

DIOGO GUTEMBERG NASCIMENTO BEZERRA

**EFEITO DA PROSTAGLANDINA E1 (MISOPROSTOL), NO
TRATAMENTO DE ÉGUA COM INFERTILIDADE IDIOPÁTICA:
RELATO DE CASO**

GARANHUNS – PE

2019

DIOGO GUTEMBERG NASCIMENTO BEZERRA

**EFEITO DA PROSTAGLANDINA E1 (MISOPROSTOL), NO
TRATAMENTO DE ÉGUA COM INFERTILIDADE IDIOPÁTICA:
RELATO DE CASO**

**Trabalho de conclusão apresentado ao Curso de
Medicina Veterinária da Unidade Acadêmica de
Garanhuns, Universidade Federal Rural de
Pernambuco, como parte dos requisitos exigidos
para obtenção do título de Bacharel em Medicina
Veterinária.**

Orientador: Prof.^o Dr. Victor Netto Maia

**GARANHUNS-PE
2019**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca Ariano Suassuna, Garanhuns-PE, Brasil

B574e Bezerra, Diogo Gutemberg Nascimento
Efeito da prostaglandina e1 (misoprostol), no tratamento de
égua com infertilidade idiopática: relato de caso / Diogo Gutemberg
Nascimento Bezerra. – 2019.

42f. : il.

Orientador: Victor Netto Maia
TCC (Medicina Veterinária) – Universidade Federal Rural de
Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns, Garanhuns, BR-
PE, 2019.

Inclui referências

1. Prostaglandina E1 2 Misoprostol 3 Infertilidade idiopática 4.
Equinos 5. Oviduto I. Maia, Victor Netto, orient. II. Título

CDD 636.2089

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

**EFEITO DA PROSTAGLANDINA E1 (MISOPROSTOL), NO
TRATAMENTO DE ÉGUA COM INFERTILIDADE IDIOPÁTICA:
RELATO DE CASO**

Trabalho de conclusão de curso elaborado por:

DIOGO GUTEMBERG NASCIMENTO BEZERRA

Aprovado em / /

BANCA EXAMINADORA

ORIENTADOR: Prof. Dr. Victor Netto Maia
Unidade Acadêmica de Garanhuns – UFRPE

Prof. Dr. Gustavo Ferrer Carneiro
Universidade Federal Rural de Pernambuco - UFRPE

Gilvannya Gonçalves de Sobral
Médica Veterinária



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS

FOLHA DE IDENTIFICAÇÃO DO ESO

I. ESTAGIÁRIO

NOME: Diogo Gutemberg Nascimento Bezerra

MATRÍCULA Nº 200660239

CURSO: Medicina Veterinária

PERÍODO LETIVO: 11º

ENDEREÇO PARA CONTATO: Rua Deputado José Bezerra Alves, 136, São Francisco, Caruaru-PE

FONE: (87) 99720-7896

ORIENTADOR: Prof. Dr. Victor Netto Maia

II. EMPRESA/INSTITUIÇÃO

NOME: Universidade Federal de Campina Grande (UFCG) – Hospital Veterinário / Centro de Saúde e Tecnologia Rural / *Campus* Patos - Paraíba

ENDEREÇO: Rodovia PB 101, Jatobá CIDADE: Patos - Paraíba

CEP: 58700-000

TELEFONE: (83) 421-3397 / FAX: (83) 421-4659

SUPERVISOR: Prof. Dr. Thiago Arcoverde Maciel

FORMAÇÃO: Médico Veterinário

III. FREQUÊNCIA

INÍCIO E TÉRMINO DO ESTÁGIO: 01/03/2019 à 30/04/2019

TOTAL DE HORAS ESTAGIADAS: 312 horas.

IV. COMPLEMENTAÇÃO DA CARGA HORÁRIA

INÍCIO E TÉRMINO DO ESTÁGIO: 02/05/2019 à 17/05/2019

TOTAL DE HORAS ESTAGIADAS: 96 horas

LOCAL: Haras Monte Verde CIDADE: Sairé - Pernambuco

SUPERVISOR: Oswaldo Christiano Gomes Neto

FORMAÇÃO: Médico Veterinário

DEDICATÓRIA

Aos meus pais, José Diniz Bezerra da Silva (Painho) e Maria Goretti do Nascimento (Mainha) , que sempre estiveram ao meu lado me apoiando e me dando todo suporte necessário, essa vitória é por vocês e pra vocês, e especialmente ao meu avô João Batista do Nascimento (João de Chico), (in memoriam) sei que onde ele estiver, está muito feliz por mais esta conquista.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, que sempre iluminou e guiou meus passos, me dando força, garra e vontade de vencer.

À minha família meus pais Goretti e Diniz e minha irmã Dinara, sem eles nada disso seria possível, obrigado por acreditar nesse sonho e sonhar junto comigo, sem vocês não teria chagado tão longe.

Ao meu avô João Batista do Nascimento (in memoriam), um grande incentivador de todos os meus sonhos, obrigado por todo o incentivo e por me mostrar a importância de ser uma pessoa simples, digna e acima de tudo honesta.

A meus orientadores Gustavo Ferrer e Victor Maia, meu mais sincero agradecimento por terem me passado tantos ensinamentos, grande parte do que sei hoje devo a vocês, exemplos não só de profissionais mais de seres humanos.

Aos meus supervisores de estágio, Dr. Oswaldo, Gilvannya Sobral e Breno Santana, obrigado por toda paciência e ensinamentos repassados, tenho vocês como exemplos de vida. E a todos que fazem parte do Haras Monte Verde e Fazenda Beira Rio, obrigado por toda amizade, carinho e paciência.

Ao meu amigo Iago Cesar obrigado pelos mais de 10 anos de amizade, todos os risos, toda cumplicidade e pelos conselhos, mesmo que muitas vezes não seguidos.

A todos os amigos que a faculdade me deu, que nossa amizade possa prevalecer ao longo do tempo: Yulene Duarte, Marcilio Jair, Lucas Facundo, Aldo Gimendes, Tácito Jerônimo, Felipe Tenorio, Amanda Pereira, Gustavo Simões.

A todos os integrantes do LABRAPE e GEQUAM, grupos que participei e tive a honra de conhecer várias pessoas diferentes, mas com algo em comum, o amor por cavalos, a vocês muito obrigado pela troca de conhecimentos.

A os ex integrantes da extinta REPUBLICA DOS LISOS: Alisson Mota, Jefferson Barbosa, Diego Lima, Walter Solto, Andrey Malta e Gustavo Rocha, obrigado por toda a convivência, pelas risadas, conversas e farras, vocês foram minha família por um bom tempo.

A todos os moradores da REPUBLICA DA CHAPA: Ian Araújo, Daniel Sindeaux, Antonio Brito e aos novatos Hugo Sena, João Filipe e Laerte Calado. Apesar do curto período de convivência vocês mostraram ser ótimas pessoas, com humildade, união e companheirismo.

Aos amigos que a Paraíba me deu, trabalhamos juntos pelo mesmo sonho de ser Médicos Veterinários: Mirian Campelo, Sergio Vilar, Tulio Oliveira, Lucas Costa, Bruna Farias, Kelvyn Siqueira, Washington torres, Luiz Henrique, Igor Ricelli, Ingra Nóbrega, Henrique Costa, Gianni Coutinho, Igor Morais.

A esta instituição pelo excelente ambiente oferecido aos seus alunos e os profissionais qualificados que disponibiliza para nos ensinar. E a todas as pessoas que passaram pela minha vida, cada uma delas contribuiu um pouco para que eu chegasse até aqui.

O homem é assim o árbitro constante de sua própria sorte. Ele pode aliviar o seu suplício ou prolongá-lo indefinidamente. Sua felicidade ou sua desgraça dependem da sua vontade de fazer o bem.
-Allan Kardec

RESUMO

O Complexo Agronegócio do Cavalo no Brasil movimenta cerca de R\$ 16,15 bilhões, ocupando diretamente 607.329 pessoas. Diante dessa realidade vem se buscando cada vez mais, uma maior efetividade e aprimoramento de técnicas para melhoria da produtividade na criação o maior aproveitamento e maximização do uso de animais geneticamente superiores, possibilitando o uso de indivíduos com subfertilidade adquirida impulsionando assim o aprimoramento da criação, esse aprimoramento encontra algumas dificuldades ao ser realizado, dentre eles é possível citar as patologias relacionadas ao sistema reprodutor da égua, tendo o seu conhecimento suma importância para que se alcance bons resultados reprodutivos. Uma dessas patologias é a obstrução de oviduto, que pode se obstruído por massas impossibilitando a descida do embrião. O seu diagnóstico é difícil, já que este só pode ser confirmado no exame pós morte, os métodos atuais de tratamento são onerosos e de difícil aplicabilidade. Perante o exposto objetivou-se com este trabalho, relatar o caso de recuperação embrião após tratamento, realizado com PGE1 (misoprostol) em égua quarto de milha com suspeita de obstrução de oviduto, causando subfertilidade. A égua foi submetida a exame clínico ginecológico e logo após várias tentativas de coletar embrião sem sucesso, foi levantada a hipótese de obstrução de oviduto, onde foi estabelecido o tratamento através de comprimidos de prostaglandina E1 (Misoprostol) diluídos em solução de ringer com lactato e administrados por via intrauterina. Após o tratamento a égua foi inseminada e no dia da coleta de embrião foi recuperado estrutura degenerada sugestiva de embrião degenerado, confirmando a atuação do misoprostol a nível de oviduto causando possível relaxamento, desobstrução e decida do embrião. O protocolo utilizado mostrou-se de fácil aplicação sem a necessidade de submeter o animal a procedimentos anestésicos e cirúrgicos, sendo assim de baixo custo e fácil empregabilidade. Maiores estudos serão necessários contendo um maior número de animais para se constatar a viabilidade dessa técnica na prática.

Palavras-chave: massas, diagnostico, obstrução de oviduto.

LISTA DE ABREVIACOES

%- Porcentagem.

BPM- Batimentos por minuto.

Cm- Centímetros.

CSRT- Centro de Saúde e Tecnologia Rural.

ESO- Estagio supervisionado obrigatório.

GnRH- Hormônio liberador de gonadotrofinas.

Hrs- Horas.

HV- Hospital veterinário.

IA- Inseminato artificial.

Icsi- Injeo intracitoplasmática de espermatozoide.

JUT- Juno útero tubárica.

Km- Quilmetros.

LH- Hormônio luteinizante.

MI- Mililitros.

MPM- Movimentos por minuto.

P4- Progesterona.

PGE2- Prostaglandina E2.

pH- Potencial hidrogeniônico.

TCG- Tumor de células da granulosa.

TE- Transferência de embrião.

UFCG- Universidade Federal de Campina Grande.

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1 - Setores do HV/CSTR/UFCG- Campus Patos-PB. Hall de entrada do hospital veterinário (A); ambulatório clínico de grandes animais (B e C); baias externas (D); baias de internamento de grandes animais (E); sala de diagnóstico por imagem (F) e bloco cirúrgico (G).....	14
Figura 2 - Instalações Haras Monte Verde/Fazenda Beira Rio. Pavilhões de baias (A); corredor de baias (B); vista panorâmica do Haras (C) e vista panorâmica Fazenda Beira Rio.....	17
Figura 3 - Acompanhamento de atividades reprodutivas. Palpação retal (A); Coleta de sêmen (B).....	19
Figura 4 - Acompanhamento de atividades clínicas. Tratamento de ferida com ozônio terapia (A); Realização de bandagens (B).....	19
Figura 5 - Anatomia sistema reprodutor da égua.....	22
Figura 6 - Corte transversal do oviduto com presença de massas gelatinosas ovidutais	27
Figura 7 - - Canulação do oviduto.....	27
Figura 8 - Lavado mucopurulento coletado da doadora.....	29
Figura 9 - Placa de petri com presença de colônias fúngicas.....	30
Figura 10 -. Solução de misoprostol, diluição 1 comprimido para cada seringa de 20ml de soro ringer.....	31
Figura 11 - Administração do fármaco intrauterino.....	32
Figura 12 - Oócito recuperado pós lavagem.....	32

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1 -Diagnóstico clínico e procedimentos cirúrgicos, por espécie animal, atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Campina Grande-CSRT, Campus Patos-PB, no período de 01 de março a 30 de abril de 2018.....	15
Tabela 2 - Diagnóstico clínico, procedimentos cirúrgicos e reprodutivos realizados no Haras Monte Verde/Fazenda Beira Rio, no período de 02 de maio a 17 de maio de 2019.....	18
Tabela 3 - Parâmetros cardíacos e respiratórios mensurados a cada 10 minutos.	31

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1 – DESCRIÇÃO DE LOCAIS E ATIVIDADES REALIZADAS DURANTE O ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO)	16
1. HOSPITAL VETERINÁRIO DA UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE CAMPINA GRANDE, CAMPUS PATOS-PB.....	16
1.1 Descrição e funcionamento do local do estágio.....	16
1.2 Atividades desenvolvidas.....	18
2. HARAS MONTE VERDE - SAIRÉ-PE.....	19
2.1 Descrição e funcionamento do local do estágio.....	19
2.2 Atividades desenvolvidas.....	21
CAPÍTULO II – EFEITO DA PROSTAGLANDINA E1 (MISOPROSTOL), NO TRATAMENTO DE ÉGUA COM INFERTILIDADE IDIOPÁTICA.	23
1. INTRODUÇÃO.....	23
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	24
2.1 Anatomia do sistema reprodutor da égua.....	24
2.2 Fisiologia reprodutiva na égua.....	25
2.3 Principais problemas que levam à infertilidade em éguas	26
2.3.1 Endometrite.....	26
2.3.2 Endometrose.....	27
2.3.3 Tumor de células da granulosa	28
2.3.4 Senescência ovariana.....	28
2.3.5 Obstrução de oviduto	29
2.4 Diagnóstico.....	30
2.5 Tratamento	30
2.5.1 Prostaglandinas	31
2.5.2 Misoprostol.....	31
3. RELATO DE CASO	32
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	37
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	38
REFERÊNCIAS.....	38

CAPÍTULO 1 – DESCRIÇÃO DE LOCAIS E ATIVIDADES REALIZADAS DURANTE O ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO)

O Estágio Supervisionado Obrigatório foi realizado nos meses de março a maio de 2019, com carga horária total de 405 horas, sendo as atividades desenvolvidas em dois locais, A primeira parte realizada no hospital veterinário da Universidade Federal de Campina Grande – UFCG, Centro de Saúde e Tecnologia Rural (CSRT), Campus Patos, sob a supervisão do Professor Dr. Thiago Arcoverde Maciel, sendo cumpridas 312 horas. E a segunda, finalizada no Haras Monte Verde, Sairé-PE, sob a supervisão do Médico Veterinário Oswaldo Christiano Gomes Neto, com carga horária de 96 horas e sob a orientação do professor Dr. Victor Netto Maia, em ambos locais.

1. HOSPITAL VETERINÁRIO DA UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE CAMPINA GRANDE, CAMPUS PATOS-PB

1.1 Descrição e funcionamento do local do estágio

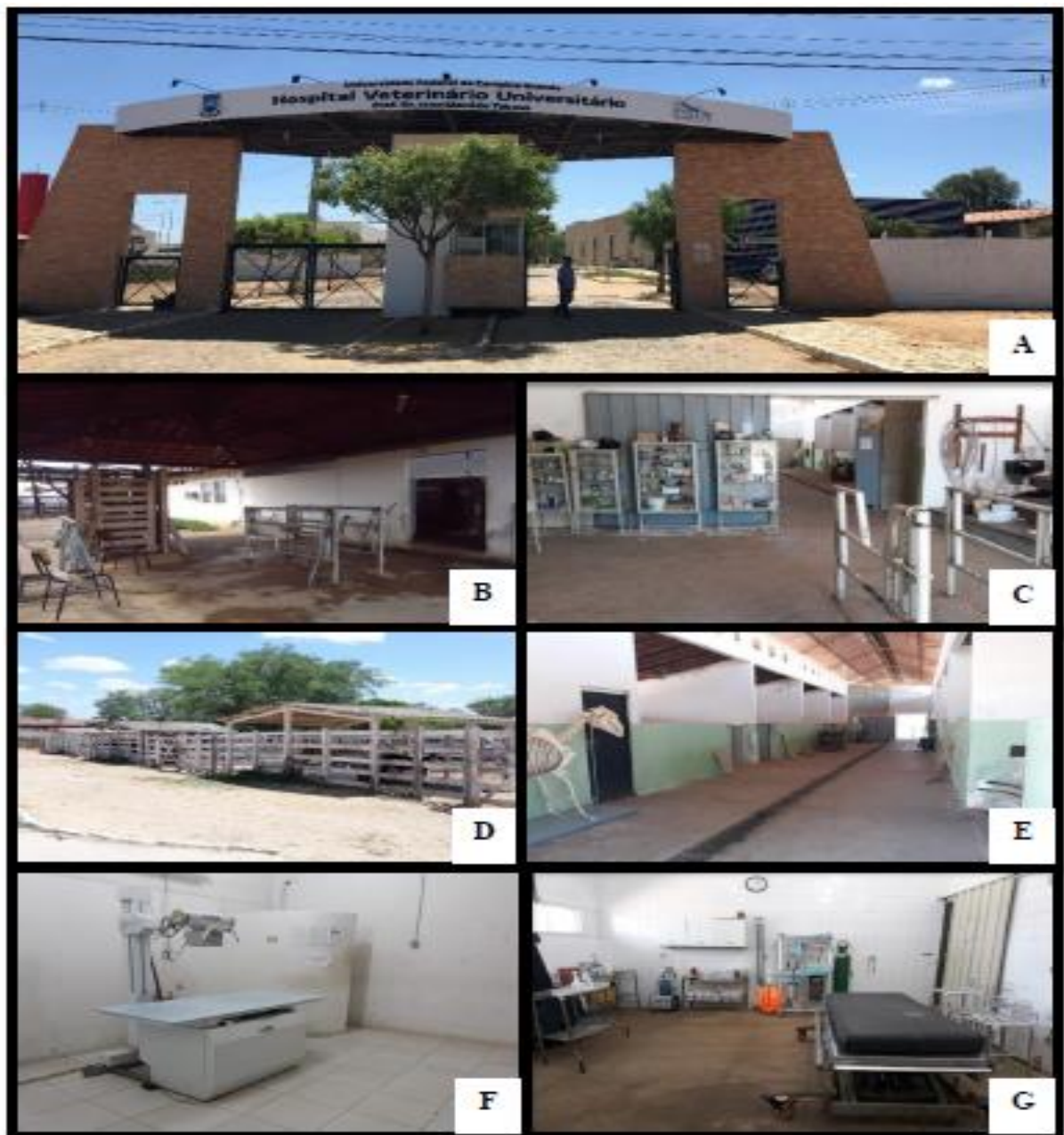
O Hospital Veterinário (HV) do CSRT/UFCG, localizado no Município de Patos-PB, no bairro Jatobá, foi inaugurado no dia 03 de maio de 1983, e atua desde então como hospital escola, dando suporte aos cursos de Graduação e Pós Graduação em Medicina Veterinária (Residência Médica, Mestrado e Doutorado). Desempenha papel imprescindível junto à comunidade da região do sertão paraibano e dos Estados de Pernambuco, Rio Grande do Norte e Ceará, prestando serviços nas áreas de Clínica Médica e Cirúrgica de pequenos e grandes animais, infectologia, diagnóstico laboratorial e por imagem, aos produtores rurais de mais de 40 municípios.

É constituído por nove departamentos, sendo eles: clínica médica e cirúrgica, anestesiologia, reprodução, patologia clínica, anatomia patológica, microbiologia, diagnóstico por imagem e biologia molecular. Realiza atendimento em diversas espécies, tais como: bovina, caprina, ovina, equina, canina, felina e suína.

O setor de Clínica médica e cirúrgica de grandes animais conta com equipe técnica composta por dois médicos veterinários, Josemar Marinho Medeiros e Daniel de Medeiros Assis; três professores, Dr. Eldinê Gomes de Miranda Neto, Dr. Thiago Arcoverde Maciel e

1 Dra. Tatiane Rodrigues Silva, além de quatro residentes, dois R1 e dois R2 e pessoal
2 terceirizado (um auxiliar de serviços gerais e dois tratadores dos animais).

3 O estagio foi realizado no departammento de Clinica Medica e Cirurgia de Grandes
4 Animais, desenvolvendo atividades nas areas de clinica médica e cirurgia, procedimentos
5 anestésicos, auxílio nos exames de imagem, auxílio nos procedimentos da rotina clínica
6 (medicação de animais internados e realização de curativos) saídas a campo e
7 acompanhamentos de necrópsias. Nessa instituição foram cumpridas 312 horas de estágio.



28 **Figura 1-** Setores do HV/CSTR/UFCG- Campus Patos-PB. Hall de entrada do hospital veterinário (A);
29 ambulatório clínico de grandes animais (B e C); baias externas (D); baias de internamento de grandes
30 animais (E); sala de diagnóstico por imagem (F) e bloco cirúrgico (G). **Fonte:** UFCG, 2019

1 1.2 Atividades desenvolvidas

2 Os casos e procedimentos clínicos e cirúrgicos atendidos pela equipe técnica do hospital
3 veterinário e acompanhados pelos estagiários durante a realização do ESO encontram-se na
4 tabela abaixo.

5 **Tabela 1.** Diagnóstico clínico e procedimentos cirúrgicos, por espécie animal, atendidos no Hospital
6 Veterinário da Universidade Federal de Campina Grande-CSRT, Campus Patos-PB, no período de 01
7 de março a 30 de abril de 2018

Diagnóstico Clínico	Espécie Animal					Total (%)
	Bovina	Equina	Caprina	Ovina	Suína	
Abcesso	1	1	-	-	-	2 (2,38)
Acrobustite	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Artrite	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Artrite Séptica	-	3	-	-	-	3 (3,57)
Babesiose	-	2	-	-	-	2 (2,38)
Broncopneumonia	1	2	-	-	-	3 (3,57)
Brucelose	2	-	-	-	-	2 (2,38)
Burcite Cárpica	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Cistite	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Claudicação	-	2	-	-	-	2 (2,38)
Cólica	-	14	-	-	-	14 (16,66)
Conjuntivite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Criptorquidismo	-	2	-	-	2	4 (4,76)
Dermatite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Dermatofitose	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Distensão Muscular	-	2	-	-	-	2 (2,38)
Ectima Contagioso	-	-	-	1	-	1 (1,19)
Endometrite	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Exostose	-	2	-	-	-	2 (2,38)
Faringite	-	-	-	1	-	1 (1,19)
Fístula Dentária	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Fratura	1	3	1	-	-	5 (5,95)
Funiculite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Habronemose	-	3	-	-	-	3 (3,57)
Hérnia	3	3	-	-	-	6 (7,14)
Hígroma	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Infecção Medular	-	-	-	1	-	1 (1,19)
Infecção Muscular	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Intoxicação	1	-	1	1	-	3 (3,57)
Laceração	-	3	-	-	-	3 (3,57)
Laminite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Lesão Nervosa	-	-	-	-	1	1 (1,19)
Má Formação	1	-	-	1	-	2 (2,38)
Mastite	2	-	-	-	-	2 (2,38)

Melanoma	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Neoplasia	1	2	-	-	-	3 (3,57)
Odontoplastia	-	2	-	-	-	2 (2,38)
Orquiectomia	1	2	-	-	2	5 (5,95)
Osteoartrite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Poli artrite	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Rabdomiólise	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Raiva	2	1	-	-	-	3 (3,57)
Retenção de placenta	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Retículo-pericardite Traumática	1	-	-	-	-	1 (1,19)
Rotação de Falange	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Sinovite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Tecido de Granulação exuberante	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Tendinite	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Tétano	-	1	-	-	-	1 (1,19)
Trauma	-	8	4	2	-	14 (16,66)
Verminose	-	-	2	2	-	4 (4,76)
Total	23	74	8	9	5	119 (100)

1

2 HARAS MONTE VERDE - SAIRÉ-PE

2.1 Descrição e funcionamento do local do estágio

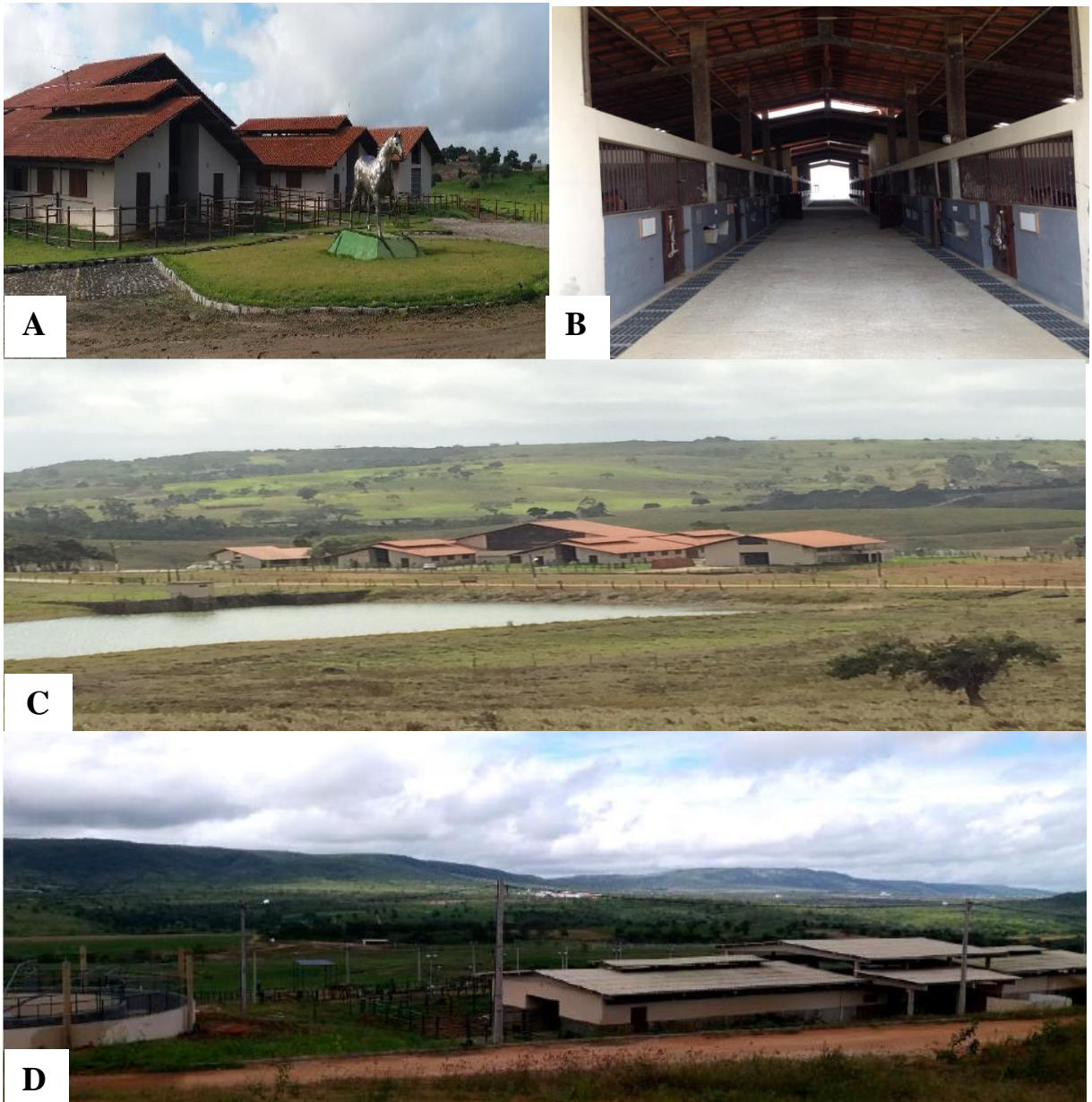
O Haras Monte Verde, fica localizado no município de Sairé-PE, possui uma área de 90 hectares, contendo 52 baias, 4 lanchonetes, 22 piquetes, com cerca de 92 animais e uma equipe de 10 funcionários (Figura 1). Nesta localidade alojam-se os garanhões, os animais em treinamento (doma, vaquejada e tambor) e também animais que estão sendo preparados para leilões.

O haras possui uma segunda instalação para cria e recria, Fazenda Beira Rio localizada no município de Bezerros, às margens do Rio Ipojuca, com cerca de 15 km de distância da propriedade sede (Figura 2). Uma propriedade com área de 100 hectares, contendo 20 baias, com cerca de 300 animais e uma equipe de 15 funcionários. A fazenda conta com um sistema de pastejo rotacionado e piquetes com irrigação. O fornecimento de concentrado aos animais é realizado em seis lanchonetes que atendem até dois lotes de animais, em um total de 12 lotes de animais. Nesta localidade alojam-se as éguas matrizes, os potros, e as receptoras. A fazenda

15

1 também possui produção de feno e pré-secado que é utilizado para consumo e venda de
2 excedente.

3 **Figura 2** - Instalações Haras Monte Verde/Fazenda Beira Rio. Pavilhões de baias (A); corredor de baias
4 (B); vista panorâmica do Haras (C) e vista panorâmica Fazenda Beira Rio.



20 **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019

21 O Haras conta com um total de 26 funcionários que são divididos por setores, cuidados
22 com os animais, limpeza de baias, e manutenção de pastos e instalações. A equipe técnica é
23 formada por três médicos veterinários, Oswaldo Christiano Gomes Neto, Gilvannya Gonçalves
24 de Sobral e Breno Barros de Santana.

Faz parte das atividades dos estagiários acompanhar os veterinários responsáveis nas tarefas diárias a serem realizadas no haras.

2.2 Atividades desenvolvidas

Durante o ESO foi possível acompanhar toda a rotina reprodutiva, clínica, manejo nutricional, manejo sanitário, neonatologia e outras emergências frequentes na clínica de equinos, que podem ser observados na tabela a baixo.

Tabela 2. Diagnóstico clínico, procedimentos cirúrgicos e reprodutivos realizados no Haras Monte Verde/Fazenda Beira Rio, no período de 02 de maio a 17 de maio de 2019.

Atividade	Espécie Animal	
	Equino	Total (%)
Coleta de Embrião	1	1 (1,07)
Coleta de Sêmen	5	5 (5,35)
Cólica	3	3 (3,21)
Cultura Fúngica e Bacteriana	30	30 (32,21)
Exame Andrológico	5	5 (5,35)
Exame Ginecológico/Obstétrico	30	30 (32,21)
Extração de Dente de Lobo	3	3 (3,21)
Herniorrafia	4	4 (4,28)
Inseminação Artificial	1	1 (1,07)
Linfangite	1	1 (1,07)
Melanoma	1	1 (1,07)
Nascimento Prematuro	2	2 (2,12)
Neurectomia	1	1 (1,07)
Obstrução Nasolacrimonial	6	6 (6,42)
Obstrução de oviduto	1	1(1,07)
Orquiectomia	1	1 (1,07)
TCG	1	1 (1,07)
Tratamento de Feridas	11	11 (11,77)
Total	107	107 (100)

O Haras tem uma produção média anual de 60 potros, com linhagens destinadas para corrida e trabalho, esse resultado só pode ser alcançado graças ao efetivo programa de reprodução adotado no Haras, utilizando de várias biotecnias reprodutivas, dentre elas pode-se citar coleta de sêmen, inseminação artificial, congelamento de sêmen e transferência de embrião. No decorrer do estágio foi possível acompanhar atividades como: avaliação, acompanhamento e controle folicular de receptoras e doadoras por meio da palpação retal e exame ultrassonográfico, coleta e processamento de sêmen, inseminação artificial, coleta de embrião (Figura 3. A, B).



12 **Figura 3** – Acompanhamento de atividades reprodutivas. Palpação retal (A); Coleta de sêmen
13 (B). **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019

14 Na rotina clínica foi acompanhado o tratamento e evolução dos animais que apresentaram
15 alguma enfermidade durante o período do estágio. Na clínica cirúrgica foram acompanhadas
16 cirurgias de hérnia umbilicais de potros a campo, castração, remoção de dente de lobo e
17 neurectomia.



34 **Figura 4** – Acompanhamento de atividades clínicas. Tratamento de ferida com ozônio terapia (A);
35 Realização de bandagens (B). **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019

36

1 **CAPÍTULO II – EFEITO DA PROSTAGLANDINA E1 (MISOPROSTOL), NO** 2 **TRATAMENTO DE ÉGUA COM INFERTILIDADE IDIOPÁTICA.**

3 **1. INTRODUÇÃO**

4 Estima-se que o rebanho de equinos do Brasil esteja em torno de 4.218.896 cabeças e que
5 o Complexo do Agronegócio do Cavalo movimenta cerca de R\$ 16,15 bilhões, empregando
6 diretamente 607.329 pessoas. Considera-se que cada emprego direto proporciona quatro
7 indiretos, onde são gerados 2.429 milhões de empregos indiretos evidenciando dessa forma a
8 importância social dessa atividade (Brasil, 2016).

9 Diante disso, vem se buscando cada vez mais, uma maior efetividade e aprimoramento
10 de técnicas para melhoria da produtividade na criação de equinos, dentre elas pode-se citar
11 aquelas ligadas às biotecnias da reprodução (Brasil, 2016). As biotecnias na reprodução, visam
12 a maximização do uso de animais geneticamente superiores e a possibilidade do uso de
13 indivíduos com subfertilidade adquirida, impulsionando e aprimorando a criação e (Bertozzo
14 et al., 2013). Estas devem ser empregadas de acordo com as necessidades de produção e dos
15 objetivos do criador, bem como levando em consideração um retorno econômico favorável.

16 Diferente de outros animais domésticos, os equinos são mantidos em reprodução por um
17 período longo de vida, o que leva a utilização de éguas de idade avançada em programas de
18 reprodução, diminuindo sua eficiência (Blanchard et al., 2003) além de apresentar um custo
19 superior quando comparado com éguas jovens (Ezzo et al., 2011).

20 Dentre as biotécnicas que podem ser usadas nestes animais pode-se citar: inseminação
21 artificial (IA), transferência de embriões (TE), injeção intracitoplasmática de espermatozoide
22 (ICSI), entre outros. Dentre as biotecnias se destaca a TE, sendo o Brasil, responsável por
23 produzir cerca de 25.000 embriões por ano, valor que corresponde a cerca de 50% dos embriões
24 transferidos no mundo (Losinno e Urosevic, 2015).

25 A TE, assim como qualquer outra biotecnologia reprodutiva, apresenta algumas
26 limitações. As principais dizem respeito à eficiência do programa que é comprometida
27 principalmente por três fatores: dificuldade na indução de superovulação de éguas; elevado
28 percentual de doadoras idosas e éguas problemáticas e manipulação inadequada do sêmen. Estes
29 fatores associados ou isolados fazem com que a eficiência de programas de TE nesta espécie

1 sejam baixas, sendo necessários de 2 a 3 ciclos para se obter uma gestação (Alvarenga et al.,
2 2008).

3 Em éguas idosas e/ou pluríparas que costumam ter úteros extensos e pendulosos, que
4 dificultando a drenagem linfática (MacPherson, 2013). A reprodução de éguas de idade
5 avançada é um desafio tendo em vista que segundo Alvarenga e Losinno, (2006) a taxa de
6 recuperação embrionária em éguas jovens é de 81,5%, quando comparado com éguas idosas
7 esse resultado cai para 46,2%, dificultando assim a técnica de transferência de embriões. Outro
8 ponto a ser observado é a dificuldade de eliminação de fluidos uterinos por parte da doadora,
9 fato que de acordo com Troedsson et al. (1993) pode ser classificado como égua susceptível a
10 endometrite, apresentando uma atividade miometrial reduzida, falha na eliminação desses
11 fluidos, podendo evoluir para uma infecção uterina permanente e subfertilidade

12 Segundo (Liu et al., 1991) outra causa muito importante de subfertilidade em éguas velhas
13 é a obstrução de oviduto por massas e secreções glomerulares que ocupam o lúmen do oviduto
14 impossibilitando a descida do embrião.

15 Diante disto, objetivou-se com esse trabalho relatar a utilização de prostaglandina E1
16 (misoprostol) no tratamento de égua com infertilidade idiopática.

17

18 **2. REVISÃO DE LITERATURA**

19 **2.1 Anatomia do sistema reprodutor da égua**

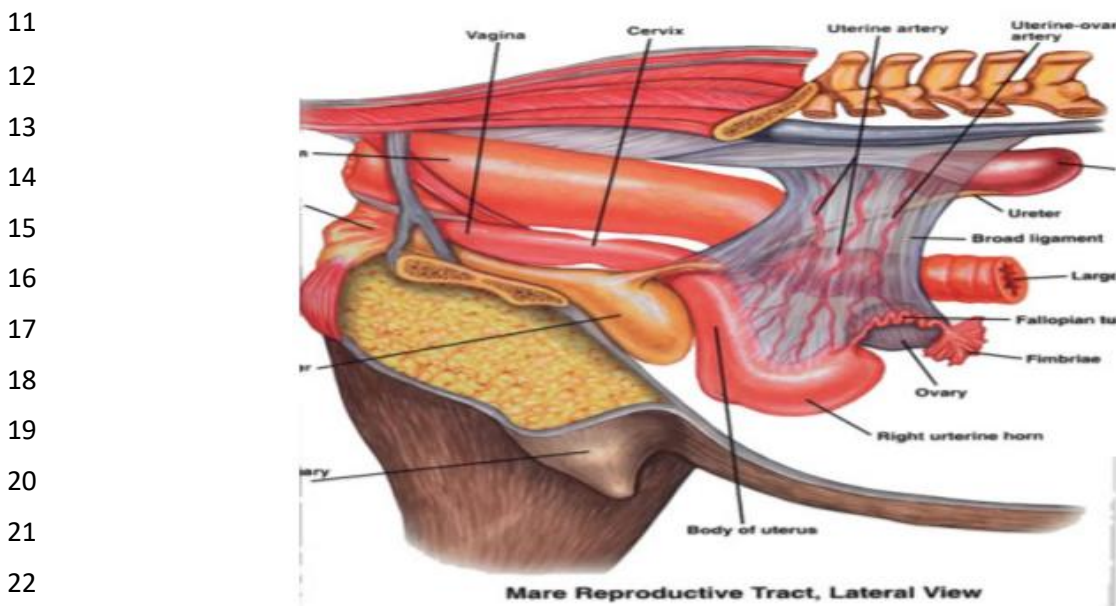
20 O conhecimento anatômico do sistema reprodutor da égua é de fundamental importância
21 para se obter manejo reprodutivo eficiente, diminuindo o número de tentativas e
22 consequentemente os custos. O aparelho reprodutivo da égua é composto fisiologicamente por
23 dois ovários, dois ovidutos, dois cornos uterinos, corpo do útero, cérvix, vagina e vulva. A
24 glândula mamária também é parte fundamental do sistema reprodutivo (**Figura 5**) (Tezza e
25 Dittrich, 2006).

26 Os ovidutos se estendem desde a extremidade dos cornos uterinos até à fossa da ovulação
27 medindo cerca de 30 cm, dividindo-se em ampola fimbria e istmo. Os cornos uterinos têm o
28 formato em “V” e se divergem acentuadamente a partir do ligamento largo do útero. O útero
29 tem em média 20 cm de tamanho em éguas não gestantes começando na cérvix (Kainer, 2011).
30 A vulva é a parte mais externa do sistema reprodutor, logo em seguida é localizada a vagina
31 que se estende da vulva até a entrada da cérvix, está por sua vez é uma estrutura muscular que

1 separa a vagina do útero, apresenta a primordial função de proteção, em seguida é localizado o
2 útero.

3 Preconiza-se que a vulva tenha uma posição vertical sem nenhum desvio e os lábios
4 vulvares devem coaptar-se completamente, não permitindo a entrada de ar ou fezes na vagina
5 (Ley, 2013).

6 Segundo Ginther (1992), os ovários têm uma posição anatômica variável, pois o
7 mesovário permite um elevado grau de movimento passivo. O ovário esquerdo situa-se
8 caudalmente ao ovário direito e mais perto do rim ipsilateral. O tamanho dos ovários varia entre
9 os 7 e 8 cm, dependendo da fase do ciclo reprodutivo e da atividade folicular. O ovário é maior
10 em éguas mais jovens e tende a ficar mais fibroso à medida que a égua envelhece.



23 **Figura 5** – Anatomia sistema reprodutor da égua. **Fonte:** (Tezza e Dittrich, 2006).

24 **2.2 Fisiologia reprodutiva na égua**

25 Os equinos são animais poliéstricos estacionais, apresentando um ciclo estral mais efetivo
26 em determinada época do ano, onde os dias são mais longos, apresentando uma maior
27 luminosidade. A puberdade da égua tem início entre o décimo e vigésimo quarto mês, com uma
28 média de dezoito meses de vida (Hafez, et al., 2004).

29 O hipotálamo é responsável por secretar GnRH (hormônio liberador de gonadotrofina),
30 que vai atuar na hipófise e provocar a liberação de FSH (hormônio folículo estimulante) e de
31 LH (hormônio luteinizante). O FSH vai estimular o desenvolvimento dos folículos ovarianos,
32 os quais, irão produzir estrogênio que é o hormônio responsável pela manifestação do estro
33 (Tezza e Dittrich, 2006). Os níveis de LH, por sua vez, ficam baixos durante o diestro, elevando-

1 se progressivamente durante o estro atingindo o pico no momento da ovulação (Futino, 2005).
2 O LH tem atuação também no corpo hemorrágico (formado no ovário após a ovulação do
3 folículo dominante), estimulando a produção de progesterona (P4) que é o principal hormônio
4 responsável pela manutenção da gestação (Tezza e Dittrich, 2006).

5 Segundo Hafez et al. (2004), o ciclo estral é o período que ocorre entre duas ovulações
6 variando de 19 e 25 dias podendo ser dividido em fase folicular, proestro e estro e fase luteal,
7 metaestro e diestro. O estro é o período em que a égua se torna receptiva ao garanhão, tendo
8 uma duração média que varia de 4 e 8 dias, sendo este período determinado pelo nível de
9 estrógeno circulante (Frandsen, 1979).

10 Neste período, a vulva fica edemaciada, os lábios vulvares ficam relaxados e se abrem
11 facilmente para exame. A vulva fica congesta, úmida e brilhante, coberta por uma fina camada
12 de muco translúcido. A égua assume a posição característica de micção. A cauda fica elevada,
13 apresenta micção em pequenas quantidades e o clitóris é exposto através de contrações, seu
14 trato genital está preparado para aceitar e transportar os espermatozoides, ocorrendo a ovulação,
15 em média, 24-48 horas antes do final do cio (Hafez, et al., 2004).

16 O metaestro é a fase pós-ovulatória, na qual ocorre a redução do estrógeno e um aumento
17 dos níveis de progesterona liberados pelo corpo lúteo (Frandsen, 1979). O diestro é o período
18 onde a fêmea não apresenta interesse pelo macho e o trato genital está apto a aceitar e manter a
19 gestação. O final do diestro é marcado pela regressão do corpo lúteo (luteólise) 14 a 15 dias
20 após a ovulação, caso não ocorra a fecundação, com início de novo estro em 1 a 2 dias (Moreira,
21 2011).

22 A gestação da égua varia entre 330 a 341 dias (Valente, et al., 2006) e é influenciada pelo
23 tamanho da égua, pelo genótipo fetal (Hafez, et al., 2004).

24 **2.3 Principais problemas que levam à infertilidade em éguas**

25 **2.3.1 Endometrite**

26 A endometrite é considerada uma das principais causas de subfertilidade e infertilidade
27 em éguas, podendo ser classificada em clínica e subclínica. É considerada um processo
28 inflamatório que acomete o útero podendo ser causada por processos não-venéreos, ou por
29 agentes bacterianos que se instalam por razão de sua transmissão via venérea (Thomassian,
30 2005).

1 As éguas podem ser divididas em dois grupos: as suscetíveis e as resistentes. As éguas
2 suscetíveis são aquelas que têm propensão para desenvolver endometrite persistente,
3 especialmente devido à dificuldade na eliminação de produtos da inflamação e detritos, após o
4 parto ou cobrição. As éguas resistentes são aquelas que não têm tendência para desenvolver
5 uma infecção uterina pois conseguem executar uma rápida e eficaz depuração do útero (LeBlanc
6 & Causey, 2009).

7 As endometrites podem ser classificadas de acordo com sua etiologia e fisiopatologia.
8 Classificam-se em: endometrite persistente pós-cobertura, endometrite infecciosa crônica,
9 endometrite crônica degenerativa (endometrose) e endometrite causada por bactérias
10 sexualmente transmissíveis. Onde as éguas podem apresentar mais de uma classificação, na
11 mesma estação de monta mudar de categoria (Watson., 2000).

12 Pode-se encontrar uma grande variedade de espécies bacterianas na égua com
13 endometrite, porém, as mais comuns são *Streptococcus equi* variedade *zoepidermicus*,
14 *Escherischia. coli*, *Pseudomonas*, *Klebsiella* e espécies de *Staphylococcus* (Silva, 1999). As
15 leveduras, especialmente *Candida sp*, pode se instalar no útero das éguas em virtude de
16 resistência reduzida ou como resultado de terapêutica prolongada com antibióticos (Dascanio,
17 2001).

18 O tratamento dos processos inflamatórios no útero das éguas poderá variar de acordo com
19 idade, natureza e extensão do processo, agente etiológico, e comprometimento degenerativo do
20 endométrio. Antes de estipular um tratamento deve-se realizar cultura e biópsia uterina para
21 avaliar seu comprometimento (Mattos et al., 2003).

22 **2.3.2 Endometrose**

23 A endometriose é caracterizada por alterações crônicas e degenerativas do endométrio,
24 fibrose periglandular, estase linfática e dilatação glandular podendo ser o resultado de
25 inflamações uterinas repetidas. Essa enfermidade vem sendo observada em éguas idosas que
26 não tem histórico de endometrites, sendo sugerido que a fibrose degenerativa do endométrio,
27 nesses casos pode ser o resultado do envelhecimento (Brito e Barth., 2003).

28 Segundo Hoffmann et al. (2008), em todos os tipos de endometrose, as células estromais
29 fibróticas provocam uma redução na expressão de receptores dos hormônios em comparação

1 com o estroma normal. A expressão dos receptores hormonais no epitélio glandular depende do
2 grau da fibrose.

3 **2.3.3 Tumor de células da granulosa**

4 O tumor de células da granulosa (TCG) é um tumor estromal. É de longe o tumor mais
5 comum do ovário. Os TCGs representam mais de 85% dos tumores do trato reprodutivo equino
6 (McCue et al., 2006.) Geralmente benigno, de crescimento lento e unilateral. Origina-se das
7 células esteriodogênicas do folículo, resultando em secreção anormal de inibina e testosterona.
8 Já descrito em éguas de 2 a 20 anos (Thomassian,2005).

9 Éguas acometidas apresentam alterações como ninfomania, androgenia e anestros
10 prolongados. A partir da observação dos sinais clínicos, o diagnóstico é realizado através da
11 ultrassonografia, dosagens hormonais e exame histopatológico. Deve-se realizar diagnóstico
12 diferencial de outras neoplasias ovarianas, além de causas não neoplásicas de hiperplasia
13 (Savage, 2001).

14 **2.3.4 Senescência ovariana**

15 Nos equinos é possível observar um decréscimo maior na recuperação de embriões em
16 éguas com idade superior a 15 anos (Marinone et al., 2017.) Isso ocorre devido a correlação
17 positiva entre idade da égua e taxa de perda embrionária, que provavelmente obedece à seguinte
18 progressão: 1) reduzida contractilidade e tônus uterino; 2) menor habilidade para expulsão de
19 material estranho e bactérias do útero; e 3) maior incidência de endometrites e endometroses
20 (Ginther, 1992).

21 Com relação à atividade cíclica, sua evolução ocorre da seguinte maneira, primeiro há um
22 aumento no número de folículos da puberdade até cinco anos, estabilização dos seis aos 15 anos
23 e entrando em declínio a partir daí, caminhando para a senescência (GINTHER, 1992).

24 O processo de senescência progride da seguinte forma: a) alongamento da fase folicular
25 e redução do número de folículos; b) ovulações ocasionais (período interovulatório maior que
26 80 dias); e c) persistência da inatividade ovariana, com folículos menores que 0,5 cm (Carnevale
27 e Ginther, 1994).

28 Ao realizar palpação e exame ultrassonográfico, ambos ovários estarão pequenos,
29 podendo apresentar desenvolvimento folicular limitado com um ou dois folículos pequenos

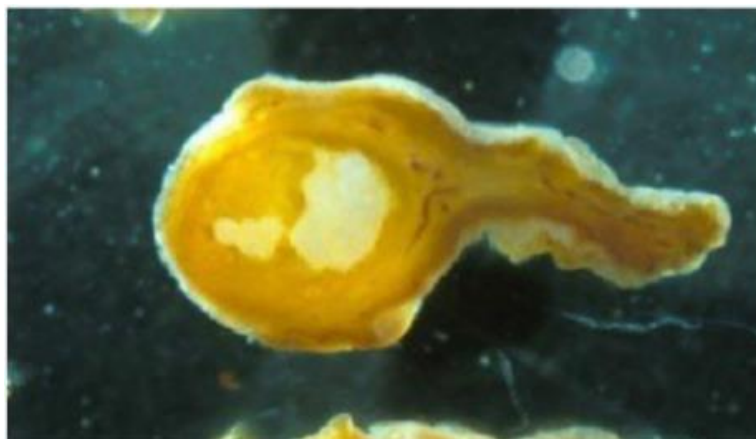
1 (<10mm) em cada ovário, ao realizar exames subsequentes nesse ovário será possível observar
2 a ausência de crescimento folicular (McCue e McKinnon, 2011.)

3 **2.3.5 Obstrução de oviduto**

4 O oviduto é o local onde ocorre a fecundação, esta estrutura é responsável pela seleção e
5 armazenamento de espermatozoides, é o local onde ocorre a junção do oócito recém ovulado e
6 do espermatozoide, além de ocorrer o desenvolvimento embrionário inicial (Hafez et al., 2004).

7 As obstruções do oviduto foram observadas pela primeira vez por Van Niekerk e Gerneke
8 (1966), que após alguns estudos relataram a presença de um número variável de massas
9 globulares ou em forma de espiral que se acumulam na região de junção ampular-istimal na
10 maioria das éguas (Oguri e Tsutsumi 1972; Onuma e Ohnami 1975; Flood et al. 1979; Tsutsumi
11 et al. 1979; Liu et al. 1991; Aguilar et al. 1997).

12 Existem várias teorias quanto a origem dessas massas dentre elas, são provindas da
13 conexão física de algumas massas com a parede ovidutal (Tsutsumi et al. 1979), presença de
14 fibras de colágeno como componente primário (Onuma e Ohnami 1975; Tsutsumi et al. 1979),
15 presença de fibroblastos saudáveis dispersos entre as fibrilas de colágeno presentes nas massas
16 (Aguilar et al. 1997). Outros pesquisadores levantaram a teoria de que as massas poderiam ser
17 de origem ovariana, formadas pelo fluido folicular rico em proteínas, que entraria em contato
18 com o oviduto via fímbria no momento da ovulação (Townson e Ginther 1989).



28 **Figura 6.** Corte transversal do oviduto com presença de massas gelatinosas ovidutais . **Fonte:** Sánchez
29 et al., 2018

30 Independente da causa o acúmulo excessivo dessas massas no oviduto na região ampulo-
31 istimal poderiam se tornar uma obstrução física, não para o espermatozoide que apresenta
32 menor tamanho, mas sim para o zigoto muito maior após a fertilização (Liu et al. 1991),

1 2.4 Diagnóstico

2 Algumas tentativas de diagnóstico *in vivo* foram realizadas a exemplo Ley (1998) usou
3 microesferas fluorescentes como marcadores que eram colocados laparoscopicamente no lúmen
4 do oviduto e posteriormente era realizado lavagem uterina na tentativa de recuperá-las,
5 anteriormente também foi utilizado grânulos de amido com a mesma intenção, no entanto todos
6 esses objetos eram menores que um embrião portanto não poderiam ser correlacionados com a
7 obstrução (Sánchez et al., 2018).

8 Por esses motivos o diagnóstico *in vivo* não é totalmente eficiente, de forma a não ser
9 usado na rotina clínica, a forma mais eficiente para o diagnóstico de obstrução é a necrópsia do
10 animal realizando a dissecação de oviduto e confirmando a presença das massas ovidutais (Liu,
11 2011)

12 2.5 Tratamento

13 Uma das formas de tratamento é a cirúrgica, sob anestesia geral e realizado uma incisão
14 na linha média, para que os cornos ovarianos sejam exteriorizados, após esse procedimento é
15 feita uma incisão na ponta de cada corno invertendo manualmente o tecido para se ter acesso a
16 junção útero tubárica (JTU). Uma agulha calibre 25 ponta romba foi inserida na (JUT) e os
17 ovidutos são lavados com pressão moderada de solução salina tamponada até que a solução
18 flua sem dificuldades (Zent et al., 1993).

19 Outra forma de tratamento foi desenvolvida por Inoue e Sekiguchi (2017), onde é
20 realizado a intubação do oviduto com endoscópio via vaginal guiada por um arame utilizado
21 para angiografia, realizando a lavagem do oviduto, como na **figura 7**.



30 **Figura 7.** Canulação do oviduto **Fonte:** Sánchez et al., 2018

1 Além disso também pode ser realizado a aplicação de Prostaglandina E2 (PGE2) (gel de
2 triacetina contendo 0,2 mg de PGE2) guiada via laparoscopia na superfície do oviduto (Allen
3 et al., 2006).

4 **2.5.1 Prostaglandinas**

5 As prostaglandinas podem ser encontradas em todos os tecidos animais, exercendo várias
6 funções. Quimicamente fazem parte do grupo chamado eicosanóides derivados do ácido
7 araquidônico. Elas participam de diversas ações metabólicas, processos fisiológicos e
8 patológicos, ovulação, função endócrina, entre outras (González e Silva, 2003). Estão
9 envolvidas em diversos mecanismos biológicos, como na luteólise, crescimento folicular,
10 ovulação, eclosão e implantação embrionária, no reconhecimento e manutenção da gestação,
11 no parto e fisiologia pós-parto (Hafez et al., 2004; Weems et al., 2006).

12 A prostaglandina endógena possui uma série de atividades, mas a atuação mais agregada
13 às prostaglandinas é a promoção de contrações ou relaxamento das células musculares lisas em
14 diversos órgãos (Fernandes e Figueiredo, 2007).

15 Alguns pesquisadores relataram que os prostanoídes são considerados mediadores da
16 ovulação e da maturação de oócitos. No caso das prostaglandinas E2 (PGE2) e F2 α (PGF2 α)
17 começam a aumentar seus níveis durante o início do processo de ovulação e atingem um pico
18 próximo ao momento da ovulação (Sirois, 1994; Liu et al., 1997; Duffy e Stouffer, 2001).

19 A prostaglandina E1 (PGE1) é uma das substâncias utilizadas para promover a
20 angiogênese terapêutica. É uma substância com alta atividade biológica, já em uso para o
21 tratamento da doença arterial oclusiva crônica como vasodilatador e inibidor da agregação
22 plaquetária, atuando também no relaxamento da musculatura lisa do estômago (Mehrabi et al.,
23 2001).

24 **2.5.2 Misoprostol**

25 O misoprostol é um princípio ativo farmacêutico desenvolvido para tratamento e
26 prevenção de úlceras gastroduodenais. Posteriormente, foi descoberta sua ação abortiva,
27 chamada ocitócita, ou seja, estimula o útero induzindo a contrações e o alargamento do colo
28 uterino. Ao longo do tempo, foi comprovado um uso estável, seguro, eficaz, barato e de fácil
29 administração na área obstétrica (Corrêa, 2012; Fuchs, 2010).

1 Este fármaco, um análogo metílico da PGE1, que após administração oral é rapidamente
2 absorvido e é metabolizado resultando em um ácido livre metabolicamente ativo. Deve-se
3 administrar de 3-4 vezes ao dia (Katzung, 2005). Possui meia vida de aproximadamente 0,3
4 horas e é metabolizado no fígado, que durante a primeira passagem resulta em ácido
5 misoprostol, um metabólito biologicamente ativo (Page, 2004).

6 Em humanos o misoprostol atinge o pico plasmático em 60-90 minutos. Liga-se em
7 cerca de 85% às proteínas plasmáticas. A meia-vida de eliminação é de 1,5 horas, sendo que
8 seu efeito pode durar até 3 horas e, posteriormente, é excretado aproximadamente 80% pela
9 urina e 15% pelas fezes (Fuchs., 2010.)

10 A administração do fármaco pode ocorrer de três formas, oral, vaginal e sublingual, no
11 caso de administração oral a absorção é rápida, tem sua absorção completa no trato
12 gastrointestinal, podendo ter seu aproveitamento prejudicado caso haja alimentos no lúmen,
13 reduzindo assim sua concentração plasmática e seus efeitos adversos (Fuchs, 2010).

14 Segundo Souza et al. (2010), em humanos a administração via vaginal é considerada
15 mais efetiva do que a via oral na indução de abortamento e de partos, podendo variar o grau de
16 absorção de acordo com características individuais de cada mulher, PH uterino ou da presença
17 de hemorragias. Esta via apresenta um curto tempo do pico de concentração, um maior pico de
18 concentração média e grande biodisponibilidade em relação às outras vias. O início de ação e o
19 pico de concentração são rapidamente atingidos, sendo alcançados em 30 minutos, devido a sua
20 absorção ocorrer pela mucosa sublingual, evitando a primeira passagem hepática (Souza et al.,
21 2010).

22 As indicações atuais do misoprostol em obstetrícia e ginecologia são bem estabelecidas:
23 aborto terapêutico; indução do parto/aborto com feto morto retido; indução do parto com feto
24 vivo e colo imaturo (Brasil, 2011).

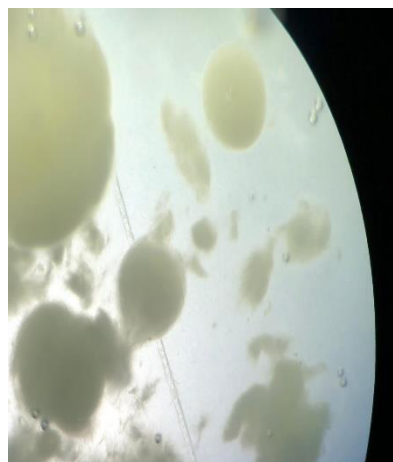
25 **3. RELATO DE CASO**

26 No dia 9 de Maio de 2019 a equipe técnica do Haras Monte Verde em Sairé-PE, realizou
27 avaliação clínico ginecológica em uma égua da Raça Quarto de Milha, 18 anos de idade,
28 pesando 500kg, com queixa de que redução da fertilidade, produzindo 2 embriões em 2017 e
29 evoluindo para uma infertilidade apesar de diferentes protocolos e/ou tratamentos com nenhum
30 embrião produzido em 2018.

1 Levantando o histórico do animal, foi relatado que durante a estação de monta de 2018
2 ao ser realizado exame uterino ultrassonográfico a égua apresentou imagem anecoica, sugestiva
3 de fluido intrauterino. No dia de coleta de embrião, o líquido recuperado apresentava coloração
4 amarelada de aspecto mucopurulento, característico de endometrite (Figura 8), ao depositar esse
5 líquido em uma placa de petri e avaliar em lupa, foi possível se suspeitar de presença de colônias
6 fúngicas (Figura 9). Diante deste achado foi realizado citologia uterina associada a cultura com
7 antibiograma, obtendo resultado positivo tanto para fungos como para bactérias. Após esse
8 resultado a égua foi submetida a tratamento com fluconazol oral por 10 dias na concentração
9 de 1g. Foi realizada lavagem uterina com solução de água oxigenada no volume de 40 ml de
10 Peróxido de Hidrogênio para 100ml de soro ringer com lactato, também foi feito lavagem com
11 solução de gentamicina na concentração 50ml a cada 400ml de ringer com lactato. Com o
12 término do tratamento a égua voltou a ser inseminada e no dia da coleta apresentou novamente
13 lavado mucopurulento sem recuperação de embrião.



14
15
16
17
18
19
20
21
22
23 **Figura 8.** Lavados mucopurulento e sanguinopurulento, coletados da doadora. **Fonte:** Arquivo pessoal,
24 2019



25
26
27
28
29
30
31
32
33
34 **Figura 9.** Placa de petri com presença de colônias fúngicas. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019.

1 Após 2 lavados sem sucesso, a presença de fungos foi novamente observada sendo assim
2 estipulado um novo tratamento à base de ácido acético na solução de 2% onde este foi infundido
3 no útero pela manhã e retirado a tarde. No dia seguinte a égua foi novamente lavada e desta vez
4 o lavado tinha aspecto sanguinopurulento sendo realizado um lavado com solução de água
5 oxigenada na concentração já usada anteriormente. Esses tratamentos não surtiram efeito e a
6 antibiótico terapia foi repetida algumas vezes mudando o princípio ativo, utilizando-se
7 Amicacina e Ceftiofur, não apresentando sucesso nas coletas posteriores.

8 Em 2019 no período pré-estação de monta a égua, durante exame ginecológico, ainda
9 apresentou sinais de endometrite. Foi realizada cultura uterina que resultou positiva para fungo.
10 Sendo implantado o tratamento com Griseofulvina durante 21 dias. No ciclo seguinte a égua
11 foi inseminada, realizada coleta de embrião 9 dias depois. O lavado encontrava-se limpo, sem
12 a presença de secreções mucopurulentas, entretanto sem presença de embriões.

13 A égua não apresentou sinais de endometrite, nas lavagens subsequentes, porém não foi
14 coletado embriões. Levando-se a ideia que o animal poderia apresentar outra patologia
15 associada que levaria a uma infertilidade idiopática. Foi então, levantada a hipótese de uma
16 possível obstrução de oviduto.

17 Foi estipulado assim um tratamento à base de PGE1 (Misoprostol) por via intrauterina.
18 A égua foi contida em brete, sendo realizada ultrassonografia para exame ginecológico. A
19 imagem ultrassonográfica demonstrou útero sem presença de fluido e com aparência
20 fisiológica, enquanto que em um dos ovários foi encontrado a presença de um corpo lúteo. Após
21 a realização do exame foi feita higienização de toda vulva e períneo com clorexidina a 2%,
22 imobilizando a cauda com atadura de crepom, para evitar contaminação na região.

23 Foram macerados separadamente dois comprimidos de Misoprostol na concentração de
24 200mcg por comprimido diluídos em 20ml de Ringer com lactato e colocados dentro de
25 seringas de 10ml estéreis (Figura 10).

26

27

28

29

30

31



Figura 10. Solução de misoprostol, diluição 1 comprimido para cada seringa de 20ml de soro ringer.
Fonte: Arquivo pessoal, 2019.

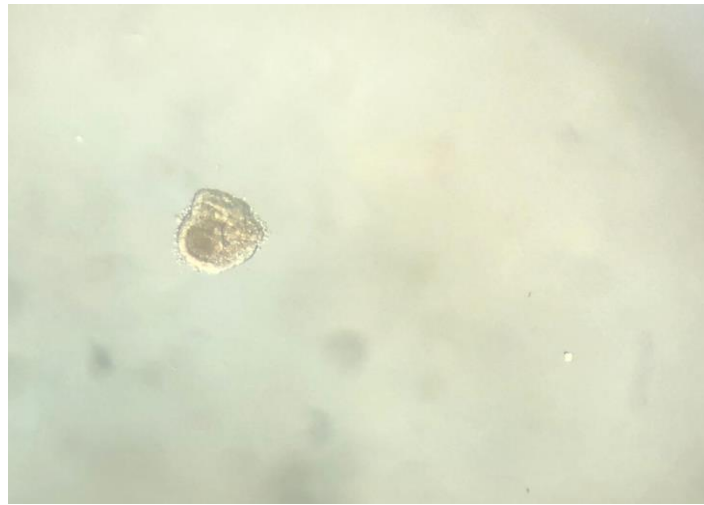
Em seguida foi introduzida pipeta flexível modelo Minitube® via intravaginal, direcionando em seguida a pipeta para cada corno uterino, sendo administrado 10 ml da solução de misoprostol em cada corno uterino o mais próximo possível da região da junção útero-tubárica (Figura 11). Visando a lise do corpo lúteo também foi administrada e 2ml PGF2 α via intramuscular.



Figura 11. Administração do fármaco intrauterino **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019.

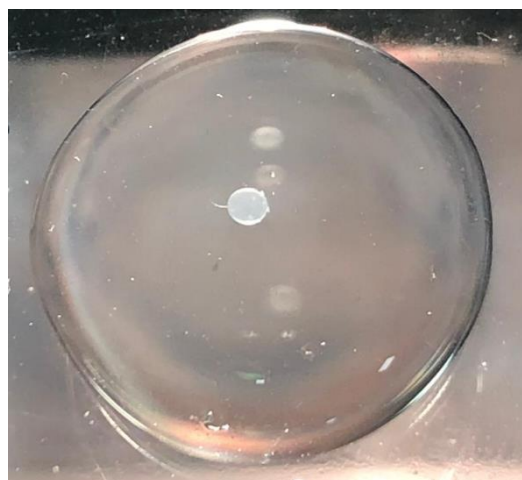
Após o tratamento, a égua teve seu ciclo estral acompanhado e 18 dias depois apresentava um folículo de 38mm com edema uterino grau III. Sendo assim induzida a ovulação

1 com 3ml de GnRH (Sincrorelín®). A égua foi inseminada aproximadamente 24h após a indução
2 com sêmen fresco apresentando vigor 3 e 70% de motilidade. A ovulação foi conferida no dia
3 seguinte. Nove dias depois foi realizada a lavagem uterina, com soro Ringer com Lactato
4 aquecido a 37 °C e coletado com auxílio de filtro para coleta de embriões. Foram realizados 4
5 lavados com volume de 1,5 litros por lavado, ao término da quarta lavagem o líquido do filtro
6 foi colocado na placa de Petri e avaliado na lupa, foi observada a presença de uma estrutura
7 sugestiva de um embrião degenerado, conforme mostrado na Figura 12.



8
9
10
11
12
13
14
15
16 **Figura 12.** Estrutura sugestiva de embrião degenerado recuperada após lavagem uterina. **Fonte:**
17 Arquivo pessoal, 2019.

18 Na lavagem seguinte, o lavado veio limpo, porém ainda sem a presença de embrião.
19 Na terceira lavagem, que foi feita cerca de 30 dias após o tratamento com Misoprostol foi
20 recuperado um embrião, conforme mostrado na figura 13.



21
22
23
24
25
26
27
28
29
30 **Figura 13.** embrião recuperado 3º ciclo pós tratamento. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019.
31
32

1 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

2 O animal relatado no caso, apresentava uma infertilidade idiopática, já que mesmo após
3 a regressão dos sinais da endometrite e citologia e culturas bacterianas e fúngicas negativas,
4 não conseguiu-se recuperar embriões nas lavagens uterinas. Foram levantadas algumas
5 hipóteses para esse fato, sendo a obstrução de oviduto a mais consistente. A obstrução de
6 oviduto ainda é de difícil diagnóstico, segundo Ley et al. (1998) a técnica da utilização de
7 grânulos de amido e corante de fenossulfonftaleína (PSP) como marcadores, não foi efetiva
8 possivelmente por que os grânulos que foram recuperados no útero das éguas tratadas
9 apresentavam (6-56 µm) de tamanho, que é bem menor (120-170 µm) que o tamanho de um
10 oócito não fertilizado. Outro resultado semelhante foi encontrado por Arnold (2013), que fez
11 um experimento similar, conseguindo correlacionar massas obstrucionais com a subfertilidade
12 das éguas sendo diagnosticada no exame post mortem de éguas submetidas ao tratamento.
13 Dessa forma, no caso o diagnóstico terapêutico foi implementado.

14 Segundo Allen et al. (2006) em casos de infertilidade idiopática, quando há suspeita de
15 bloqueio do oviduto, a administração de gel de triacetina contendo prostaglandina E2 sobre o
16 oviduto através de abordagem laparoscópica com a égua previamente sedada pode ser utilizada
17 como opção.

18 A capacidade do oviduto de diferenciar oócitos não fertilizados e embriões em
19 desenvolvimento baseia-se no fato de que somente embriões são capazes de secretar a
20 prostaglandina E2 (PGE2). De fato, quando um embrião atinge a fase de mórula compacta, por
21 volta do D5, começa a secretar quantidades consideráveis desse hormônio (Weber et al, 1991).
22 A passagem do embrião equino pelo istmo dura em média 35 horas, isso só ocorre devido a
23 liberação de PGE2 realizada pelo embrião que é responsável pelo relaxamento das fibras de
24 músculo liso na parede do oviduto, fazendo com que ocorra a abertura do esfíncter da ampola,
25 permitindo assim que o embrião possa passar e introduzir no útero. (Weber et al, 1995).

26 Segundo Allen et al. (2006), utilizando a administração de gel de triacetina contendo
27 prostaglandina E2, foi reportado uma taxa de sucesso em 14 de 15 éguas tratadas (entre 10 a 21
28 anos) que não se apresentavam com prenhez positiva durante o período de 1 a 4 anos e que
29 ficaram prenhes após o tratamento. Estes resultados são altamente promissores, entretanto
30 apresentam um alto custo envolvido com a utilização de aparelho laparoscópio associado a uma
31 bomba necessária para se inflar toda a cavidade.

1 Visando facilitar tais empecilhos, foi utilizado o Misoprostol, medicamento comercial,
2 um análogo metílico da PGE1, hipotetizando que este por similaridade ao PGE2 e ocupando os
3 mesmos receptores poderia causar um relaxamento das fibras da musculatura lisa da parede do
4 oviduto, fazendo com que possivelmente ocorresse a abertura do esfíncter da ampola,
5 desobstruindo assim o oviduto e possibilitando a descida de um embrião em virtude de uma
6 obstrução.

7 Com base nos achados pós lavado, foi possível observar que o uso uterino tópico do
8 misoprostol levou a um relaxamento da musculatura da tuba uterina podendo ser confirmado
9 com a presença da estrutura sugestiva de embrião degenerado na primeira lavagem após o
10 tratamento, e do embrião propriamente dito, na terceira lavagem após o tratamento.

11 Esta técnica mostrou ser de fácil empregabilidade, já que o animal não precisa ser
12 submetido a anestesia geral nem a procedimento cirúrgico descrito por Inoue (2017), podendo
13 pouco tempo após o procedimento voltar a sua rotina normal de pastejo sem maiores
14 complicações. Diferente do procedimento cirúrgico citado por Köllmann et al. (2011) ou Inoue
15 (2017) onde se tentou canular o oviduto das éguas a partir da junção útero tubárica ou através
16 da ampola na égua em estação. Nesse procedimento também foi relatada uma certa dificuldade
17 devido à estrutura da tuba uterina em forma de papila, além de sua posição na ponta do corno
18 uterino e ambos associados a uma estreita abertura.

19 **5. CONSIDERAÇÕES FINAIS**

20 O protocolo aqui apresentado mostrou-se de fácil aplicação sem a necessidade de
21 submeter o animal a nenhum tipo de estresse. Além disso não se submete o animal a nenhum
22 tipo de medicação anestésica e ou procedimento cirúrgico além de baixo custo. O animal após
23 o procedimento pode voltar a sua rotina normal sem maiores complicações.

24 Maiores estudos serão necessários contendo um maior número de animais para se
25 constatar a viabilidade dessa técnica na prática.

26 **REFERÊNCIAS**

27 Aguilar, J.J.; Woods, G.L.; Miragaya, M.H.; Olsen, L.M. Living fibroblast cells in the oviductal
28 masses of mares. **Equine veterinary Journal**, 29(25), 103-108,1997.

29 Allen, W.R.; Wilsher, S.; Morris, L.; Crowhurst, J.S.; Hillyer, M.H.; Neal, H.N. Laparoscopic
30 application of PGE2 to re-establish oviductal patency and fertility in infertile mares: a
31 preliminary study. **Equine veterinary Journal**. 38(5), 454-459. 2006.

32

- 1 Alvarenga, M.A.; Carmo, M.T.; F.C. Landim-Alvarenga. Superovulation in mare: limitations
2 and perspectives. **Pferdeheilkunde**, 24(1), 88-91, 2008.
- 3
- 4 Alvarenga, M.A.; Losinno, L. Fatores críticos em programas de transferência de embrião em
5 equinos no Brasil e Argentina. **Acta Scientiae Veterinariae**. 34, 39-49, 2006.
- 6
- 7 Bertozzo, B. R. et al. Vantagens e desafios das biotécnicas avançadas utilizadas na reprodução
8 equina assistida. **Boletim de Indústria Animal**,71(1), 84-93, 2014.
- 9
- 10 Blanchard, T.L.; **Manual of Equine Reproduction**. 3nd ed. St Luis: Mosby, 2003. 333p.
- 11
- 12 Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Revisão do Estudo do Complexo**
13 **do Agronegócio do Cavalo, 2016**. Disponível em<
14 [http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camarassetoriaistematicas/documentos/camaras-
16 setoriais/equideocultura/revisao-do-estudo-do-complexo-do-agronegocio-do-cavalo/](http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camarassetoriaistematicas/documentos/camaras-
15 setoriais/equideocultura/revisao-do-estudo-do-complexo-do-agronegocio-do-cavalo/) view>
17 Acesso em: 20 junho. 2019.
- 18 Brasil. **Aquisição do medicamento Misoprostol pelo Ministério da Saúde**. Nota técnica
19 38/2001. CONASS. Brasília, 2011.
- 20
- 21 Brito, L. F. C.; Barth, A. D. Endometritis in mares. **Large Animal Veterinary Rounds**.3(9),
22 279-283, 2003.
- 23
- 24 Carnevale, E. M.; Ginther, O.J. Defective oocytes as a cause of subfertility in old mares.
25 **Biological of Reproduction**, 52(1), 209-214, 1995.
- 26
- 27 Carnevale, E.M., Ginther, O.J. Reproductive function in old mares. In: AMERICAN
28 ASSOCIATION OF EQUINE PRACTITIONERS, ANNUAL CONVENTION, 37, 1991,
29 Vancouver. Proceedings.... Vancouver: American Association of Equine Practitioners, 1994.
30 p.15.
- 31
- 32 Corrêa, M. C. D. V.; Mastrella, M. **Aborto e misoprostol: usos médicos, práticas de saúde**
33 **e controvérsia científica**. Ciência e Saúde Coletiva, Rio de Janeiro RJ, 17(7): 1777-1748, 2012.
34 Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-81232012](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-81232012000700016&script=sci_arttext)
35 [000700016&script=sci_arttext](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-81232012000700016&script=sci_arttext)>. Acessado em: 27/06/2019.
- 36
- 37 Dascanio, J.J.; Schweizer, C.; Ley, W.B. Equine fungal endometritis. **Equine Veterinary**
38 **Education**. 13(6), 324-329, 2001.
- 39
- 40 Duffy, D.M.; Stouffer, R.L. The ovulatory gonadotrophin surge stimulates cyclooxygenase
41 expression and prostaglandin production by the monkey follicle. **Molecular Human**
42 **Reproduction**, 7(8), 731-739, 2001.
- 43
- 44 Ezzo, O.H.; Farghaly, A.A.; El-Maaty, A.M.A.; Mahmoud, K.G.M. Hormonal and Cytogenetic
45 Investigations in Mares with Early Embryonic Death. **Global Veterinaria**. 7(3), 211-218,
46 2011.
- 47
- 48 Fernandes, A.C.F.; Figueiredo, A.C.S. Avanços na utilização de prostaglandinas na reprodução
49 de bovinos. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, 31(3), 406-414, 2007.
- 50

- 1 Flood, P.F.; Jong, A.; Betteridge, K.J. The location of eggs retained in the oviducts of mares.
2 **Journal Reproduction Fertility**. 57(2), 291-294,1979.
3
- 4 Frandson, R. D. **Anatomia e fisiologia dos animais domésticos**. 2. ed. Rio de Janeiro, RJ,
5 Guanabara Koogan, p. 301-304, 1979.
6
- 7 Fuchs, F. D.; Wannmacher, L. **Farmacologia clínica: fundamentos da terapêutica racional**.
8 4ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010. 1284p.
9
- 10 Ginther, O.J. **Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects**. 2nd ed. 1992.
11 642p.
12
- 13 González, F.H.D.; Silva, S.C. Bioquímica clínica de lipídios - as prostaglandinas. In: Autor.
14 **Introdução à bioquímica clínica veterinária**. Porto Alegre: UFRGS. 3rd ed. 2003. p.76-77.
15
- 16 Hafez, B.; Hafez, E. S. E. **Reprodução animal**. 7nd. ed. Barueri-SP: Manole, 2004.5013p.
17
- 18 Hoffmann, C.; Ellenberger, C.; Mattos, R.C.; Aupperle, H.; Dhein, S.; Stief, B.; Schoon, H. The
19 equine endometrosis: New insights into the pathogenesis. **Animal Reproduction Science**.
20 111(2-4) 261-278 ,2008.
21
- 22 Inoue, Y.; Sekiguchi, M.; Clinical application of hysteroscopic hydrotubation for unexplained
23 infertility in the mare. **Equine Veterinary Journal**, 50(4) 470-473, 2017.
24
- 25 Kainer, R.A.; **Internal Reproductive Anatomy**. In A. McKinnon et al., eds. Equine
26 Reproduction. Blackwell Publishing Ltd., 2011. p. 1582–1597.
27
- 28 Katzung, B. G. **Farmacologia: Básica & Clínica**. 9º Ed. Rio de Janeiro, Editora Guanabara
29 Koogan, 2005.
30
- 31 LeBlanc, M. M., Causey, R. Clinical and subclinical endometritis in the mare: Both threats to
32 fertility. *Reproduction in Domestic Animals*, 44 (1) 10–22. 2009.
33
- 34 Ley, W.B.; Brown, J.M.; Purswell, B.J.; Dascanio, J.J.; Arker, N.A.; Baily, T.L.;
35 DiGrassie, W.A. Modified technique to evaluate uterine tubal function in the mare. **American**
36 **Association Equine Practitionrs**. 44, 56-59.1998.
37
- 38 Ley, W. B. **Reprodução em Éguas para Veterinários de Equinos**. – São Paulo, Roca. pp.
39 2013, p48- 160.
40
- 41 Liu, I.K.M.; Lantz, K.C.; Schlafke, M.A.; Bowers, J.M.; Enders, A.C.; Clinical observations of
42 oviductal masses in the mare. **American Association Equine Practitionrs**. 41-45. 1991.
43
- 44 Liu, J.; Carrière, P.D.; Doré, M.; Sirois, J. Prostaglandin G/H synthase-2 is expressed in bovine
45 preovulatory follicles after the endogenous surge of luteinizing hormone. **Biology of**
46 **Reproduction**, 57(6), 1524-1531, 1997.
47
- 48 Losinno, L.; Urosevic, I.M. Equine embryo transfer. Technical and practical considerations for
49 application on horse production programs. Proceedings...19th **International Congress on**
50 **Biotechnology in Animal Reproduction (ICBAR)**. Novi Sad, Serbia, p.23-30, 2015.

- 1
2 Macpherson, M.L. What to do with the problem mare: new approaches for diagnosis and
3 management. In: Proceedings of the 15th Annual Resort Symposium of the American
4 Association of Equine Practitioners, 2013 Jan 27-29, Oranjestad, Aruba. Netherlands Antilles:
5 AAEP, 2013.
6
- 7 Malschitzky, E.; Jobin, M.I.M.; Gregory, R.M.; Mattos, R.C. Endometrite em égua, novos
8 conceitos. **Revista Brasileira Reprodução Animal**. 31(1), 17-26, 2007.
9
- 10 Marinone, A.I.; Mucci, N.; Kaiser, G.; Losinno, L.; Armendano, J.; Rodriguez, E.M.; Mutto,
11 A.; Redolatti, C.; Cantatore, S.; Herrera, M.F.; Herrera, J.M.; Fumuso, E. Reproductive
12 Characteristics in Old and Young Subfertile Mares: Are They Really Different?. **Journal Of**
13 **Equine Veterinary Science**, 55, p.90-96, ago. 2017.
14
- 15 Mattos, R.C.; Malschitzky, E.; Jobim, M.I.M. Endometrite na égua. **Revista Brasileira de**
16 **Reprodução Animal**, Belo Horizonte, 27(2), 150-157, 2003.
17
- 18 McCue, P.M.; McKinnon, A.O. **Ovarian Abnormalities**. In: McKinnon AO et al. Equine
19 Reproduction. 2nd ed. Oxford: Wiley Blackwell. 2011; 2803-2819.
20
- 21 Mccue, P. M.; Roser, J. F.; Munro, C. J.; Liu, I. K. M.; Lasley, B. L. Granulosa Cell Tumors of
22 the Equine Ovary. **Veterinary Clinics of Equine Practice**, 22(3), 799-817, 2006.
23
- 24 Mehrabi M.R, Ekmekcioglu C, Stanek B. Angiogenesis stimulation in explanted hearts from
25 patients pré-treated with intravenous prostaglandin E (1). **J Heart Lung Transplant**, 20(1),
26 465-73, 2001.
27
- 28 Moreira, J. F. E. **Avaliação histopatológica e imuno histoquímica de células inflamatórias**
29 **no endométrio de éguas sadias e repetidoras de cio em programas de transferência de**
30 **embriões**. (Tese) - Programa de pós-graduação em Medicina Veterinária, Universidade Federal
31 Fluminense, 2011.
32
- 33 Oguri, N.; Tsutsumi, Y. Studies on lodging of the equine unfertilized ova in fallopian tubes.
34 **Research Bulletins of the Livestock Hokkaido University**.6, 32-43, 1972.
35
- 36 Onuma, H.Ohnam, Y. Retention of tubal eggs in mares. **Journal Reproductive Fertility**.23
37 507-511.1975.
38
- 39 Ortis, H.A.; Foss, R.R.; McCue. M.P.; Bradecamp, E.A.; Ferris, E.A.; Hendrickson, D.A.
40 Laparoscopic Application of PGE2 to the Uterine Tube Surface Enhances Fertility in Selected
41 Subfertile Mares. **Journal of Equine Veterinary Science**, 33(11), 896-900, 2013.
42
- 43 Page,C.; Curtis, M.; Sutter, M.; Walker, M.; Hoffman, B. **Farmacologia Integrada**. 2nd ed.
44 Barueri, SP: Manole, 2004. 670p.
45
- 46 Savage, J. Catherine, **Segredos em medicina equina**. 1nd. ed. Artmed, 2001.414p.
47
- 48 Sánchez, J.J.V.; Velázquez, A.T.; Pérez, C.M.; Atilano, I.R. Infertilidad asociada a bloqueos
49 oviductales y su tratamiento. **Remevet Equinos**. 37(8), 4 – 7, 2018.
50

1 Silva, N. et al. Isolamento e teste de susceptibilidade a antimicrobianos de bactérias em
2 infecções uterinas de éguas. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e**
3 **Zootecnia**,51(3),213-216p,1999.

4 Sirois, J. Induction of prostaglandin endoperoxide synthase-2 by human chorionic gonadotropin
5 in bovine preovulatory follicles in vivo. **Endocrinology**,135(3), 841-848,1994.

6
7 Souza, A.S.R.; Scavuzzi, A.; Rodrigues, D.C.; Oliveira, R. D.; Feitosa, F.E.L.; Amorim,
8 M.M.R. Solução oral escalonada de misoprostol para indução do parto: estudo piloto. **Revista**
9 **Brasileira de Ginecologia e Obstetrícia**, 32(5), 208-213, 2010.

10
11 Tezza, L.; Dittrich, J. Reprodução em Equinos. 2006. 1–13p.

12
13 Thomassian, A. **Enfermidade dos cavalos**. 4. ed. Varela, São Paulo–SP, 2005. 258-259p.

14
15 Townson, D.H.; Ginther, O.J. Ultrasonic characterization of follicular evacuation during
16 ovulation and fate of the discharged follicular fluid in mares. **Animal reproduction Science**.
17 20, 143-153. 1989.

18
19 Tsutsumi, Y., Suzuki, H., Takeda, T. and Terami, Y. Evidence of the origin of the gelatinous
20 masses in the oviducts of mares. **Journal Reproduction Fertility**. 57, 287-290. 1979.

21
22 Valente, M.; Unanian, M. M.; Villarroel, A. B. S.; GOMES, F. F. F. Duração da gestação e do
23 parto em éguas Puro Sangue Árabe. **Arquivo brasileiro de Medicina Veterinária e**
24 **Zootecnia**, v. 58, n. 4, p. 668-671, 2006.

25
26 Watson, E. D. Post-breeding endometrite in the mare. **Animal reproduction Science**, v. 60-
27 61, p. 221-232, 2000.

28
29 Weber, J.; Woods, G.; Lichtenwalner, A. Relaxatory effect of prostaglandina E2 on circular
30 smooth muscle isolated from the equine oviductal isthmus. **Biology of Reproduction**.52(1),
31 125-30, 1995.

32
33 Weber, J.A.; Freeman, D.A.; Vanderwall, D.K.; Woods, G.L. Prostaglandin E2 hastens
34 oviductal transport of equine embryos. **Biology of Reproduction**.45(4), 544-546. 1991.

35
36 Weems, C.W.; Weems, Y.S.; Randel, R.D. Prostaglandins and reproduction in female farm
37 animals.**The Veterinary Journal**. 171(2), 206-228, 2006.

38
39 Zent, W.W.; Liu, I.K.M.; Spirito, M.A. Oviduct flushing as a treatment for infertility in the
40 mare. **Equine veterinary Journal**.,25(15), 47-48. 1993.

41
42 Köllmann, M.; Rötting, A.; Heberling, A.; Sieme, H. Laparoscopic techniques for investigating
43 the equine oviduct. **Equine Veterinary Journal**. 43(1), 106-111. 2011.

44
45
46