresa incluem atendimento clínico e cirúrgico de pequenos animais, atendimento a animais exóticos, atendimento reprodutivo especializado em cães, que inclui atividades como acompanhamento de ciclo estral, inseminação artificial, coleta e congelamento de sêmen, sendo estas as principais atividades da empresa, que possibilitam aos criadores e proprietários produzirem ninhadas de qualidade e com boa genética.

A clínica é dividida em três andares distintos: o primeiro inclui a recepção, 3 consultórios, uma cozinha para as refeições dos funcionários e uma área externa para caminhada com os animais; além da ala de banho e tosa, que divide o espaço da clínica mas pertence a outra empresa parceira da Clínica Veterinária Fertivida. O segundo piso possui uma sala de internação para os pacientes com área externa; um quarto para os médicos veterinários plantonistas; área de realização de exames laboratoriais e armazenamento de medicamentos e materiais utilizados durante os procedimentos; sala da reprodução, com materiais para coleta de sêmen e inseminação artificial; bloco cirúrgico e laboratório para avaliação do sêmen e citologia vaginal em microscópio e sala de fisioterapia. O terceiro piso contém a área de isolamento para pacientes internados com doenças infectocontagiosas. A empresa conta com três sócios médicos veterinários, dois responsáveis pela clínica veterinária e um pelo banho e tosa. Dentre os sócios, uma médica veterinária é especialista em reprodução, um é anestesista e o outro é cirurgião. Ainda fazem parte da equipe duas médicas veterinárias contratadas que atuam na clínica médica, além de duas recepcionistas, uma faxineira e a equipe do banho e tosa.

A realização do Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária na Clínica Veterinária Fertivida proporcionou adquirir e aprimorar os conhecimentos que

envolvem a área da Reprodução Animal, além de contribuir com a formação da postura profissional, propiciar e aumentar conhecimentos práticos e teóricos desenvolvidos durante a graduação.

O presente trabalho tem como objetivo apresentar e descrever as atividades desenvolvidas na área de reprodução de cães, enfatizando o sistema reprodutor feminino.

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

As atividades acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária foram direcionadas para a clínica, cirurgia e reprodução de pequenos animais. As atividades desenvolvidas na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre/RS, estão citadas a seguir subdivididas de forma sucinta na Tabela 1, descritas separadamente nas Tabelas 2 a 12.

Tabela 1- Resumo das atividades acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020

Resumo das atividades	TOTAL	%
Atendimentos Clínicos	107	20%
Atendimentos Cirúrgicos	6	1%
Medicina Veterinária Preventiva	152	28%
Exames Complementares e Diagnóstico por Imagem	57	11%
Atendimentos Relacionados à Reprodução	218	40%
	540	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 2- Resumo das atividades clínicas acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020

Atendimentos Clínicos	TOTAL	%
Afecções do Sistema Reprodutivo	4	4%
Avaliação Geral para Procedimentos	8	7%
Doenças Infecciosas	4	4%
Neoplasias	8	7%
Afecções do Sistema Auditivo	10	9%
Afecções do Sistema Ocular	9	8%
Afecções do Sistema Urinário	5	5%
Afecções do Sistema Digestivo	15	14%
Afecções do Sistema Osteoarticular	7	7%
Afecções do Sistema Tegumentar	13	12%
Afecções do Sistema Nervoso	4	4%
Afecções do Sistema Respiratório	6	6%
Retirada de pontos após procedimentos	13	12%
Coleta de Sangue de Doador	1	1%
	107	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 3- Atividades clínicas acompanhadas relacionadas a avaliação geral dos pacientes para procedimentos, retiradas de pontos e coleta de sangue de doador

Avaliação geral, retirada de pontos e doação de sangue	TOTAL	%
Avaliação Geral para Procedimentos	8	36%
Coleta de sangue para transfusão	1	5%
Retirada de Pontos	13	59%
	22	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 4- Atividades clínicas acompanhadas relacionadas a doenças infecciosas, neoplasias e afecções do sistema tegumentar

Doenças Infecciosas, Neoplasias e Sistema Tegumentar	TOTAL	%
Atopia	4	16%
Babesiose	1	4%
Cisto Cebáceo	1	4%
Dermatofitose	1	4%
Excema Úmido	2	8%
FELV	1	4%
FIV	1	4%
Neoplasias	8	32%
Parvovirose	1	4%
Piodermite Superficial	4	16%
Sarna Demodécica	1	4%
	25	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 5- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Digestivo e Respiratório

Sistemas Digestivo e Respiratório	TOTAL	%
Bronquite Inflamatória	1	5%
Colapso de Traqueia	1	5%
Consulta com Nutricionista	3	14%
Doença Inflamatória Intestinal	1	5%
Espirro Reverso	1	5%
Gastroenterite	6	29%
Intoxicação	1	5%
Isosporose	1	5%
Megacólon	1	5%
Palato Mole Alongado	1	5%
Pneumonia Aspirativa	1	5%
Rinotraqueíte	1	5%
Sialocele	1	5%
Suspeita de Corpo Estranho	1	5%
	21	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 6- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Reprodutivo e Urinário

Sistemas Reprodutivo e Urinário	TOTAL	%
Cistite	2	22%
Criptorquidismo	1	11%
Ginecomastia	1	11%
Incontinência Urinária	1	33%
Mastite	1	11%
Metrite Puerperal Aguda	1	13%
Urolitíase	2	22%
	9	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 7- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Ocular e Auditivo

Sistemas Ocular e Auditivo	TOTAL	%
Ceratoconjuntivite Seca	3	16%
Cílios Entrópico e Ectrópico	1	5%
Otite	8	42%
Otohematoma	2	11%
Prolapso de 3º Pálpebra	1	5%
Úlcera de Córnea	4	21%
	19	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 8- Atividades clínicas relacionadas a afecções dos sistemas Osteoarticular e Nervoso

Sistemas Osteoarticular e Nervoso	TOTAL	%
DDIV	2	18%
Défcit Próceptivo	2	18%
Epilepsia	1	9%
Luxação na Articulação do Ombro	2	18%
Luxação Patelar	2	18%
Torção de Membro Anterior Esquerdo	1	9%
Trauma Crânio Encefálico	1	9%
	11	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 9- Atividades cirúrgicas acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020

Atendimentos Cirúrgicos	TOTAL	%
Cesariana	3	43%
Rinoplastia- Estenose de Narinas	1	14%
Orquiectomia eletiva	1	14%
Exérese de Glândula de 3º Pálpebra	1	14%
Flape de Conjuntiva- úlcera perfurada	1	14%
	7	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 10- atendimentos relacionados à Medicina Veterinária Preventiva acompanhados durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020

Medicina Veterinária Preventiva	TOTAL	%
Imunização Polivalente óctupla	70	46%
Imunização para Raiva	58	38%
Imunização Giardia	3	2%
Imunização para Tosse dos Canis	11	7%
Snap Test e imunização para Leishmaniose	4	3%
Desverminação	4	3%
Teste VacciCheck de IgG	2	1%
	152	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 11- Exames complementares e de Diagnóstico por Imagem acompanhados durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020

Exames Complementares e Diagnóstico por Imagem	TOTAL	%
Perfil Bioquímico	25	44%
Ultrassonografia abdominal	7	12%
Cistocentese guiada por ultrassom	1	2%
Coleta de sangue para hemograma	16	28%
Coleta de sangue para avaliar glicemia	1	2%
Coleta de sangue para avaliar níveis de vitamina B12	2	4%
Coleta de sangue para avaliar níveis de T4	4	7%
Coleta de sangue para avaliar níveis de fenobarbital	1	2%
	57	100%

Fonte: Própria do autor (2020).

Tabela 12- Atividades relacionadas à Reprodução acompanhadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, realizado na Clínica Veterinária Fertivida, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil, no período de 03 agosto a 04 setembro de 2020

Atendimentos Relacionados à Reprodução	TOTAL	%
Dosagem de Progesterona	92	42%
Coleta e Análise de Citologia Vaginal	48	22%
Coleta e Análise de Sêmen	30	14%
Resfriamento de Sêmen	1	0%
Congelamento de Sêmen	2	1%
Espermograma	11	5%
Aplicação de Vitamina B12	13	6%
Inseminação Artificial Intra Vaginal	17	8%
Snap Test de Brucelose	2	1%
Inseminação Artificial Intra Uterina	2	1%

218

100%

Fonte: Própria do autor (2020).

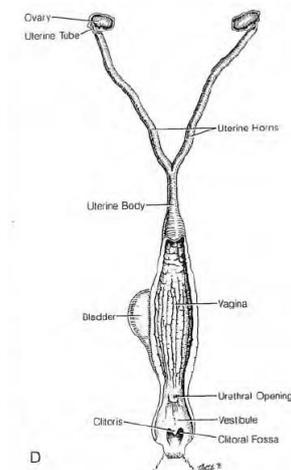
3. DESENVOLVIMENTO

3.1 ANATOMIA REPRODUTIVA DA FÊMEA

O trato reprodutivo da fêmea é constituído pelos ovários, tubas uterinas (compostas por infundíbulo, ampola e ístimo), útero, cérvix, vagina, vestíbulo, vulva e glândulas mamárias (Figura 1). Todos os componentes tubulares do trato reprodutivo, ou seja, as tubas uterinas, útero, cérvix e a vagina apresentam quatro camadas homocêntricas distintas, denominadas serosa, muscular, submucosa e mucosa (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

A camada serosa é a quem recobre a superfície do trato reprodutivo. A camada muscular, composta por uma dupla camada de músculo liso, é responsável pela contração para que ocorra o transporte de gametas (espermatozóides e óvulo), embriões nos estágios iniciais, liberação de secreções e para expulsão do feto e suas membranas pelo útero durante o parto. A submucosa é a camada que serve como suporte para a mucosa e protege os vasos sanguíneos, linfáticos e nervos. E a mucosa, é uma camada constituída por um epitélio secretório, que tem funções diferentes, dependendo do local no trato reprodutivo (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

FIGURA 1- Representação esquemática do trato reprodutivo em vista dorsal



Fonte: JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON (2001, p.6).

3.1.1 OVÁRIOS

Os ovários, também conhecidos como gônadas femininas, são duas estruturas parenquimatosas ovais localizados na cavidade abdominal caudal aos rins (FIGURA 2). Em vista dorsal, o ovário direito está mais posicionado cranialmente em relação ao esquerdo. Em cadelas, os ovários e as tubas uterinas são recobertos por uma camada de tecido adiposo,

denominada bursa ovariana (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Segundo Dyce e Wensing (2010), a bursa ovariana é formada pelo mesovário distal e o mesosalpinge.

Segundo Santos e Alessi (2016), os ovários possuem duas partes distintas, a cortical, onde se localizam os folículos, corpo hemorrágico e corpo lúteo e a medular, formada por tecido conjuntivo fribrovascular. A borda lateral e superfície dorsal da bursa ovariana são recobertas por epitélio germinativo sem a camada serosa. (SANTOS, NASCIMENTO, EDWARDS, 2016).

Em fêmeas da espécie canina é comum a presença de folículos poliovulares, que se caracterizam por um folículo contendo vários oócitos (SANTOS, NASCIMENTO, EDWARDS, 2016). Em relação ao suprimento sanguíneo dos ovários, ocorre através das artérias ovariana e uterina (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001).

FIGURA 2- Ovário de cadela quiescente (A), bolsa ovárica aberta para expor o ovário (B), ovário com folículos maduros (C)



Fonte: Adaptado de Dyce; Sack; Wensing (2010, p. 400 e 911).

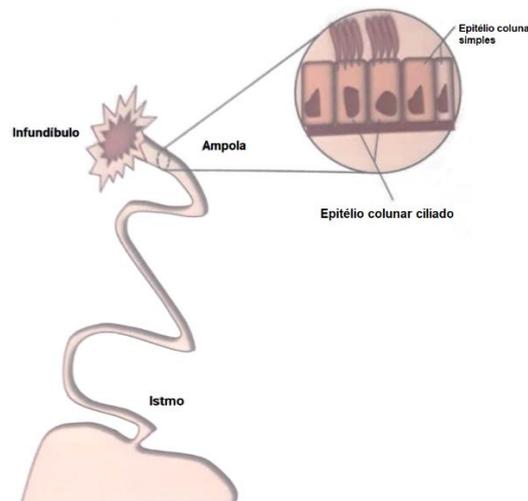
3.1.2 TUBAS UTERINAS

As tubas uterinas são as responsáveis pela captação dos óvulos e transporte destes para o útero, além do transporte dos espermatozoides e pela fertilização (DYCE; SACK; WENSING, 2010). São formadas por três porções distintas (FIGURA 3): 1- Infundíbulo: localizado na extremidade cranial ao ovário, é formado por fimbrias na sua borda livre que capturam o oócito recém-ovulado, e através de movimentos ciliares o transporta em direção a ampola caudal (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Um pequeno orifício, chamado de óstio abdominal, no final do funil forma as duas próximas porções, a primeira e mais proximal é a ampola e a segunda, mais estreita, ístmo (DYCE; SACK; WENSING, 2010). 2- Ampola: é a maior porção da tuba uterina, com diâmetro grande e mucosa de epitélio ciliado, é o local onde ocorre a fertilização. 3- Ístmo: é um segmento da tuba mais estreito que se une ao corno uterino na junção útero-tubárica (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). O ístmo possui células secretoras responsáveis pela produção de um meio especial para prevenção da fertilização poliespermática, além de manter a motilidade e a viabilidade do espermatozoide até sua migração

para a ampola, no entanto, estas três porções dificilmente são visualizadas anatomicamente (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

Após a fertilização, os cílios microscópicos realizam movimentos peristálticos na luz da tuba uterina para conduzir o embrião até o útero. Como esta migração do embrião pode levar dias, os fluidos secretados pelo istmo são importantes também para manter um ambiente adequado e permitir o desenvolvimento do embrião (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Um detalhe importante da espécie canina é que os oócitos são liberados pelo ovário imaturos e é nas tubas uterinas que ocorre a sua maturação, que pode levar de dois a cinco dias para ocorrer (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

FIGURA 3- Representação esquemática da tuba uterina e seus componentes



Fonte: Adaptado de Apparício e Vicente (2015, p. 12).

3.1.3 ÚTERO

O útero é dividido em três partes, dois cornos uterinos, o corpo do útero e a cérvix. O útero apresenta, como as outras porções do trato reprodutivo, quatro camadas de revestimento, mas que recebem outra nomenclatura, a camada serosa, é denominada perimétrio, a muscular, chama-se miométrio e a mucosa e submucosa, endométrio (DYCE; SACK; WENSING, 2010; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Segundo Santos, Nascimento e Edwards (2016), o endométrio é revestido por um epitélio luminal com grande abundância de glândulas endometriais, estas glândulas são influenciadas pela ação de hormônios esteroides produzidos pelos ovários, o estrógeno que estimula a proliferação glandular e a progesterona que induz a secreção das glândulas endometriais. O miométrio é constituído por duas camadas de músculo liso, e, assim como o endométrio, é responsivo aos hormônios esteroides, com alta

contratilidade sob o estímulo de estrógeno e baixa contratilidade sob estímulo da progesterona.

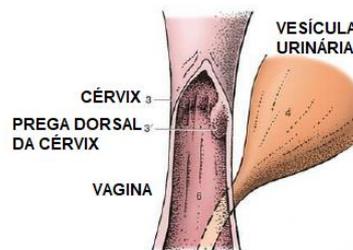
Seu tamanho varia com a raça, idade, estrutura física do animal, fase do ciclo estral e número de partos. Ele atinge sua maturidade quando as fêmeas encerram o crescimento corpóreo da fase adulta. De acordo com cada fase do ciclo estral, ele modifica seu tamanho em resposta as concentrações séricas dos hormônios sexuais envolvidos (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

Nos períodos de proestro e estro, quando há estímulo do hormônio estrógeno, o útero apresenta edema, pelo espessamento do endométrio e aumento da vascularização, além do desenvolvimento de glândulas secretórias endometriais. Já no período de diestro, sob efeito do hormônio progesterona, o endométrio torna-se hiperplásico e cístico. Quando o útero se apresenta em seu estado basal, a fêmea está na fase de anestro (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

3.1.4 CÉRVIX

A cérvix (FIGURA 4), localizada na porção caudal do útero, é composta por musculatura lisa que forma o canal cervical, servindo como barreira para o transporte de espermatozóides e isolamento do útero durante a gestação. Sob ação da progesterona, suas glândulas cervicais secretam um líquido viscoso que impede a entrada de agentes externos e auxilia na selagem da comunicação entre o útero e a vagina (DYCE; SACK; WENSING, 2010; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Em cadelas, uma parte da cérvix projeta-se caudalmente na vagina cranial formando uma prega que dificulta a visualização e canulação durante exame clínico e na inseminação artificial intrauterina (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Segundo, Johnston; Kustriz e Olson (2001), esta projeção da cérvix, é denominada pseudocérvix.

FIGURA 4 - Representação esquemática da cérvix



FONTE: Adaptado de Dyce; Sack; Wensing (2010, p.914).

3.1.5 VAGINA

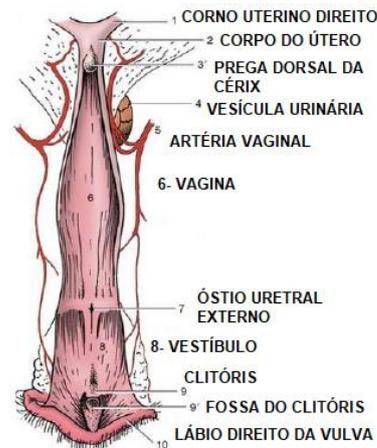
A vagina (FIGURA 5) é um canal musculomembranoso que se estende desde a porção cervical do útero até o vestíbulo (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Na porção ventro-cranial há uma região denominada fórnix vaginal, é uma intrusão da cérvix mais estreita, formando um espaço parecido com um anel (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; DYCE; SACK; WENSING, 2010; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Esta é a porção mais profunda da vagina, nela há a produção do muco durante o ciclo estral (APPARÍCIO; VICENTE, 2015), e o local onde o sêmen fresco é depositado no coito ou inseminação artificial (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

Segundo Apparício e Vicente (2015), as porções, cranial e caudal, possuem tipos celulares diferentes, sendo epitélio colunar com atividade secretória na porção cranial e epitélio escamoso estratificado na caudal, isso se deve porque durante a embriogênese, a vagina é formada por duas porções anatômicas distintas, sendo elas ductos paramesonéfricos e o sinus urogenital.

Durante as diferentes fases do ciclo estral há alterações no espessamento da mucosa vaginal, ocorrendo de acordo com a oscilação de estrógeno, quando há maior secreção de estrógeno há espessamento da mucosa para proteger de forma mecânica a vagina na cópula ou parto. Na ação da progesterona o diâmetro e comprimento da vagina aumentam (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

Estas alterações na mucosa vaginal da cadela também são a base para a utilização de esfregaços vaginais para indicar o ciclo estral canino (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001).

FIGURA 5 - Representação esquemática da vagina, vestíbulo e vulva abertos dorsalmente



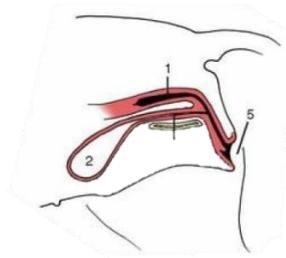
FONTE: Adaptado de Dyce; Sack; Wensing (2010, p. 914).

3.1.6 VESTÍBULO

O vestíbulo é considerado a parte caudal da vagina, é uma região comum entre o sistema urinário e reprodutivo, e se estende do orifício uretral (meato urinário) até a vulva (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Está situado caudalmente ao arco isquiático (FIGURA 6), inclinando-se ventralmente a sua abertura na vulva (DYCE; SACK; WENSING, 2010). Abaixo do orifício uretral há o tubérculo uretral, localizado no assoalho ventral do vestíbulo, próximo a junção vagino-vestibular (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). A junção vagino-vestibular é uma porção estreita que em algumas cadelas apresenta resistência à manipulação para procedimentos como vaginoscopia ou palpação digital. Algumas fêmeas não respondem adequadamente ao relaxamento ou dilatação desta junção durante o estro, apresentando dor durante o acasalamento e recusando a monta (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

Mais caudalmente, as paredes vestibulares são marcadas pela desembocadura dos ductos das glândulas vestibulares. As glândulas são pequenas, contudo, numerosas, e os orifícios dos ductos formam séries lineares, elas produzem uma secreção mucosa que lubrifica a passagem durante o coito e o parto. No estro, esta secreção gera um odor que estimula o macho sexualmente (DYCE; SACK; WENSING, 2010).

FIGURA 6 - Posição do vestíbulo em relação ao arco isquiático



FONTE: DYCE; SACK; WENSING (2010, p. 409).

3.1.7 CLITÓRIS

O clitóris é o órgão homólogo feminino ao pênis dos machos e é formado por dois pilares, um corpo e uma glânde (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; DYCE; SACK; WENSING, 2010; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). É uma estrutura pequena, com a glânde clitoriana projetando-se na fossa clitoriana, que se encontra na porção cranial da vulva. O clitóris pode aumentar de tamanho em resposta ao aumento das concentrações séricas de estrógeno durante o estro, em cadelas intersexo ou sob hormonioterapia (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

3.1.8 VULVA

É a abertura do vestíbulo, localizada na porção caudal. É formada por dois lábios (direito e esquerdo), pelas comissuras labiais dorsal e ventral e a rima vulvar (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

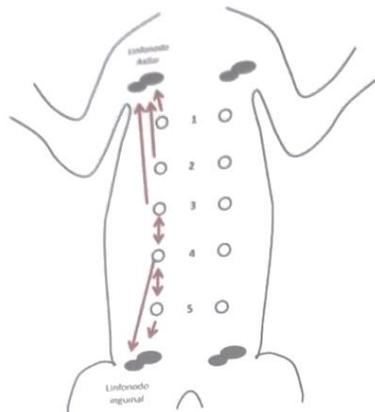
3.1.9 GLÂNDULAS MAMÁRIAS

As glândulas mamárias apresentam-se em pares, estendendo-se da porção ventral do tórax até a região inguinal (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO; VICENTE, 2015). O número de glândulas mamárias pode variar de 8 a 12, mas normalmente as fêmeas caninas apresentam 10 glândulas (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001). Os pares de glândulas são divididos em dois pares torácicos, dois abdominais e o último inguinal, tendo em cada uma das glândulas a abertura de vários ductos lactíferos (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

A drenagem linfática das glândulas é realizada por diferentes linfonodos (FIGURA 7), os linfonodos axilares drenam as glândulas torácicas e o primeiro par das glândulas abdominais. Os linfonodos inguinais são responsáveis por drenar o segundo par de glândulas

abdominais e as glândulas inguinais, entretanto os segundos, terceiros e quartos pares de mamas comunicam-se entre si (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). A drenagem linfática das glândulas mamárias é importante para determinar a possível propagação metastática de tumores mamários (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001).

FIGURA 7 - Representação esquemática da drenagem linfática nas glândulas mamárias



FONTE: APPARÍCIO; VICENTE, 2015. Adaptado de Argyle (1998, p. 14).

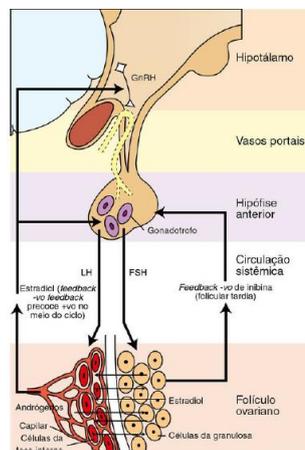
3.2 FISIOLOGIA DO CICLO ESTRAL CANINO

O ciclo reprodutivo do cão (*Canis familiaris*) envolve quatro estágios distintos: o proestro, o estro, o diestro, e o anestro. Normalmente o início do proestro é definido como o início do ciclo estral (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001). Segundo Vejlsted (2012) a cadela é monocíclica, ou seja, apresenta de um a dois ciclos estrais ao ano, separados por longos períodos de anestro, sem influência da sazonalidade. O intervalo interestro varia normalmente entre 4 e 13 meses, tendo em média 7 meses (DAVIDSON, 2015). Segundo Apparício e Vicente (2015), a puberdade é definida como o início da vida reprodutiva, ocorrendo após a fêmea ter atingido o tamanho corporal adulto, em média entre 6 e 12 meses de idade, no entanto, há uma grande variação entre raças e indivíduos, onde algumas raças de grande porte podem atingir a puberdade com 2 anos de idade.

O ciclo estral é regulado pela interligação hormonal entre o hipotálamo, a hipófise, gônadas e o útero (FIGURA 8) (SANTOS, NASCIMENTO, EDWARDS, 2016). O hipotálamo secreta GnRH (Hormônio liberador de gonadotrofinas), que é levado através do sistema porta hipotalâmico-hipofisário para a hipófise anterior (adeno-hipófise), induzindo a hipófise a produzir as gonadotrofinas, o hormônio folículo estimulante (FSH) e o hormônio luteinizante (LH) (VEJLSTED, 2012). O padrão secretório destes hormônios é pulsátil (KLEIN, 2014). O FHS, por meio da circulação sistêmica, atinge os ovários e estimula o

desenvolvimento folicular, estes folículos secretam estrógeno que fazem feedback positivo no hipotálamo, induzindo a liberação de GnRH (VEJLSTED, 2012) e influência a hipófise através da inibição da secreção de FSH, estimulando a onda pré-ovulatória de LH (SANTOS, NASCIMENTO, EDWARDS, 2016). O pico de LH, por sua vez, faz com que ocorra a maturação dos oócitos e sua liberação para a ovulação e o desenvolvimento do corpo lúteo (VEJLSTED, 2012). Com esta onda de LH, a secreção de estrógeno declina concomitante ao início da secreção de progesterona (KLEIN, 2014). A progesterona é secretada pelo corpo lúteo e é responsável pelo feedback negativo no hipotálamo, inibindo a liberação de GnRH e um novo ciclo estral (VEJLSTED, 2012).

FIGURA 8 - Representação esquemática da interação hipotálamo, hipófise e gônadas



FONTE: KLEIN (2014, p. 1027).

3.2.1 PROESTRO

Segundo Klein (2014) e Greer (2014), o proestro é o período de desenvolvimento folicular que termina no estro. A média de duração do proestro é entre 9 e 12 dias, variando de 3 a 17 dias (GREER, 2014). Nesta fase, os sinais clínicos observados são resultado do crescimento folicular e do aumento das concentrações séricas de estrógeno (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). A fêmea apresenta vulva edemaciada (FIGURA 9) e presença de corrimento sanguinolento na vulva (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; GREER, 2014; APPARÍCIO e VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). É neste período que a fêmea atrai machos, mas não é receptiva ao acasalamento (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; GREER, 2014; APPARÍCIO e VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). Segundo Johnston; Kustriz; Olson (2001), esta atração dos machos é resultado de prováveis feromônios sexuais liberados nas secreções vaginais, do saco anal ou na urina. Nesta fase, o FHS diminui (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001), e o LH permanece baixo durante a maior parte do

proestro (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015), subindo durante o pico pré-ovulatório. O estrógeno aumenta sua concentração sérica, tendo um pico no final do proestro (50-100 ng/mL) (DAVIDSON, 2015). A progesterona permanece basal (<1 a 2 ng / ml) até o final do proestro (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001), até subir após a onda de LH (APPARÍCIO e VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015), a progesterona é secretada pelos folículos luteinizados (FELDMAN e NELSON, 2004). Segundo Apparício e Vicente (2015), o pico de LH representa o fim da fase folicular e o início da fase lútea, sendo considerado o primeiro dia do estro.

FIGURA 9 - Imagem demonstrando vulva edemaciada e com secreção sanguinolenta



FONTE: KUSTRITZ (2010, p. 72).

3.2.2 ESTRO

É o período em que a fêmea está receptiva sexualmente e permite a monta do macho (FELDAMAN e NELSON, 2004). A duração média do estro é de 7 a 9 dias (APPARICIO E VICENTE, 2015), podendo variar segundo DAVIDSON (2015) de 3 dias a 3 semanas. Neste período a vulva permanece edemaciada, porém flácida, e o corrimento vaginal passa de sanguinolento para amarelo-palha (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; GREER, 2014). Segundo Apparício e Vicente (2015), no estro o estrógeno alcança suas concentrações séricas máximas e posterior declínio progressivo, paralelo ao início do aumento da progesterona, esta produção inicial de progesterona se deve aos folículos luteinizados (FELDMAN e NELSON, 2004). Segundo Klein (2014) e Apparício e Vicente (2015), o cão é a única espécie doméstica na qual a progesterona regula a receptividade sexual. A ovulação ocorre entre 36 e 50 horas após o pico do LH. Os oócitos são liberados em estado de vesícula germinativa, denominados oócitos primários e são maturados entre 2 a 5 dias, após a emissão do oócito secundário, sobrevivendo por apenas 24 a 48 horas (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). O número de óvulos liberados varia de acordo com a raça, raças pequenas liberam em torno de 2 a 10 e raças grandes de 5 a 15 óvulos. Todos os folículos ovulatórios se rompem entre 12 e 96 horas,

processo que permite o desenvolvimento embrionário de todos os fetos da mesma forma e os folículos imaturos, que não irão ovular, sofrem atresia (FELDMAN e NELSON, 2004).

3.2.3 DIESTRO

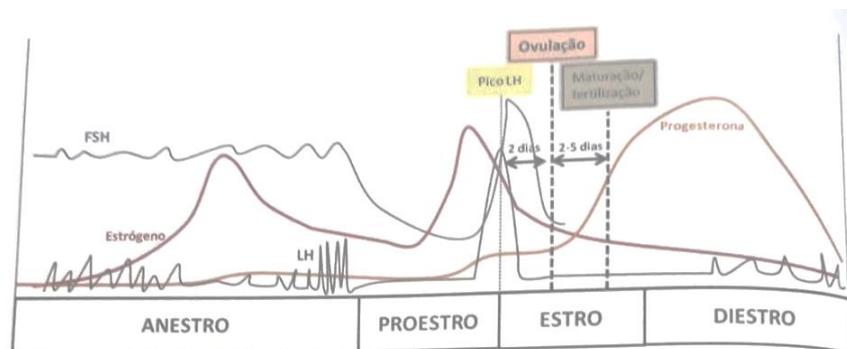
Klein (2014), define o diestro como o período da fase madura do corpo lúteo. Todas as fêmeas que não apresentam gestação são consideradas “pseudogestáveis”, pois os corpos lúteos funcionam ao longo do período gestacional normal independente da presença de feto ou não (FELDMAN e NELSON, 2004). As células luteínicas, que constituem o corpo lúteo, são as responsáveis pela secreção da progesterona durante este período, a progesterona atua sobre o hipotálamo e a hipófise anterior inibindo a secreção dos hormônios GnRH e gonadotrofinas (FHS e LH), impedindo a manifestação das outras fases do ciclo estral (SANTOS e ALESSI, 2016). Esta fase pode ter duração de 60 dias (APPARÍCIO; VICENTE, 2015), há diminuição do edema vulvar e da atração dos machos e pouca secreção (GREER, 2014; APPARÍCIO; VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). As concentrações séricas de progesterona permanecem altas, segundo Greer (2014) atingem níveis de 20 a 50 ng/mL ou mais, e segundo Davidson (2015) podem atingir um pico de 15 a 80 ng/mL, após esta elevação declinam progressivamente, ao final do diestro, até atingirem seus níveis basais (APPARÍCIO; VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). As concentrações de estrógeno, permanecem baixas durante todo o diestro (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Mesmo sem gestação, a progesterona causa diversas modificações no útero, hipertrofia das glândulas endometriais, aumento da vascularização do estroma uterino e elevação do glicogênio nas células epiteliais que possibilitam a preparação das células para a alimentação e suporte do embrião até sua implantação. Após a regressão do corpo lúteo o endométrio demora em torno de 30 dias para retornar ao seu estado basal (APPARÍCIO; VICENTE, 2015). Segundo DAVIDSON (2015), as concentrações de prolactina aumentam concomitantes a queda de progesterona, ocorrendo desenvolvimento mamário exacerbado e lactação. Em cadelas não gestantes pode ocorrer ao final do diestro e é denominado pseudogestação (APPARÍCIO; VICENTE, 2015).

3.2.4 ANESTRO

Segundo Greer (2014), o anestro é o período entre os ciclos do estro, onde não há inchaço da vulva ou secreção vaginal e a fêmea não atrai machos. É a fase quiescente do ciclo reprodutivo canino (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001). Normalmente dura entre 1 e 6 meses (VEJLSTED, 2012; APPARÍCIO; VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). Feldman e Nelson (2004) descrevem que é difícil detectar clinicamente o início do anestro em fêmeas

não prenhes. É marcado pela involução uterina e pelo reparo do endométrio e os hormônios encontram-se em níveis basais (VEJLSTED, 2012; APPARÍCIO; VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). A concentração de estrógeno é de 2- 10 ng/mL e de progesterona <1ng/mL (VEJLSTED, 2012; DAVIDSON, 2015). Segundo Apparício e Vicente (2015), durante todo o anestro há elevação moderada de FHS e pulsos de LH, o término natural do anestro é induzido pelo aumento pulsátil de FSH induzindo um novo ciclo (DAVIDSON, 2015). A figura 10, demonstra uma representação gráfica das concentrações hormonais durante as diferentes fases do ciclo estral. E a tabela 7, demonstra os níveis dos hormônios envolvidos no ciclo estral.

FIGURA 10 - Representação gráfica do ciclo estral



FONTE: APPARÍCIO e VICENTE (2015, p. 20).

Tabela 13- Demonstração dos níveis hormonais nas diferentes fases do ciclo estral

FASE DO CICLO ESTRAL				
	Proestro	Estro	Diestro	Anestro
Progesterona (ng/mL)	<1,0 (início) a 2,0 (final)	2,0 (pico de LH) 4,0 (ovulação)	15 a 90 (início e meio) 1,0-2,0 (final)	<1,0
Estradiol (pg/mL)	50-100	5,0-20	5,0-20	5,0-20
FSH (ng/mL)	100	100	100	300
LH (ng/mL)	8,5	8-50 (pico de LH)	8,5	8,5
Prolactina (ng/mL)	2	2	3-4	2
Testosterona (ng/mL)	0,3-1,0	<0,1	<0,1	<0,1

FONTE: MOTHEO (2015, p. 818).

3.3 MÉTODOS DE ACOMPANHAMENTO DO CICLO ESTRAL

É importante realizar uma avaliação reprodutiva na possível matriz, isto inclui a avaliação da condição física, testes de para doenças infecciosas, estado vacinal, investigações

genéticas, avaliação da dieta e eventuais medicações ou suplementações, além de um exame detalhado da anatomia reprodutiva da fêmea (DAVIDSON, 2015). A avaliação do ciclo estral da fêmea é uma ferramenta importante para realizar diferentes métodos de cobertura (DAVIDSON, 2015). O ciclo estral pode ser determinado por meio da realização da citologia vaginal e dosagem de progesterona plasmática (KLEIN, 2014).

3.3.1 CITOLOGIA VAGINAL

A citologia vaginal é uma importante ferramenta para caracterizar as diferentes fases do ciclo estral e associada ao histórico, avaliação clínica, comportamental e hormonal, permite a determinação do momento exato da cobertura (MOTHEO, 2015). Segundo Feldman e Nelson (2004), a citologia vaginal é um excelente método para distinguir as fases de proestro inicial, estro e diestro, no entanto apenas este procedimento não é capaz de identificar o momento exato da ovulação, desta forma apesar de ser um método valioso não pode ser substituído das observações comportamentais da fêmea durante o estro. É importante recomendar o mínimo de dois ou três esfregaços ao longo de um período de 4 a 7 dias.

3.3.1.1 MÉTODO DE COLETA E COLORAÇÃO DA LÂMINA

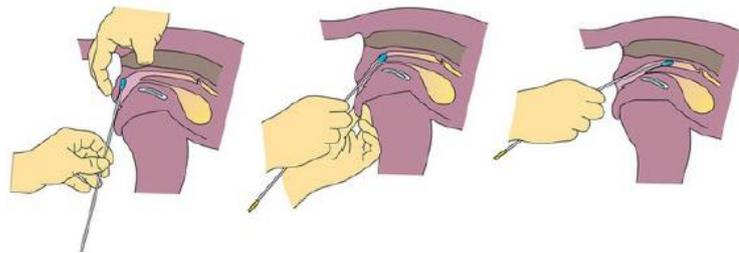
O método de coleta mais comumente utilizado é a técnica do cotonete ou swab (FIGURA 11). Caso a fêmea não apresente secreções, umedecer o swab antes de introduzi-lo. Introduzir o cotonete na região craniodorsal da vulva com angulação de 45 graus (KUSTRITZ, 2010; MOTHEO, 2015), após reposicioná-lo em sentido cranial até atingir o canal vaginal (MOTHEO, 2015). Rolar o cotonete contra a superfície vaginal e retirá-lo, após rolar o swab sobre uma lâmina de vidro limpa (KUSTRITZ, 2010; MOTHEO, 2015). É importante realizar a técnica de forma correta para se obter células representativas, a amostra correta é colhida na vagina cranial, se ela for colhida da fossa do clitóris, vestibulo, papila uretral ou junção vestibulovaginal não serão células indicadoras da fase do ciclo estral (DAVIDSON, 2015). Após a lâmina secar deve-se realizar a coloração da amostra, esta pode ser feita com diversos corantes e técnicas, dentre elas o Panótico rápido e o novo azul de metileno (MOTHEO, 2015; APPARÍCIO e VICENTE, 2015), a lâmina após seca pode ser vista em microscópio com aumento de 10x ou 40x (MOTHEO, 2015).

A coloração de Panótico rápido é um preparado comercial rápido e fácil que se baseia no princípio de coloração hematológica de Romanowsky, ela consiste em três soluções, a primeira é a solução de triarilmetano a 0,1%, a segunda xantenos a 0,1% e a terceira por uma solução de tiazinhas a 0,1 %. A técnica é imergir as lâminas secas na solução 1, através

de movimentos de cima para baixo durante 5 segundos ou mais e deixar escorrer, após repetir os procedimentos nas soluções 2 e 3 e lavar a lâmina com água destilada recente (preferencialmente tamponada a pH 7 pois, este método é sensível a variações de pH), e deixá-lo secar em posição vertical. Lâminas coradas por este método podem ser armazenadas por meses até anos (APPARÍCIO e VICENTE, 2015).

A nova coloração azul de metileno é também, simples de se realizar, colocar uma gota da solução na lâmina, seguido por uma lamela. É excelente para observar a morfologia celular, mas não cora os eritrócitos e os esfregaços devem ser avaliados imediatamente, pois esta coloração é temporária e não pode ser armazenada (JOHNSTON; KUSTRIZ; OLSON, 2001; FELDMAN e NELSON, 2004; APPARÍCIO e VICENTE, 2015).

FIGURA 11 - Representação esquemática da adequada introdução do swab

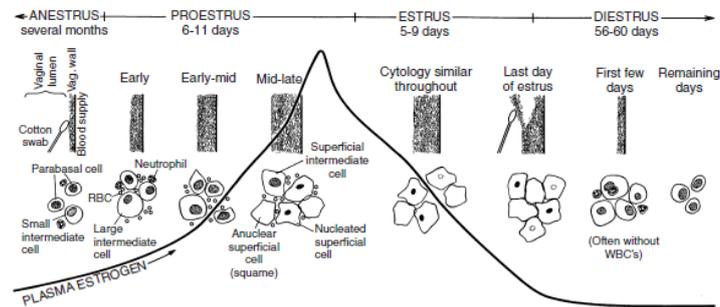


FONTE: DAVIDSON (2015, p. 2593).

3.3.1.2 INTERPRETAÇÃO DOS ESFREGAÇOS VAGINAIS

Sobre a influência do aumento do estrógeno o número de camadas que compõe o epitélio vaginal aumenta para promover a proteção da mucosa durante a cópula (DAVIDSON, 2015). As células epiteliais saudáveis que revestem a vagina e são denominadas não cornificadas (células parabasais e intermediárias), são estimuladas a se dividir, espessando a mucosa vaginal, estas células tornam-se células cornificadas (células superficiais e escamosas anucleares) (DAVIDSON, 2015; KUSTRITZ, 2010). Esta cornificação continua ao longo do estro até o primeiro dia do diestro (DAVIDSON, 2015). Segundo Feldman e Nelson (2004), estes diferentes tipos celulares representam os estágios de morte celular, conforme as células vaginais saudáveis morrem se tornam maiores e irregulares e seus núcleos tornam-se menores, depois picnóticos até se desintegrarem e tornarem a célula anucleada (FIGURA 12).

FIGURA 12 - Representação esquemática das diferentes células presentes na citologia vaginal em relação às concentrações de estrógeno

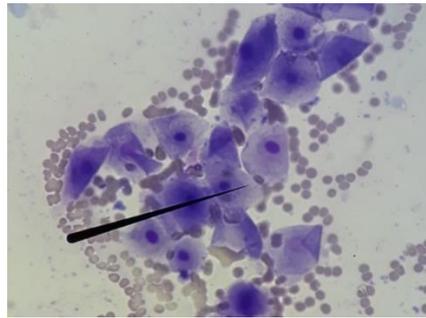


FONTE: FELDMAN e NELSON (2004, p. 755).

PROESTRO

No início do proestro o esfregaço vaginal é semelhante ao do anestro com uma diferença, a presença de sangue vaginal derivado do rápido desenvolvimento do endométrio (FELDMAN e NELSON, 2004). O início do proestro (FIGURA 13) é marcado por células não cornificadas (células parabaissais e células intermediárias pequenas com núcleos arredondados), são observados eritrócitos, neutrófilos e bactérias podem estar presentes em quantidades variadas (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; FELDMAN e NELSON, 2004; KUSTRITZ, 2010; GREER, 2014; DAVIDSON, 2015). O fundo é granular, com aspecto de “sujo”, devido a presença de secreções cervicais e vaginais (FELDMAN e NELSON, 2004; APPARÍCIO e VICENTE, 2015). Na fase intermediária há espessamento da camada epitelial, impedindo a penetração de neutrófilos no lúmen vaginal (FELDMAN e NELSON, 2004; KUSTRITZ, 2010; APPARÍCIO e VICENTE, 2015). As células parabaissais e intermediárias são substituídas por células superficiais nucleadas e anucleadas, podendo haver ou não a presença de eritrócitos (FELDMAN e NELSON, 2004; APPARÍCIO e VICENTE, 2015). No final do proestro as células são totalmente cornificadas (KUSTRITZ, 2010), as células parabaissais e intermediárias são substituídas por células superficiais, que passam a representar cerca de 80% das células, estas com núcleos vesiculados, picnóticos ou anucleares, há ausência de neutrófilos, as hemácias podem ou não estar presentes e o fundo se torna claro (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; FELDMAN e NELSON, 2004; APPARÍCIO e VICENTE, 2015). O proestro tardio e o estrus são dificilmente distinguíveis na citologia vaginal (FELDMAN e NELSON, 2004; APPARÍCIO e VICENTE, 2015).

FIGURA 13 - Citologia vaginal de início do proestro

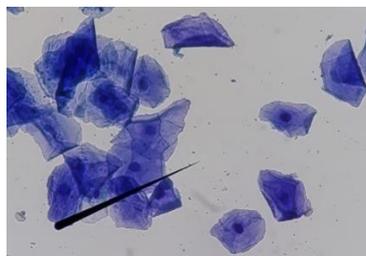


FONTE: ARQUIVO PESSOAL (2020).

ESTRO

A mudança progressiva do proestro para o estro (FIGURA 14) demonstra a diminuição das células parabasais pequenas e intermediárias pequenas e grandes para células superficiais queratinizadas (DAVIDSON, 2015). Kustritz (2010) define este período como o de epitélio com espessura máxima e células queratinizadas na superfície luminal. A citologia vaginal mostra de 70-100% de células epiteliais superficiais cornificadas, definidas como células grandes, com coloração escura, de formato irregular e normalmente sem núcleo (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; GREER, 2014; DAVIDSON, 2015). Apparício e Vicente (2015) citam que a maioria destas células possuem núcleos picnóticos, mas em algumas cadelas pode haver 100% de células anucleadas. Não há presença de neutrófilos, pode ou não haver hemácias e bactérias (FELDMAN e NELSON, 2004; KUSTRITZ, 2010; GREER, 2014; DAVIDSON, 2015). O fundo é livre de material granular como no proestro tardio, as células podem ter bordas celulares bem definidas e tendem a se agrupar antes do início do diestro (FELDMAN e NELSON, 2004).

FIGURA 14 - Citologia vaginal de estro

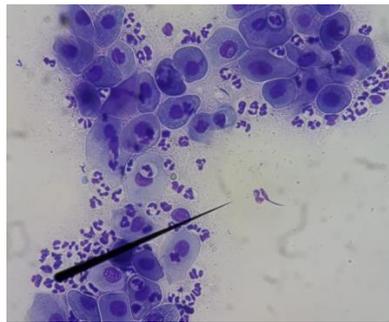


FONTE: ARQUIVO PESSOAL (2020).

DIESTRO

O início do diestro é marcado pela abrupta mudança celular (FIGURA 15), as células cornificadas são eliminadas e as células não cornificadas aumentam, há predominância de células intermediárias e podem ser vistos neutrófilos (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; GREER, 2014; DAVIDSON, 2015). Segundo Apparício e Vicente (2015); Feldman e Nelson (2004), esta diminuição abrupta de células superficiais cornificadas ocorre nas primeiras 24 a 48 horas, podendo ser observadas hemácias e células intermediárias agrupadas (APPARÍCIO e VICENTE, 2015). O fundo pode conter detritos e podem aparecer células como células do metestro, células epiteliais com um ou dois neutrófilos no citoplasma ou células de espuma, caracterizadas como células parabasais e intermediárias com vacúolos citoplasmáticos óbvios (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; FELDMAN e NELSON, 2004).

FIGURA 15 - Citologia vaginal de diestro

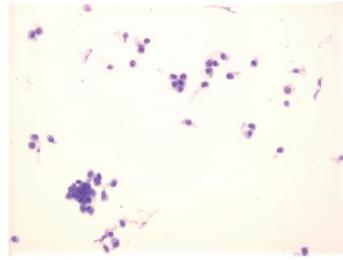


FONTE: ARQUIVO PESSOAL (2020).

ANESTRO

É caracterizado pela presença de poucas células não cornificadas (GREER, 2014; KUSTRITZ, 2010), as células mais predominantes segundo Johnston; Kustritz; Olson (2001); Greer (2014) Apparício e Vicente (2015) são células parabasais e células intermediárias pequenas (FIGURA 16). Pode haver a presença de neutrófilos (FELDMAN e NELSON, 2004; KUSTRITZ, 2010; APPARÍCIO e VICENTE, 2015), as bactérias podem ou não ser vistas (FELDMAN e NELSON, 2004; APPARÍCIO e VICENTE, 2015), os eritrócitos estão ausentes e a aparência do fundo pode ser transparente ou granular (FELDMAN e NELSON, 2004).

FIGURA 16 - Citologia vaginal de anestro



FONTE: KUSTRITZ (2010, p. 10).

3.3.2 DOSAGEM DE PROGESTERONA

É o método mais eficiente para acompanhar o ciclo estral e determinar o momento da ovulação (APPARÍCIO e VICENTE, 2015). A fêmea canina é a única dentre as espécies domésticas em que a progesterona sérica começa a aumentar 2 a 3 dias antes da ovulação (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001). A progesterona pode ser dosada por radioimunoensaio (RIA) ou por quimioluminescência, além de kits de dosagem semiquantitativa (ELISA) (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; APPARÍCIO e VICENTE, 2015; DAVIDSON, 2015). Os valores em anestro e parte do proestro são inferiores a 1 ng/mL e aumentam próximo ao pico de LH, sendo significativo 48 horas após o pico deste hormônio (APPARÍCIO e VICENTE, 2015). Pode ser avaliada a cada 2 dias, quando a citologia vaginal estiver mostrando cerca de 70% de células superficiais, identificando um aumento inicial da progesterona (geralmente >1,5 ng/mL), indicando a onda de LH. Os métodos semiquantitativos não demonstram valores reais e tornam a identificação precisa da ovulação difícil (DAVIDSON, 2015). Segundo Davidson (2015), a progesterona varia no momento da onda de LH de 0,8 a 3,0 ng/mL, no momento da ovulação de 1,0 a 8,0 ng/mL e no período fértil de 4,0 a mais de 30,0 ng/mL. Davidson (2015), estimam como regra de ouro iniciar as coberturas quando os testes de progesterona indicam uma elevação acima de 2,0 ng/mL, além de avaliar entre 2 a 4 dias após a detecção do aumento inicial para indicar evolução do ciclo, devendo a concentração do hormônio estar acima de 5,0 ng/mL. Segundo Johnston; Kustriz; Olson (2001), as taxas de concepção podem exceder 95% após uma cobertura entre 3 dias antes e 4 dias após a ovulação, mas este valor pode aumentar se o tempo para a cobertura for de 2 dias após a ovulação, ou após a progesterona atingir uma concentração entre 4-10 ng/mL.

3.4 MÉTODOS DE CONCEPÇÃO ARTIFICIAL

A inseminação artificial é indicada em casos em que a cobertura natural não pode ser realizada, como em cães de raças braquiocefálicas ou em casos de distância geográfica dos reprodutores. O sucesso da inseminação é obtido tanto na técnica intravaginal quanto na intrauterina e depende de fatores como a qualidade do sêmen, tempo preciso da inseminação e local correto para a deposição do sêmen (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015).

3.4.1 COLHEITA DE SÊMEN

A coleta de sêmen fresco deve ser realizada em uma sala calma com tapete antiderrapante, uma fêmea em estro e outros equipamentos (QUADRO 1). Os cães devem se sentir confortáveis, caso contrário podem reter a fração rica em espermatozoides (DAVIDSON, 2015). Johnston; Kustritz; Olson (2001) citam que a fêmea em cio é ideal, pois sua presença melhora a qualidade da ejaculação. A coleta é manual e realizada no chão, um manipulador mantém a fêmea em estação e com a cabeça contida permitindo a monta do macho. O manipulador deve se posicionar próximo ao cão e massagear suavemente o pênis através do prepúcio com a mão direita para estimular a ereção e com a mão esquerda empurrar o prepúcio para trás do bulbo da glândula. Se a ejaculação ocorrer com o pênis recoberto pelo prepúcio será dolorosa (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015). Durante a impulsão, a mão do coletor deve ser reposicionada para fornecer uma pressão constante e suave, mantendo o prepúcio atrás do bulbo da glândula, esta impulsão coincide com a penetração, segundo Johnston; Kustritz; Olson (2001), esta pressão simula a pressão dos lábios vulvares. Quando a ereção estiver completa, o ideal é erguer a perna do cão virando o pênis a 180 graus para ficar direcionado atrás entre as pernas e realizar o bloqueio copulatório. É importante observar o fluxo de sêmen, os cães ejaculam 3 frações, a primeira, ou fração pré espermática, é transparente e de pequeno volume, originária da próstata (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001), a segunda é branca ou opalescente, rica em espermatozoides, tem volume de 1 a 4mL (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015) e a terceira é o fluido prostático, é ejaculada com propulsão em grande volume e líquido claro (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015). Para avaliação do sêmen as duas primeiras frações são suficientes (DAVIDSON, 2015). Após terminar a coleta deve-se esperar a detumescência do pênis, em torno de 5 a 15 minutos, e aplicar lubrificante hidrossolúvel na base do pênis para facilitar o seu retorno dentro do

prepúcio, é importante verificar se a parafimose (exposição do pênis através do prepúcio) se desfez (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015).

QUADRO 1- Equipamentos necessários para coleta de sêmen

Cadela (em estro)
 Vagina artificial (VA)
 Estante para tubos
 Tubos plásticos para colheita
 Pipetas
 Tapete antiderrapante
 Placa aquecedora ligada e carregada com lâminas
 Lâminulas, pipetas de vidro
 Diluente para sêmen fresco, aquecido à temperatura ambiente
 Gel lubrificante, não espermicida

FONTE: DAVIDSON (2015, p. 2607).

3.4.2 ANÁLISE DO SÊMEN

A análise do sêmen inclui avaliação da morfologia, motilidade, concentração, volume e cor, no entanto na rotina clínica para realizar as inseminações a análise rápida do sêmen é a avaliação da motilidade, vigor e cor. A motilidade deve ser de no mínimo 70%, para avaliá-la deve-se colocar uma gota do sêmen sobre uma lâmina e cobri-la com uma lâminula para observar em microscópio com aumento de 10x ou 40x (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015). Segundo Davidson (2015), os espermatozoides devem cruzar a lâmina em um padrão reto com mínima quantidade de giros e com bom vigor, se a motilidade for baixa o ideal é preparar outra lâmina e conferir. Johnston; Kustritz; Olson (2001) definem como cor normal do sêmen o branco turvo a opalescente.

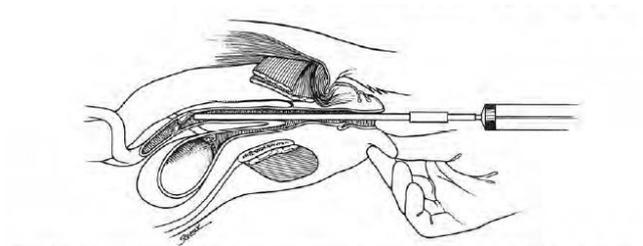
3.4.3 INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL INTRAVAGINAL

A cadela deve estar em estação ou com os membros posteriores elevados e contida através dos joelhos para não comprimir o abdômen (DAVIDSON, 2015). As pipetas de infusão uterina de éguas são as melhores para se utilizar, pois são rígidas e permitem a deposição de sêmen na vagina cranial, próximo a cérvix (DAVIDSON, 2015), estas acopladas em seringas de 6 ou 12 mL (variando conforme o volume de sêmen) e aspirado de 1 a 2 mL de ar antes de aspirar o sêmen (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001). A pipeta é introduzida com o auxílio de um dedo enluvado (FIGURA 17), na parte dorsal da comissura vulvar e direcionada craniodorsalmente até estar sobre o arco isquiático, para ser direcionada a vagina cranial. Os lubrificantes não devem ser utilizados na mão enluvada, pois é espermicida (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001). Com a pipeta posicionada e a seringa com sêmen acoplada, esta é lentamente pressionada até que o conteúdo da pipeta seja

esvaziado na vagina (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001; DAVIDSON, 2015). Após, retirada a pipeta o dedo da mão enluvada deve fazer massagem no teto da vagina, durante 5 minutos, a fim de promover contrações do trato reprodutivo (JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON, 2001). Johnston; Kustritz; Olson (2001), referem-se que a dose de inseminação deve ser de 150×10^6 de espermatozóides móveis e as taxas de concepção variam de 70 a 84%.

Morrell (2011) *apud* Montanha e Demori (2013), descrevem como desvantagem deste método o risco de o macho conter doenças infecciosas sem apresentar sinais clínicos da doença, mas que possam ser transmitidas através do sêmen sem. Kustritz (2010), relata que podem ocorrer ocasionais perfurações vaginais ou dificuldade respiratória em cadelas contidas para o procedimento.

FIGURA 17 - Representação esquemática da inseminação artificial intravaginal



FONTE: JOHNSTON; KUSTRITZ; OLSON (2001, p. 59).

3.4.4 INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL INTRAUTERINA

A técnica de inseminação artificial intrauterina realiza a deposição de sêmen no lúmen uterino, é eleita em casos em que a vaginal pode comprometer os resultados da inseminação, como por exemplo, com o uso do sêmen congelado de baixa qualidade (ALVES, 2009 *apud* FARIAS; AMARAL; PEREIRA, 2016). Farias; Amaral; Pereira (2016) descrevem a técnica utilizando a laparotomia e posterior exposição dos cornos uterinos, com deposição do sêmen através de uma seringa no lúmen de cada um dos cornos uterinos. Após o término da inseminação realiza-se a síntese da cavidade abdominal. Este método pode ser utilizado como alternativa para melhorar as taxas de fertilidade, podendo ser feita com sêmen fresco ou congelado, em casos em que os reprodutores são impossibilitados por problemas anatômicos, comportamentais ou para prevenir a transmissão de agentes infecciosos (FARIAS; AMARAL; PEREIRA, 2016). Este método propicia taxas de concepção em torno de 80% (ALVES, 2009 *apud* FARIAS; AMARAL; PEREIRA, 2016).

Davidson (2015), descreve que esta técnica além de ser invasiva, requer anestesia geral, necessita de equipamentos específicos, experiência do cirurgião e cuidados pós

operatórios. Em alguns países este tipo de procedimento eletivo não é considerado um procedimento ético. Como método menos invasivo existe a técnica de inseminação intrauterina transcervical por endoscopia (DAVIDSON, 2015; KUSTRITZ, 2010). Segundo Kustritz (2010), para realizar este procedimento é necessário utilizar um endoscópio rígido de diâmetro estreito. O endoscópio deve ser introduzindo dorsalmente na fenda vulvar e movido suavemente para frente em 45° e em seguida, inclinado horizontalmente (KUSTRITZ, 2010). Após a visualização do óstio cervical um cateter de polipropileno deve ser introduzido pelo canal do endoscópio para o interior do óstio cervical e para o lúmen uterino (DAVIDSON, 2015). Com o cateter posicionado, o sêmen deve ser depositado através do cateter até o útero com refluxo mínimo (KUSTRITZ, 2010). Segundo Davidson (2015) este procedimento não necessita de sedação e deve ser realizado com a fêmea em estação. Kustritz (2010), cita relatos ocasionais de perfuração vaginal durante a passagem do endoscópio, sendo estes raros, devido ao espessamento do epitélio vaginal durante o estro.

4. CONCLUSÃO

A reprodução de cães é uma área que vem ganhando destaque e baseia-se na criação de filhotes de raça saudáveis e com boa genética e incorpora diferentes áreas do conhecimento como a anatomia, fisiologia e endocrinologia, dentre outros. Com seu constante crescimento no mercado, o profissional especializado na área torna-se de extrema importância, visando a aplicação de diversas biotecnologias como a inseminação artificial, assim como dos conceitos da medicina clínica preventiva e manejo adequado das coberturas. Desta forma, entender o sistema reprodutor feminino é uma das bases do conhecimento para se obter o manejo reprodutivo adequado, visando determinar o momento da ovulação e as diferentes características do ciclo estral em cada fêmea, melhorando as taxas de concepção e tamanho de ninhadas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- APPARÍCIO, M.; VICENTE, R. R. W. **Reprodução e obstetrícia em cães e gatos**. MedVet, 2015. p. 9-20.
- DAVIDSON, A. P. A prática da teriogenologia. In NELSON, W. R.; COUTO, G. C. **Medicina interna de pequenos animais**. Mosby Elsevier, 2015. cap. 56. 5ed. p. 2582- 2615.
- DYCE, M. K; SACK, O. W.; WENSING, G. J. C. O aparelho urogenital. In__. **Tratado de anatomia veterinária**. Rio de Janeiro. Saunders Elsevier, 2010. Cap. 5. 4ed. p. 398-417. Cap. 15. P. 909-921.
- DYCE, M. K; SACK, O. W.; WENSING, G. J. C. A pelve e os órgãos reprodutivos de cães e gatos. In__. **Tratado de anatomia veterinária**. Rio de Janeiro. Saunders Elsevier, 2010. Cap. 15. 4ed. p. 909-921.
- FARIAS, R. E.; AMARAL, C. M.; PEREIRA, S. F. J. **Inseminação Artificial Intrauterina em Fêmeas Caninas por Laparotomia com Sêmen Fresco – Relato de Caso**. Revista Eletrônica Biociências, Biotecnologia e Saúde, Curitiba, n. 15, maio-ago. 2016.
- FELDMAN, C.E.; NELSON, W. R. Ovarian cycle and vaginal cytology. In__. **Canine and Feline endocrinology and reproduction**. Missouri. Saunders, 2004. Cap 19. 3rded. p.752-773.
- GREER, L. M. infertility and reproductive problems in the valuable bitch. In__. **Canine reproduction and neonatology**. Jackson. Teton NewMedia, 2014. Cap 9. p. 218-222.
- JOHNSTON, D. S.; KUSTRITZ, R. V. M.; OLSON, S. N. P. **Canine and feline theriogenology**. Philadelphia. Saunders, 2001. p.16-41.
- KLEIN, G. B. Controle hipotalâmico-hipofisário da reprodução. In__. **Cunningham tratado de fisiologia veterinária**. Virginia.Saunders, 2014. 5 ed. p. 1026-1036.
- KUSTRITZ, R. M. **Clinical canine and feline reproduction**. St. Paul. Wiley-blackwell, 2010. p. 5-18
- MONTANHA, P. F.; DEMORI, A. V. M. Inseminação Artificial em cães- Revisão. Revista científica eletrônica de medicina veterinária. Garça, SP. Jan. 2013. n. 20.
- MOTHEO, F. T. Teriogenologia. In CRIVELLENTI, Z. L.; BORIN-CRIVELLENTI, S. **Casos de rotina em medicina veterinária de pequenos animais**. São Paulo. MedVet, 2015. Cap 17. 2ed. p. 816-818.
- SANTOS, L. R.; NASCIMENTO, F. E.; EDWARDS, F. J. Sistema reprodutor feminino. In. SANTOS, L. R.; ALESSI, C. A. **Patologia veterinária**. Rio de Janeiro. Guanabara Koogan LTDA, 2016. cap. 14. 2ed. p. 1206-1211.

VEJLSTED, M. Reprodução comparativa. In. HYTTEL, P.; SINOWATZ, F.; VEJLSTED, M. **Embriologia veterinária**. Rio de Janeiro. Saunders Elsevier, 2012. cap.3, p. 57- 65.