

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO PAMPA
CAMPUS URUGUAIANA**

RAFAEL DA SILVA WILLERS

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

Área de concentração: Reprodução de equinos

**Uruguaiana
2023**

RAFAEL DA SILVA WILLERS

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

Relatório do Estágio Curricular
Supervisionado em Medicina Veterinária
da Universidade Federal do Pampa,
apresentado como requisito parcial para
obtenção do Título de Bacharel em
Medicina Veterinária.

Orientador: Prof. Dr. Marcos da Silva Azevedo

**Uruguiana
2023**

RAFAEL DA SILVA WILLERS

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

Relatório do Estágio Curricular
Supervisionado em Medicina Veterinária
da Universidade Federal do Pampa,
apresentado como requisito parcial para
obtenção do Título de Bacharel em
Medicina Veterinária.

Relatório defendido e aprovado em: 30 de janeiro de 2023.

Banca examinadora:

Prof. Dr. Marcos da Silva Azevedo
Orientador
UNIPAMPA

Prof. Dr. Fabricio Desconsi Mozzaquatro
UNIPAMPA

Med. Veterinário. Mestre. Natan da Cruz de Carvalho

Dedico este trabalho a toda minha família,
em especial a minha mãe Regina Willers e
meu pai Gilmar Willers.

AGRADECIMENTO

Agradeço a Deus por toda saúde que me deu ao longo dessa caminhada e por fazer esse sonho se tornar realidade.

Agradeço aos meus pais Gilmar e Regina e meus irmãos Alex e Elidiane pelo apoio e força que me deram em todos os momentos.

Agradeço aos meus avós Roque e Veleda que sempre me incentivaram e aconselharam durante esse período.

Agradeço a minha namorada Camila por todo companheirismo, ensinamentos e noites de estudo.

Agradeço aos professores, funcionários e colegas do HUVET e do BIOTECH, locais onde realizei estágios durante o período da graduação.

Agradeço aos amigos e colegas Bruno Belmonte e Pietra Hubner por todo companheirismo nos estágios extra curriculares.

Agradeço aos meus amigos e colegas do grupo “o 6 vem” por todos os momentos compartilhados.

Agradeço a toda equipe de colaboradores da Estância Sarandi, em especial ao senhor Eder de Lima, capataz da estância por todos os ensinamentos transmitidos.

Agradeço ao meu grande amigo Sacha Oliveira por todos os momentos e ensinamentos compartilhados.

Agradeço aos proprietários da Reconquista Agropecuária e Estância Sarandi pela oportunidade ofertada.

Meu agradecimento final é para duas pessoas especiais, para meu orientador Prof. Marcos e para meu supervisor de estágio MV. Renato ambos estiveram comigo desde o início do curso, me passaram ensinamentos sobre a Medicina Veterinária, mas também sobre a vida, agradeço a eles por todos os conselhos, oportunidades e apoio que me deram.

“Podemos julgar o coração de um homem pela forma que ele trata os animais”.

Immanuel Kant.

RESUMO

Este relatório descreve as atividades desenvolvidas e praticadas durante a realização do Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária (ECSMV) realizado na área de reprodução de equinos e sob supervisão do Médico Veterinário Renato Duarte Icart, o qual foi realizado de 12 de setembro de 2022 a 02 de dezembro de 2022, totalizando 450 horas. O estágio foi realizado na Reconquista Agropecuária, nas propriedades Estância Sarandi no município de Uruguaiana, Rio Grande do Sul e Estância Reconquista no município de Alegrete, Rio Grande do Sul. As atividades acompanhadas foram: exame ginecológico da égua com ênfase no desenvolvimento da onda folicular, coleta de sêmen do garanhão, inseminação artificial, transferência de embriões e diagnóstico de gestação. Além de descrever as atividades realizadas durante o período de estágio, este relatório mostra uma breve revisão bibliográfica e discussão das principais atividades acompanhadas e realizadas.

Palavras-Chave: Reprodução, Equinos, Inseminação, Embriões.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Tronco de contenção utilizado para a realização dos exames	15
Figura 2 – Imagem ultrassonográfica do útero visualização do edema uterino grau 3.....	16
Figura 3 – Imagem ultrassonográfica do ovário, visualização e mensuração do folículo dominante, com 38mm de tamanho.....	16
Figura 4 – Caderno com as anotações dos exames exames ultrassonográficos realizados durante o ECSMV.....	17
Figura 5 – Manequim utilizado para as coletas de sêmen.....	18
Figura 6 – Modelo da vagina artificial utilizada para coleta de sêmen	18
Figura 7 – Realização da inseminação artificial com sêmen a fresco.....	21
Figura 8 – Pinça de Albrechtsen e espéculo vaginal utilizados para a transferência de embriões	23
Figura 9 – Sonda de silicone esterilizada mergulhada no glutaraldeído	23
Figura 10 – Lavagem uterina	24
Figura 11 – Ringer lactato aquecido a 38 graus utilizado na lavagem uterina	25
Figura 12 – Procura do embrião no copo coletor	25
Figura 13 – Lavagem do embrião em meio holding	26
Figura 14 – Inovulador montado sobre a mesa térmica	26
Figura 15 – Higienização da região perineal previamente a inseminação artificial	29
Figura 16 – Esquemática da coleta do embrião	32
Figura 17 – Equipamento de manipulação do embrião montado	33
Figura 18 – Esquemática demonstrando a posição do embrião quando envasado na palheta	34
Figura 19 – Esquemática da passagem da cérvix com o inovulador	35
Figura 20 – Imagem A: abertura da vagina com o espéculo de Polanski e pinçamento da região externa do colo uterino com a pinça de Albrechts. Imagem B: tração caudal do cérvix para redução das tortuosidades e passagem da pipeta para inovulação	35

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Atividades realizadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária (ECSMV) nas propriedades Estância Sarandi e Estância Reconquista, no município de Uruguaiana-RS e Alegrete-RS respectivamente, no período de 12 de setembro a 02 de dezembro de 2022	14
Tabela 2 – Procedimentos de transferência de embriões realizados em 7 doadoras.....	27

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ECSMV - Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística.

MAPA - Ministério da Agricultura e Pecuária.

FICCC - Federação Internacional de Criadores de Cavalos Crioulos.

ABCCC - Associação Brasileira de Criadores de Cavalos Crioulos.

TE - Transferência de Embriões.

FSH – Hormônio Folículo Estimulante.

LH – Hormônio Luteinizante.

FIRO – Firocoxib.

hCG - Gonadotrofina Coriônica Humana.

PGE2 - Prostaglandina E2.

IA - Inseminação Artificial.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	13
2.1 Descrição do local de estágio.....	13
2.2 Atividades desenvolvidas e/ou acompanhadas durante o ECSMV	14
2.2.1 Palpação transretal, ultrassonografia e controle folicular	17
2.2.2 Coleta do sêmen do garanhão	13
2.2.3 Inseminação artificial em equinos	20
2.2.4 Transferência de embriões.....	21
2.2.4.1 Manejo de éguas doadoras	21
2.2.4.2 Sincronização doadora e receptora	22
2.2.4.3 Inovulação de embriões	22
2.2.5 Diagnóstico e gestação	27
3 DISCUSSÃO	28
3.1 Inseminação artificial em equinos	28
3.2 Transferência de embriões	31
4 CONSIDERAÇÕES FINAIS	37
REFERÊNCIAS	38
ANEXOS	43

1 INTRODUÇÃO

A criação de equinos tem expressado desenvolvimento significativo desde o ano de 2017, de acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) em 2021 o rebanho de equinos (cabeças) ultrapassou a marca de 5.777.000 animais. Hoje em dia, além de serem animais ligados diretamente ao agronegócio, a procura por cavalos como hobby e lazer tem aumentado significativamente.

O setor da equinocultura reflete grande papel também na economia do país, gerando mais de 16 bilhões de reais anualmente, e é responsável por empregar mais de 610 mil pessoas diretamente e 2,5 milhões indiretamente, de acordo com o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA, 2016).

Com isso, o médico veterinário desenvolve importante papel, já que, a eficiência reprodutiva se torna fundamental para atingir níveis superiores nas diferentes categorias, como criação, esporte e lazer.

Este relatório enuncia as atividades desenvolvidas e praticadas durante o período de Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária (ECSMV), realizado do dia 12 de setembro de 2022 até o dia 02 de dezembro de 2022, totalizando 450 horas, sob orientação do Prof. Dr. Marcos da Silva Azevedo e supervisão do MV. Renato Duarte Icart.

O Médico Veterinário Renato Duarte Icart é o responsável pela reprodução, clínica e criação de equinos e bovinos de duas propriedades da Reconquista Agropecuária, atuando também, quando necessário, como gestor. Realizou a graduação em Medicina Veterinária na Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul e residência em Clínica e Cirurgia de equinos no Jockey Club Brasileiro.

A área de Reprodução Equina foi escolhida para realização do ECSMV pela maior afinidade e também pelas oportunidades recebidas na área, tendo como objetivo maior aperfeiçoar os conhecimentos teóricos, executando-os na prática.

2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

2.1 Descrição do local de estágio

O local escolhido para a realização do estágio curricular supervisionado em medicina veterinária foi a Reconquista Agropecuária. A Reconquista Agropecuária é formada por seis propriedades, sendo três no município de Alegrete e três no município de Uruguaiana. A Estância Sarandi, localizada no município de Uruguaiana – RS foi o local onde foram realizadas e desenvolvidas a maior parte das atividades durante o período de estágio, já na Estância Reconquista, localizada no município de Alegrete.

A Estância Sarandi tem como atividades: criação de equinos da raça crioula, criação de bovinos das raças angus e brangus e lavoura de arroz. A propriedade possui aproximadamente 800 hectares e conta com benfeitorias, como sede dos proprietários, casa do capataz, alojamento dos funcionários, 18 baias divididas em dois galpões, 14 piquetes, redondel, galpão de máquinas, mangueira para manejo de bovinos e mangueira para manejo de equinos. Na propriedade, atualmente, estão alojados 10 garanhões e 160 éguas as quais foram manejados durante a temporada reprodutiva, a qual teve início no mês de setembro e se estendeu até o mês de janeiro. O rebanho total de equinos da propriedade ultrapassa as 500 cabeças, já que na estância são alojados também animais de ano e sobreano, potros e potras em período de doma, animais de serviço e animais em preparo para provas morfológicas.

A mangueira utilizada para o manejo dos equinos conta ainda com um tronco específico para a espécie, uma manequir para coleta de sêmen e um laboratório equipado com microscópio, lupa, mesa térmica, jarra elétrica aquecedora, vagina artificial para coleta de sêmen, geladeira para congelamento de sêmen, materiais para transferência de embrião e prateleiras para armazenagem de medicamentos.

A Estância Reconquista é composta por 3600 hectares e como atividades exerce criação de bovinos da raça angus e brangus, criação de equinos pôneis e da raça crioula, lavoura de soja, trigo e aveia. A propriedade conta com sede dos proprietários, alojamento comunitário para funcionários, casas individuais para funcionários, cabanha de bovinos com piquetes individuais, mangueira para bovinos e equinos, com laboratório, galpão para máquinas e dois galpões com baias para equinos, além de redondel e pista para treinamento de equinos, por ano são produzidos cerca de 160 potros.

Na tabela 1, estão dispostas as atividades desenvolvidas e/ou acompanhadas durante o ECSMV nas duas propriedades referentes ao local de estágio.

Tabela 1 – Atividades realizadas durante o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária (ECSMV) nas propriedades Estância Sarandi e Estância Reconquista, no município de Uruguaiana-RS e Alegrete-RS respectivamente, no período de 12 de setembro a 02 de dezembro de 2022.

Atividades realizadas	Casos	Percentual
Exame ultrassonográfico	900	70,2%
Coleta de sêmen	150	11,7%
Inseminação artificial	120	9,3%
Diagnóstico de gestação	98	7,6%
Orquiectomias	13	1,0%
Total	1281	100,0%

Fonte: O autor (2022).

2.2 Atividades desenvolvidas e/ou acompanhadas durante o ECSMV

2.2.1 Palpação transretal, ultrassonografia e controle folicular

Dentre os exames realizados pelo Médico Veterinário na área de reprodução equina a palpação transretal e a ultrassonografia são os exames que permitem o profissional avaliar as estruturas reprodutivas e apontar a fase do ciclo estral que o animal se encontra, permitindo assim que a cobertura ou inseminação seja realizada no momento mais correto, com isso gerando melhores resultados.

Na região onde nos encontramos, as estações de outono inverno são consideradas um período anovulatório, caracterizado por baixa atividade reprodutiva, já as estações de primavera e verão são os períodos de alta atividade reprodutiva e considerados como período ovulatório. As éguas são poliéstricas estacionais sendo assim, a ciclicidade reprodutiva é decorrente do aumento da incidência de luz sobre o sistema nervoso central (SNC), em média a duração do ciclo estral varia de 19 a 22 dias, sendo de 14 a 15 dias a fase luteal e de 5 a 7 a fase folicular.

Os exames para acompanhamento folicular eram realizados pelo médico veterinário três vezes durante a semana, sendo preferencialmente realizados durante

a manhã, gerando com isso um menor estresse térmico para os animais. Assim as éguas eram manejadas todas as segundas, quartas e sextas-feiras, divididas em lotes de éguas com cria e éguas solteiras e cada égua era examinada individualmente no tronco de contenção (Figura 1).

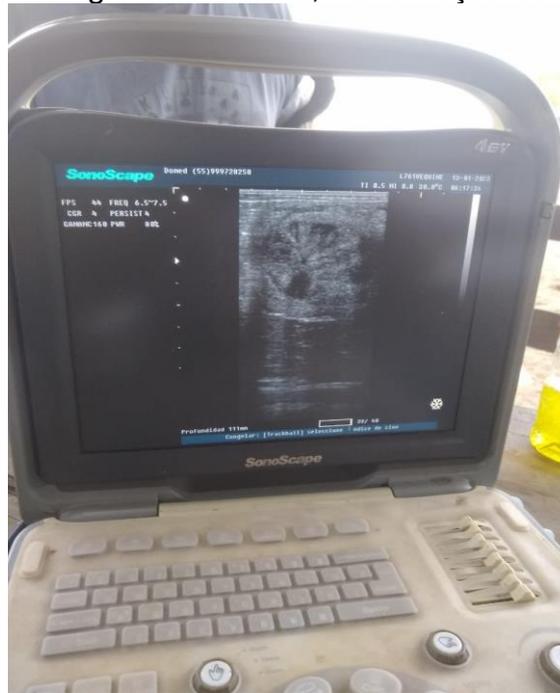
Figura 1 – Tronco de contenção utilizado para a realização dos exames.



Fonte: o autor (2022).

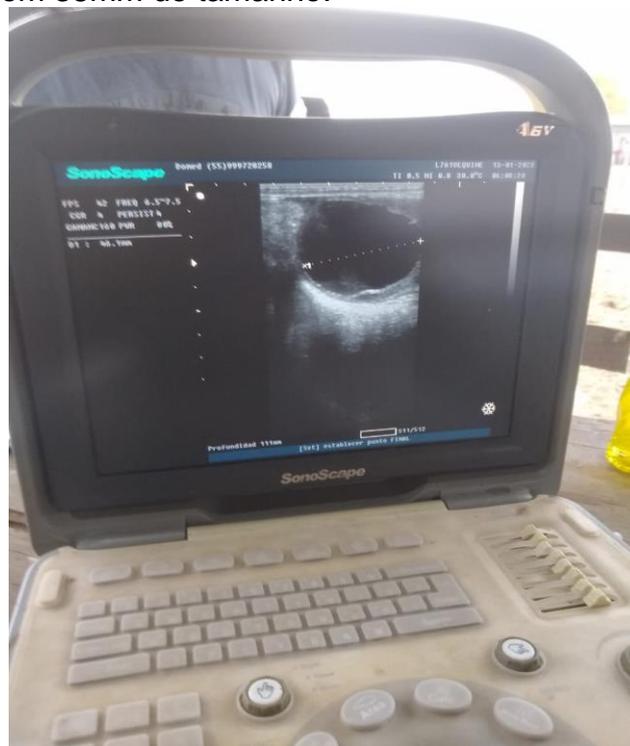
O exame consistia em palpação transretal e ultrassonografia, através dos quais eram identificados e examinados os ovários, quanto a presença de folículos ou corpo lúteo, e o útero, quanto a presença de edema (Figura 2). As éguas que apresentavam folículos com tamanho igual ou superior a 35mm (Figura 3) e edema uterino grau três, também flutuação 3 eram separadas para posteriormente serem inseminadas. No momento da inseminação estas éguas recebiam a aplicação de um indutor da ovulação, através de 1mg via intramuscular de Deslorelina (Sincrorrelina®), éguas com folículos maiores ou iguais a 40mm, edema uterino grau três e flutuação 3 também eram separadas para posteriormente serem inseminadas, porém essas não recebiam o indutor.

Figura 2 – Imagem ultrassonográfica do útero, visualização do edema uterino grau 3.



Fonte: o autor (2022).

Figura 3 – Imagem ultrassonográfica do ovário, visualização e mensuração do folículo dominante, com 38mm de tamanho.

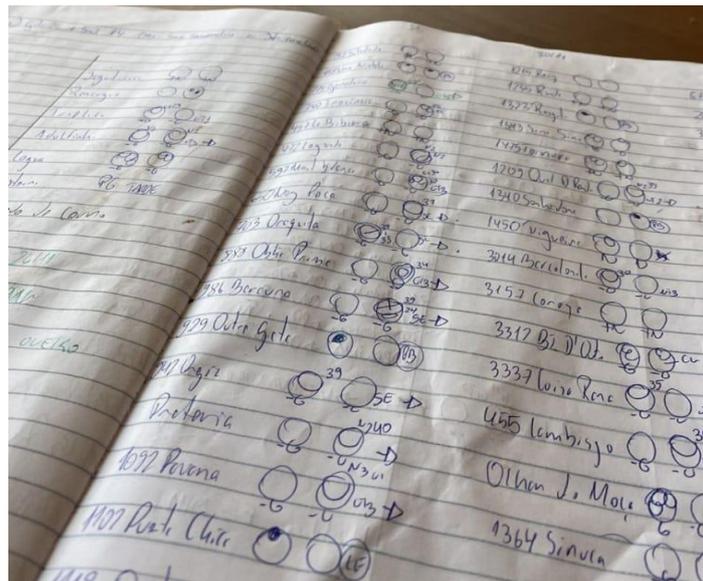


Fonte: o autor (2022).

As éguas inseminadas, eram submetidas a uma nova avaliação a fim de identificar se haviam ovulado, sendo assim, éguas examinadas na segunda-feira eram

novamente examinadas na quarta-feira. Caso a égua houvesse ovulado ela era direcionada aos lotes das ovuladas, retornando 15 dias após para diagnóstico de gestação. Nos casos em que a ovulação não houvesse ocorrido, o médico veterinário revisava as anotações do exame anterior (Figura 4) para auxiliar na tomada de decisão quanto a cobrir ou não, novamente, esta égua.

Figura 4 - Caderno com as anotações dos exames ultrassonográficos realizados durante o ECSMV.



Fonte: o autor (2022).

As éguas em Diestro, ou seja, que apresentavam no exame um corpo lúteo em um dos ovários e tônus uterino eram separadas e nelas era administrado 5 mg via intramuscular de Dinoprost Trometamina (Lutalyse, Zoetis.), com intuito de causar a lise do corpo lúteo, já que este produz progesterona hormônio predominante na fase de Diestro.

2.2.2 Coleta do sêmen do garanhão

Os garanhões eram coletados após o término dos exames das éguas, sendo assim o manejo de coleta dos garanhões também ocorria nas segundas, quartas e sextas feiras, de modo que o sêmen fosse utilizado para inseminar as éguas próprias ou fosse destinado ao envio para outros locais.

As coletas eram realizadas através de manequim e vagina artificial, o manequim era composto por uma base de ferro resistente, essa com regulagem de

altura e por um corpo acolchoado (Figura 5) assim sendo confortável para o garanhão saltar. A vagina artificial era do modelo Hannover (Figura 6), revestida com uma mucosa de látex que é descartada a cada coleta. Em uma das extremidades da mucosa plástica é preso o copo coletor com o filtro, sendo o copo coletor lavado com água e detergente neutro após cada coleta e é reutilizado, já o filtro que tem função de evitar a passagem de sujidades e gel seminal é descartado a cada coleta.

Figura 5 - Manequim utilizado para as coletas de sêmen



Fonte: o autor (2022).

Figura 6 - Modelo da vagina artificial (modelo Hannover) utilizada para coleta de sêmen.



Fonte: Minitube (2022).

O procedimento da coleta iniciava com o aquecimento da água até a temperatura de 57 graus, essa água era utilizada para encher a vagina de modo que a temperatura interna da vagina artificial ficasse em 45 graus. A mucosa plástica com o copo coletor e filtro eram montados previamente ao início das coletas, também

previamente ao início das coletas eram colocados em cima da mesa térmica aquecida a 38 graus as lâminas, lamínulas e diluentes para posteriormente serem utilizados.

Como as coletas e exames das éguas eram realizados nos mesmos dias, posteriormente aos exames separava-se uma égua que estava apresentando cio e então essa era utilizada para estimular os garanhões durante as coletas. Essa égua era contida por um funcionário próximo ao manequim para que o garanhão, conduzido por outro funcionário, fosse estimulado. Quando necessário o responsável pela coleta (o médico veterinário ou o auxiliar) realizava a limpeza do pênis do garanhão, que após ereção completa era estimulado a saltar no manequim e assim realizada a coleta de sêmen.

Após a coleta a vagina artificial foi levada para o laboratório e desmontada, retirava-se o copo coletor e descartava-se o filtro com substâncias retidas, o copo coletor era colocado sobre a mesa térmica aquecida em 38 graus, identificado e avaliado em relação a coloração, volume e aspecto. Um sêmen com aspecto normal apresenta coloração branca, o aspecto pode ser leitoso, aquoso ou cremoso, sendo leitoso o ideal. Dependendo do manejo no dia, do número de éguas a serem inseminadas e do número de garanhões a serem coletados o sêmen era logo manipulado ou ficava sobre a mesa térmica até a realização de todas as coletas dos outros garanhões, que poderiam durar cerca de 30 minutos.

A manipulação iniciava aspirando uma gota com 20 µm de sêmen e colocando sobre uma microcubeta, a qual era inserida no fotômetro (SDM 1 Minitube®), o qual realizava a avaliação da concentração espermática. Em seguida, outra gota 20 µm de sêmen era colocada em uma lâmina e em cima era colocada uma lamínula, assim essa lâmina era posicionada no microscópio para serem feitas as avaliações de vigor e motilidade. Com o microscópio na lente objetiva (200x) era avaliada a motilidade espermática, sendo avaliados três campos da lâmina, nestes fazendo a estimativa de células móveis e com isso indicando uma média percentual, sendo desejado ao menos 70% de motilidade. Já o vigor espermático era avaliado observando a velocidade que as células atravessam o campo avaliado, sendo que a classificação ocorre através de uma escala de um a cinco, sendo um o mínimo e cinco o vigor máximo, considerando ideal no mínimo um vigor três.

Depois de avaliado o sêmen era fracionado em doses de 1000×10^6 para as doses que seriam resfriadas e enviados para outros locais, e em doses de 500×10^6 para serem utilizados para inseminar as éguas da propriedade. Após isso, o sêmen

era diluído com Botu-Sêmen (Botupharma®) na diluição de uma porção de diluente para uma porção de sêmen (1:1) e utilizado a fresco para inseminar as éguas da propriedade. Já as doses que seriam resfriadas e enviadas eram diluídas na proporção de duas porções de diluente para uma porção de sêmen (2:1). Após a dose era acondicionada no frasco para transporte, o qual era identificado com o nome do garanhão, data da coleta, concentração e motilidade do sêmen e então acondicionado em uma caixa de isopor modelo Botu-flex (Botupharma®), a qual permite o transporte refrigerado a 5 graus.

2.2.3 Inseminação artificial em equinos

Uma das biotecnologias de reprodução mais realizadas atualmente é a inseminação artificial, com ela podemos obter melhores resultados em relação ao melhoramento genético, controle de doenças sexualmente transmitidas e otimizar o trabalho, como exemplo cobrindo várias éguas com apenas uma coleta de sêmen do garanhão. A inseminação artificial foi uma das biotecnologias de reprodução mais utilizadas durante ECSMV, sendo ela realizada tanto com sêmen a fresco, resfriado ou congelado, no entanto, a maior parte das inseminações foram realizadas com sêmen a fresco.

As éguas que apresentavam folículos com tamanho igual ou superior a 36mm e edema uterino grau dois para três, eram submetidas a aplicação de 1 mg via intramuscular (IM) de Acetato de Deslorelina (Sincrorrelin®) a fim de induzir a ovulação. O Acetato de Deslorelina é um análogo sintético do hormônio liberador da gonadotrofina (GNRH) esse sintetizado pelo hipotálamo e que estimula na hipófise a secreção do hormônio do hormônio folículo estimulante (FSH) e do hormônio luteinizante (LH), o qual age induzindo a ovulação.

As inseminações ocorriam no período da tarde (Figura 7), já que as éguas eram examinadas e os garanhões coletados no período da manhã, sendo assim as éguas eram contidas no tronco onde era feito a higienização da área vulvar, com água corrente e detergente neutro, previamente a égua ser inseminada.

Figura 7 - Realização da inseminação artificial, com sêmen a fresco.



Fonte: o autor (2022).

2.2.4 Transferência de embriões

2.2.4.1 Manejo de éguas doadoras e receptoras de embrião

De acordo com a Associação Brasileira de Criadores de Cavalos Crioulos (ABCCC) é permitido que éguas com registro de mérito ou éguas colocadas na primeira, segunda, terceira e quarta colocação do Freio de Ouro, Morfologia da Expointer, Morfologia ou Freio de Ouro da Federação Internacional de Criadores de Cavalos Crioulos (FICCC) e Marcha de Resistência oficial podem gerar até dois produtos de transferência de embrião anualmente, com isso, a transferência de embriões (TE) passou a ser uma biotecnologia aplicada na raça crioula. É possível ainda que éguas que não se enquadrem nos quesitos anteriores também sejam utilizadas para TE, no entanto estas éguas podem gerar apenas um produto por estação reprodutiva.

As éguas que se encontram ou já realizaram campanha morfológica ou funcional são selecionadas de acordo com o valor genético e resultado nas pistas para o programa de transferência de embrião, sendo essa escolha feita pelo proprietário. Essas éguas, juntamente com as éguas registro de mérito ou premiadas, compunham o lote de éguas doadoras, totalizando 12 éguas, as quais ficam todas alojadas também na Estância Sarandi, no entanto em um potreiro separado das demais éguas da propriedade.

O lote de éguas receptoras é selecionado pelo médico veterinário o qual as avalia em relação à: temperamento, habilidade materna, histórico clínico e reprodutivo saudável, escore corporal (ideal ≥ 5 ideal, segundo escala de Henneke), além de obrigatoriamente serem registradas e confirmadas na ABCCC. As receptoras são selecionadas previamente no início da temporada reprodutiva, sendo assim elas são apartadas e colocadas em um só lote. Durante o EC SMV o lote era composto por aproximadamente 50 éguas, as quais eram manejadas e examinadas uma vez na semana, no entanto, dependendo da fase reprodutiva das doadoras algumas receptoras selecionadas após o exame eram manejadas mais de uma vez na semana, possibilitando que para cada doadora houvessem três receptoras disponíveis.

2.2.4.2 Sincronização doadora e receptora

Um dos manejos a serem realizados previamente a transferência de embriões é a sincronização doadora e receptora, no manejo da propriedade que foi realizado o EC SMV eram selecionadas de duas a três receptoras para cada doadora.

O manejo com as receptoras iniciava quando uma das doadoras apresentava cio. As receptoras ficavam em um só lote, sendo assim todas eram levadas até a mangueira e examinadas, de modo que fossem separadas três receptoras que se encontrassem na mesma fase estral da doadora.

A doadora era examinada 24 e 48 horas após ser inseminada e induzida a ovulação, quando a doadora ovulava e não havia nenhuma receptora na mesma fase, ou seja, que também houvesse ovulado, as receptoras eram induzidas a ovulação com a administração de 1 mg via intramuscular de Deslorelina (Ourofino®), com isso, esperava-se que a receptora ovulasse em até 36 a 48 horas após a doadora.

2.2.4.3 Inovação de embriões

Uma das biotecnologias da reprodução que vem sendo mais aplicada ultimamente é a de transferência de embriões, pois permite uma receptora gestar o produto de uma doadora, deixando está livre para realizar treinamentos ou participar de competições, sem deixar de gerar um produto no ano. Para ser realizada a transferência de embriões são necessários equipamentos como: Lupa, mesa aquecedora, pipetador, espécio vaginal, pinça de Albrechtsen (Figura 8), sonda

esterilizada (Figura 9), copo coletor, meio de embrião, entre outros. Todos materiais são higienizados ou esterilizados previamente ao início do procedimento.

Figura 8 - Pinça de Albrechtsen e espéculo vaginal utilizados para a transferência de embriões.



Fonte: o autor (2022).

Figura 9 - Sonda de silicone esterilizada mergulhada no glutaraldeído.



Fonte: o autor (2022).

O procedimento inicia com a retirada das fezes do reto da égua doadora e lavagem com água e detergente neutro da região perineal. Após o médico veterinário com a mão e o braço enluvados introduzia na vagina a sonda de silicone esterilizada e com o dedo indicador transpassava a sonda pelo colo cervical e a posicionava no colo do útero (Figura 10), em seguida era inflado com 60 ml de ar o balonete da sonda para fixa-la e o tubo Y era acoplado a sonda e ao frasco de ringer lactato aquecido a 37°C (Figura 11).

Figura 10 - Lavagem uterina.



Fonte: o autor (2022).

Figura 11 - Ringer Lactato aquecido a 38 graus utilizado na lavagem uterina



Fonte: o autor (2022).

Na sequência o médico veterinário retirava a mão da vagina e então era dado início da infusão de solução e massagem uterina, a qual era realizada pela via transretal. A quantidade de solução infundida para o útero era controlada pelo médico veterinário, através da distensão desse, para na sequência realizar o esvaziamento. A quantidade de solução variava conforme a doadora, no caso de potranças era utilizado um litro por infusão e em éguas mais velhas ou recém paridas a quantidade poderia ultrapassar de um litro e meio, as infusões eram repetidas em média três

vezes. Após repetir o processo de infusão três vezes o Médico Veterinário com as mãos já limpas e com luva de procedimento, desconectava a sonda do copo coletor e o levava até a lupa assim iniciando a procura do embrião no lavado (Figura 12).

Figura 12 - Procura do embrião no copo coletor.



Fonte: o autor (2022).

Quando o embrião era encontrado, o retirava do copo coletor com uma pipeta ou com uma palheta 0,25 de sêmen acoplada a uma seringa de insulina, colocando sobre a placa de Petri. Na placa de Petri eram colocadas 10 gotas de meio holding (Botu embryo, Botupharma) e então era realizado a lavagem e a classificação embrionária, o embrião era lavado nestas 10 gotas e em cada manipulação do embrião era utilizado uma palheta esterilizada (Figura 13).

Figura 13 - Lavagem do embrião em meio holding.



Fonte: o autor (2022).

Depois de ser lavado o embrião era envasado com o meio de embrião em uma palheta, após a palheta era colocada em um inovulador 0,25 modelo WTA e nesse inovulador era colocada uma bacia plástica, depois de montado o inovulador este ficava sobre a mesa térmica (Figura 14) até a égua receptora estar preparada para o início de processo de inovulação.

Figura 14 - Inovulador montado sobre a mesa térmica.



Fonte: o autor (2022).

Diferente da doadora a receptora sempre era sedada com a administração de 30 mcg/kg via intravenosa de Cloridrato de Detomidina, depois de sedada era feita a retirada das fezes do reto da receptora e também a higienização da região perineal com água e sabão da mesma forma que foi feita na égua doadora. Depois de feita a higienização e a região perineal ser seca com papel toalha o médico veterinário introduzia o espéculo vaginal de Polanski, com isso, era feita de forma sutil a abertura

da vagina, assim sendo possível a visualização da cérvix, posteriormente era introduzida a pinça de Albrechtsen, assim, era pinçada a região externa da cérvix e essa tracionada de forma sutil, assim facilitando a introdução da pipeta, a pipeta transpassava o colo cervical e então o embrião era inovulado. Após a inovulação era feita a administração de Flunixin Meglumine 8 ml via intravenosa (Flumax®) na égua receptora, a fim de bloquear a ação da prostaglandina hormônio que quando liberado causa a lise do corpo lúteo e assim resultando na morte embrionária.

Tabela 2 - Procedimentos de transferência de embriões realizados em 7 doadoras.

Transferência de embriões	Nº
Lavagens uterinas	11
Embriões coletados	10
Inovulações	10
Seleção de receptoras	28

Fonte: o autor (2022).

2.2.5 Diagnóstico de Gestação

O diagnóstico de gestação é um dos manejos mais importantes dentro da área de Reprodução Equina, já que, através desse exame podemos analisar e replanejar os manejos com o lote de éguas prenhas e vazias, assim evitando perdas.

O diagnóstico de gestação era realizado por meio dos exames de palpação retal e ultrassonografia nas éguas que haviam ovulado a pelo menos 15 dias. Após o exame as éguas eram separadas em dois lotes, o de éguas prenhas e o de éguas vazias. O lote das éguas prenhas era levado para um campo e só retornavam para manejo após 30 dias, quando eram novamente examinadas e feita a confirmação ou não da prenhez. Já nas éguas que se encontravam vazias era administrado Dinoprost Trometamina 5 mg via intramuscular (Lutalyse, Pfizer), a fim de iniciarem uma nova onda folicular, e eram levadas para o lote de controle, retornando para exame após 5 dias, quando voltavam a serem examinadas 3 vezes na semana.

3 DISCUSSÃO

3.1 Inseminação artificial

A Inseminação Artificial é uma das biotecnologias da reprodução mais utilizadas, já que, com a utilização desta técnica temos vantagens como: Redução da transmissão de doenças sexualmente transmissíveis, permite que éguas com lesões e que não estão aptas a monta natural sejam cobertas, otimiza a utilização do sêmen do garanhão já que se torna possível cobrir mais de uma égua com apenas um ejaculado e acelera o melhoramento genético. O propósito da inseminação artificial é realizar a deposição do sêmen do garanhão no útero da égua no momento em que esta está fértil, segundo Samper (2000).

De acordo com Andrade (1983) a primeira inseminação artificial ocorreu em 1322 a.C, sendo relatado em textos árabes que um chefe coletou sêmen de um garanhão pertencente a tribo rival e posteriormente inseminou sua égua. Já o primeiro relato científico ocorreu no ano de 1776 quando Lazzaro Spallanzani utilizou a técnica em equinos (BRINSKO; WARNER, 1992).

O sêmen do garanhão pode ser processado de diferentes modos, sendo a fresco, resfriado e congelado (SAMPER, 2000), com isso, o sucesso da inseminação artificial varia de acordo com as vantagens e desvantagens que cada forma de processamento apresenta. A forma que o sêmen foi processado interfere diretamente no manejo da égua a ser coberta, já que, cada tipo de processamento tem sua indicação.

Durante o período de estágio foram realizadas inseminações artificiais utilizando sêmen a fresco, refrigerado e congelado, sendo que a maior parte das inseminações ocorreu com sêmen a fresco, já que, os garanhões ficavam alojados na propriedade. No entanto, algumas das éguas doadoras de embriões eram inseminadas com sêmen resfriado e congelado.

Para realizar uma inseminação artificial com sucesso, previamente ao início da técnica é preconizada a higienização da égua. Como descrito por Kenney et al. (1975) a égua deve estar com a cauda ligada e longe da região perineal, a vulva deve ser higienizada com água e sabão neutro e esse processo deve ser repetido por três vezes (Figura 15), posteriormente é realizada a secagem com papel toalha, com isso se diminuem os riscos de contaminações durante a realização da técnica.

Figura 15 - Higienização da região perineal previamente a inseminação artificial.



Fonte: o autor (2022).

Após a égua ser higienizada e contida a inseminação artificial ocorre com a introdução da pipeta de inseminação no local de deposição do sêmen. De acordo com Canisso et al. (2008) quando utilizados sêmen a fresco, diluído e resfriado o local de deposição é no corpo ou no corno uterino, já Sas et al. (2000) relata que quando utilizado sêmen congelado o local de deposição é o ápice do corno uterino ipsilateral ao folículo pré-ovulatório, sendo assim utilizando uma pipeta flexível guiada via transretal.

Para realizar a inseminação artificial o inseminador deve enluvar a mão com luva plástica estéril e para evitar contaminações deve proteger a ponta da pipeta com o dedo indicador e introduzindo a mão com a pipeta de forma sutil na vulva em direção a vagina, com o dedo indicador localizar a cérvix e introduzir a pipeta até o local indicado para a deposição do sêmen, assim como descrito por Brinsko e Warner (1993).

De acordo com Hafez e Hafez (2004) a dose de sêmen para inseminação de éguas varia de 250×10^6 a 500×10^6 espermatozoides, já o volume dessa dose inseminante varia de 5 a 20 ml, desta forma a dose e o volume inseminante utilizada durante o estágio está de acordo com o proposto pela literatura. O propósito de fazer a diluição do sêmen é utilizar um menor volume e uma concentração elevada, o uso dos diluentes são adotados também quando o sêmen será refrigerado, assim

garantido uma boa viabilidade (PICKET et al., 1975). Os diluentes têm componentes que fazem a nutrição dos espermatozoides, também ajudam a manter a osmolaridade e o pH, os mais utilizados têm como base leite em pó desnatado, aminoácidos, açúcares e antibióticos.

Durante a realização do ECSMV o Médico Veterinário sempre respeitava as recomendações do fabricante dos diluentes em relação a diluição, sendo assim: para o sêmen que seria refrigerado diluição de 25 a 50 milhões de espermatozoides por ml de diluente, respeitando a diluição mínima de 2:1, já no caso do sêmen que seria utilizado a fresco a diluição de 1:1.

A duração do ciclo estral na espécie equina tem variabilidade entre o período de seu início e da ovulação (GINTHER, 1992). Com isso, torna-se necessário o emprego de algumas estratégias para definir a ovulação com maior precisão (SQUIRES, 2008; WOODS et al., 1990).

A maioria das éguas após a indução ovulava entre 36 a 48 horas o intervalo entre a administração do indutor e a ovulação varia de acordo com a resposta do folículo ao hormônio luteinizante (LH) e também se os folículos estão com diâmetro compatíveis com a indução (SAMPER, 1997).

Os agentes hormonais mais utilizados são: a Gonadotrofina Coriônica Humana (hCG) e análogos do GnRH. Produzida pela placenta humana a hCG é uma glicoproteína que dá início ao processo de maturação do ovócito pois possui semelhanças com o LH e conseqüentemente leva a ovulação (MCCUE et al., 2007).

A administração é realizada quando há folículos de 35mm de diâmetro, comercialmente o hormônio é disponível na forma de preparação liofilizada e solvente (NEWCOMBE, 2011). A dose varia de 1000 a 5000 UI, a administração é realizada via intravenosa, intramuscular ou subcutânea. A resposta ovulatória varia em média de 36 horas.

Os análogos do GnRH também demonstram eficácia na indução da ovulação em éguas, já que, a deslorelina como exemplo acelera a ovulação dos folículos pré-ovulatórios pois estimula a liberação de LH e do Hormônio Folículo Estimulante (FSH) na glândula hipófise anterior (CAMPBELL, 2012). A deslorelina está disponível comercialmente na forma injetável, a dose a ser administrada é 1,5 mg via intramuscular (MCCUE et al., 2007). A resposta ovulatória varia de 40 a 46 horas.

Na propriedade onde foi realizado o estágio curricular o médico veterinário optava por induzir as éguas com Deslorelina no momento da cobertura quando estas

apresentavam estro e folículo igual ou maior que 35 mm de diâmetro, bem como edema uterino. A escolha da deslorelina foi feita pois esta apresentava bons resultados e sua manipulação era mais prática.

3.2 Transferência de embriões

De acordo com Andrade (1986) em 1890 na Inglaterra o cientista Walter Heape utilizando seus coelhos para estudos fez a primeira transferência de embriões em animais, já em 1969 um grupo de pesquisadores no Japão fez a primeira transferência de embriões na espécie equina. Segundo Allen (2005) no ano de 1972 foi realizada a primeira transferência de embriões entre equinos e muaras, os embriões foram coletados e transferidos de forma cirúrgica via cavidade abdominal por Allen e Rowson na Inglaterra.

A transferência de embriões é uma biotecnologia muito aplicada no Brasil, por ano são transferidos em média 3500 embriões, com isso, o país se torna um dos líderes mundiais na utilização desta técnica (CARNEIRO, 2005). Os Médicos Veterinários João Junqueira Fleury, Cezinande Meira e Marc Henry foram os responsáveis pelo avanço da técnica no país através dos métodos cirúrgico e não cirúrgico. (FLEURY et al., 1987)

Conforme Oguri (1972) na espécie equina os embriões migram para o útero com 5 ou 6 dias de idade, sendo assim, a coleta de embriões na égua pode ser realizada a partir do 6º dia após a ovulação. No entanto, de acordo com Lisa e Meadows (2008) quando a égua é inseminada com sêmen congelado esse período de entrada do embrião no útero pode ser retardado, já que, na inseminação utilizando sêmen congelado a égua é inseminada durante ou posteriormente a ovulação, com isso o desenvolvimento do embrião acaba tardando. A lavagem uterina, nesse caso, deve ser realizada no 8º dia.

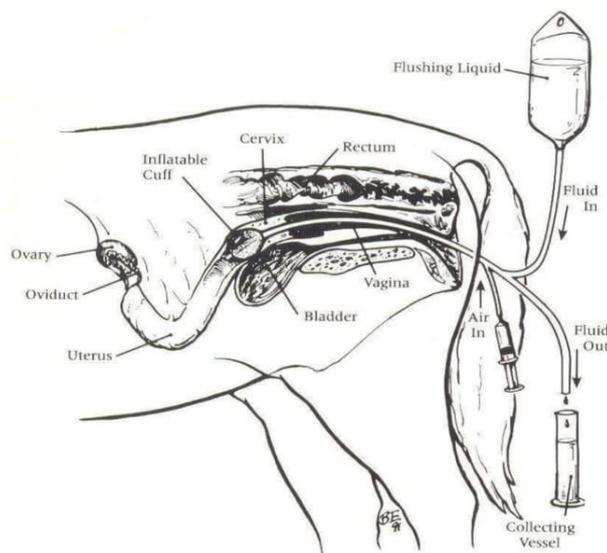
De acordo com Allen (2001) após o 5º dia que ocorre a fecundação o embrião começa o processo de migração embrionária, já que, a PGE2 secretada pelo embrião promove o relaxamento das fibras musculares proporcionando assim a entrada do embrião para o útero, o processo de reconhecimento materno se dá adjunto ao início da migração embrionária.

As lavagens uterinas no local que foi realizado o estágio aconteceram no sétimo ou oitavo dia após a ovulação da égua doadora, neste período do desenvolvimento

embrionário o embrião encontra-se na fase de blastocisto inicial ou blastocisto expandido (MCCUE, 2011). As taxas de prenhez quando a coleta do embrião ocorre nesse período são maiores em relação a embriões coletados com 6 dias (VANDERWALL, 2000).

O método utilizado durante o estágio para realizar a coleta de embrião é por meio de lavagem uterina transcervical não cirúrgica, sendo assim, menos invasivo utilizando uma sonda de silicone com balonete em uma extremidade. Posteriormente a égua doadora ser contida e a região perineal ser lavada com sabão neutro, enxaguar com água corrente e ser seca com papel toalha o Médico veterinário que irá realizar o procedimento com a mão enluvada introduz a sonda estéril através da vagina e transpassa a cérvix posicionando no corpo do útero. Assim que posicionada a sonda o balonete é inflado com 60 ml de ar e tracionado caudalmente, após a sonda estar posicionada é infundido para o útero de um a dois litros de solução salina fosfatada (Ringer Lactato) essa previamente aquecida a 38° graus, o Ringer Lactato por ser um meio isotônico é o que mais se aproxima do fisiológico (Figura 16), sendo assim um dos mais utilizados (ALVARENGA et al., 1992).

Figura 16 - Esquemática da coleta do embrião.



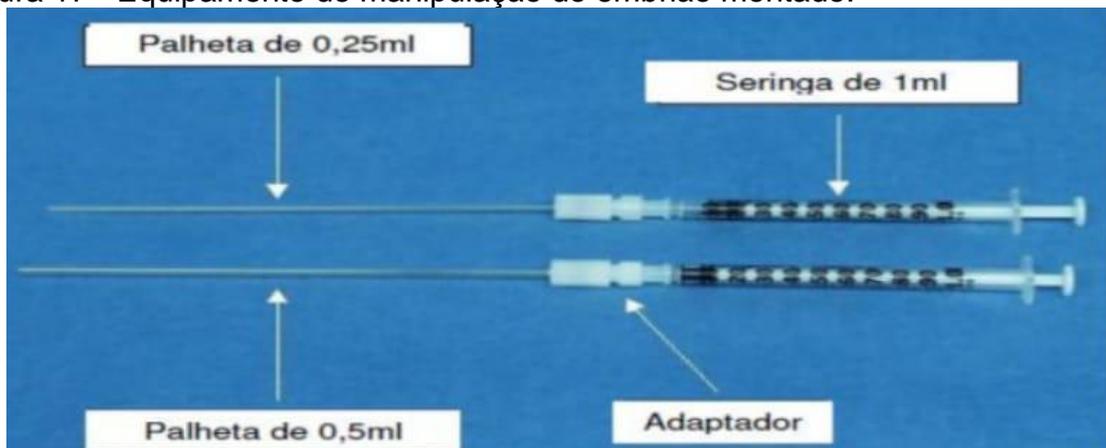
Fonte: Squires (1993).

O processo de lavagem uterina é repetido 3 vezes, também no processo de lavagem é realizada a massagem uterina por via retal, assim movimentando o líquido para todas as partes do útero, o líquido drenado do útero passa por um filtro dentro

do copo coletor, onde nesse filtro o embrião fica retido. Para ter um maior controle sobre o esvaziamento do útero deve-se ter um recipiente para observar a quantidade de líquido retirado do útero (IMEL 1981; LEY, 2013).

Depois de ser realizado o processo de lavagem uterina o copo coletor é levado para a lupa e com uma seringa de 10 ml de solução salina é realizada também o enxague do filtro para caso o embrião estiver grudado no filtro desliza para o copo coletor, depois é realizado a procura do embrião com a lupa no aumento de 10x, após ser encontrado o embrião é classificado e manipulado com uma palheta de sêmen 0,5 alojada em um adaptador e a uma seringa de 1ml. Essa metodologia de manipulação do embrião acompanhada (Figura 17) durante o estágio se assemelha ao proposto por Futino (2005).

Figura 17 - Equipamento de manipulação do embrião montado.

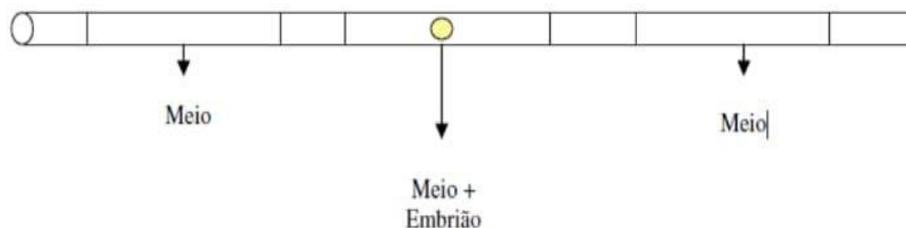


Fonte: Futino (2005).

Os embriões equinos são avaliados em relação ao tamanho, forma, cor, uniformidade e degenerações de blastômeros. Segundo Futino (2005) a classificação dos embriões é de suma importância nos programas de transferência de embriões, já que a qualidade do embrião interfere diretamente nas taxas de prenhez.

Após o término do processo de avaliação e classificação inicia o processo de lavagem do embrião, em uma placa de petri onde são colocadas 10 gotas do meio de manipulação e o embrião é colocado e tirado de cada gota com o intuito de remover quaisquer sujidades ou impurezas, depois é envasado para posteriormente ser inovulado na receptora (VANDERWALL e WOODS, 2007). Nas transferências de embriões realizadas durante o estágio curricular o embrião era envasado mantendo em cada lado duas colunas de ar (Figura 18) concordando com Fleury et al. (2001).

Figura 18 - Esquemática demonstrando a posição do embrião quando envasado na palheta.

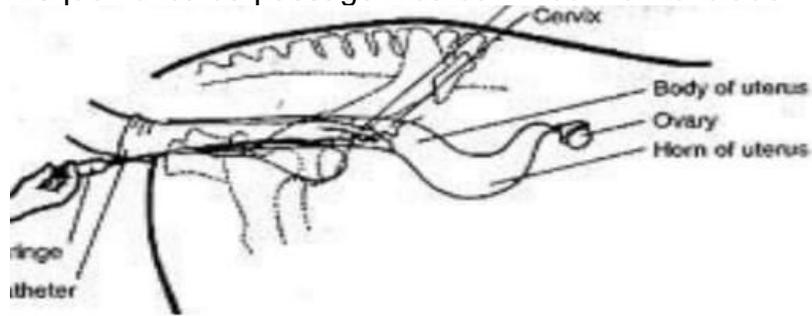


Fonte: Futino (2005).

O embrião pode ser transferido de forma cirúrgica ou não cirúrgica, no entanto, atualmente a técnica mais utilizada é de transferência não cirúrgica (transcervical), tornando assim a transferência menos invasiva. Os materiais utilizados para realizar a inovulação de modo não cirúrgico são: inovulador recoberto por uma bainha plástica que atua como camisa sanitária evitando a contaminação no processo da inovulação.

Após a égua receptora estar contida é realizada a limpeza da região perineal e a cauda ligada, assim o médico veterinário inicia o processo de inovulação introduzindo o instrumento na vagina e transpassando a cérvix, então o instrumento é empurrado através da camisa sanitária (Figura 19) assim a deposição do embrião pode ser realizada no corpo do útero ou em um dos cornos uterinos (HINRICHS e CHOI, 2005)

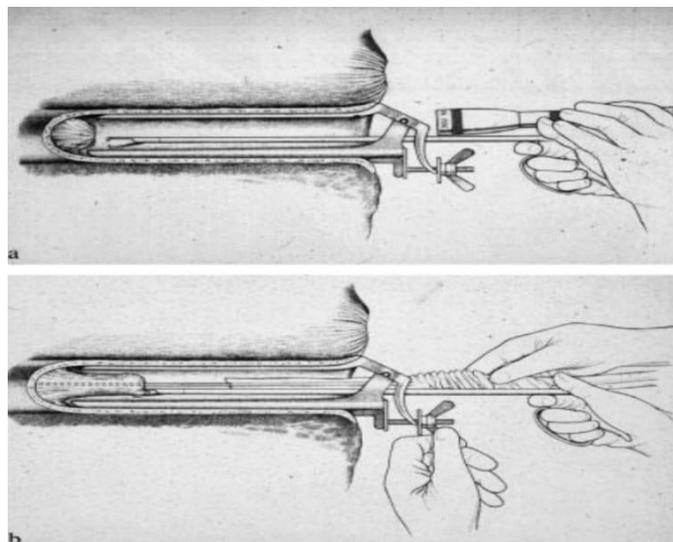
Figura 19 - Esquemática da passagem da cérvix com o inovulador.



Fonte: equipordata (2022).

No estágio curricular a técnica de inovulação era não cirúrgica, no entanto, era utilizado o espéculo de Polanski para realizar a abertura da vagina e ter uma melhor visualização do colo uterino (Figura 20 – A) e a pinça de Albrechtsen para auxiliar no processo de inovulação (Figura 20 – B), assim como descrito por Allen e Wilsher (2004).

Figura 20 - Imagem A: abertura da vagina com o espéculo de Polanski e pinçamento da região externa do colo uterino com a pinça de Albrechtsen. Imagem B: tração caudal do cérvix para redução das tortuosidades e passagem da pipeta para inovulação.



Fonte: Allen & Wilsher (2004).

Após o término do processo de inovulação é administrado na égua receptora 8 ml intravenoso de Flunixin meglumine (Flumax, JA Saúde Animal), já que, conforme Kask et al. (1997) pode ocorrer a liberação de prostaglandinas como resposta a estimulação e manipulação do trato genital da égua receptora, com isso, o embrião pode sofrer danos.

Também é utilizado muitas vezes a administração de firocoxib, já que ele é um AINE inibidor altamente seletivo para COX-2 (MCCANN et al., 2004), sendo que a inibição da COX-2 se torna eficiente para cessar a reação do processo inflamatório, nos equinos a dose recomendada é 0,1 mg/kg uma vez ao dia (COX et al., 2012).

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária foi de extrema importância para formação profissional e pessoal, já que, foi colocado em prática os conhecimentos abordados durante o período de graduação.

A experiência de vivenciar a rotina da área a qual se deseja atuar como Médico Veterinário é de suma importância, pois vivendo a rotina temos uma visão dos desafios que podemos enfrentar.

Como o estágio foi realizado em um grande criatório, com uma grande quantidade de animais, o Médico Veterinário supervisor realizava os exames e procedimentos passando as orientações, para posteriormente a realização dos procedimentos ser feita por eu mesmo, sendo assim praticando as atividades e conciliando o conhecimento teórico com o prático.

REFERÊNCIAS

- ALLEN, W. R. Fetomaternal interactions and influences during equine pregnancy. *The Journal of the Society for Reproduction and Fertility*, Ed April 1. Newmarket, UK. V. 121, p. 513-527. 2001.
- ALLEN, W. R. The development and application of the modern reproductive Technologies to horse breeding *Reproduction in Domestic Animals*, 4° Ed, Berlin v. 40 p.310-329. 2005.
- ALLEN, W.R.; WILSHER, S.; TIPLADY, C.; BUTTERFIELD, R.M. The influence of maternal size on pre- and postnatal growth in the horse: III Postnatal growth. *Reproduction*, 127 (1), 67-77. 2004.
- ALVARENGA M.A.; ALVARENGA F.C.L.; MEIRA C. Some modifications in the technique used to recover equine embryo. *Resumos 13rd Internaional Symposium on Equine Embryo Transfer, Buenos Aires, Argentina*. p. 34-35. 1992
- ANDRADE, L. S. *Fisiologia e manejo da reprodução equina*. Recife: editora?, 1983.
- ANDRADE, L. S. *O ciclo estral da égua e o seu controle endócrino. Fisiologia e manejo da reprodução eqüina*, 2º ed, Recife, p.57-63,1986.
- BRINSKO, S.P.; VARNER, D.D. Artificial insemination and preservation of sêmen. In: BLANCHARD, T.L.; VARNER, D.D. *Stallion management*. Vet. Clin. N. AM: *Equine Practive*, v.8, n.1, pp. 205-218, 1992.
- BRINSKO, S.P.; VARNER, D.D. Artificial insemination. In: McKINNON, A.O; VOSS, J.L. *Equine Reproduction*. Philadelphia: Lea & Febiger, Capítulo 84, 1993.
- Campbell M. It's all in the timing: ovulation induction in the mare. *Vet Rec*, v.170, p.538-539, 2012.
- CANISSO, I.F. SOUZA, F.A. SILVA, E.P. CARVALHO, G.R. GUIMARÃES, J.D. LIMA, A.L. Inseminação artificial em equinos: sêmen fresco, diluído, resfriado e transportado. *Rev. Acad., Ciênc. Agrár. Ambient.* v. 6, p. 389-398, 2008.
- Campbell M. It's all in the timing: ovulation induction in the mare. *Vet Rec*, v.170, p.538-539, 2012.
- CARNEIRO, G.F. Transferência de embriões em equinos. In: CONGRESSOBRASILEIRO DE REPRODUÇÃO ANIMAL, 16, 2005, Goiânia. *Anais*, 2005.
- COX, S.; DUDENBOSTEL, L.; SOMMARDAHL, C.; YARBROUGH, J.; SALEH, M.; DOHERTY, T. Pharmacokinetics of firocoxib and its interaction with enrofloxacin in horses. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, v. 35, n. 6, p. 615– 617, 2012.

CUERVO-ARANGO J.; AGUILAR J.; NEWCOMBE J.R. Effect of type of semen, time of insemination relative to ovulation and embryo transfer on early equine embryonic vesicle growth as determined by ultrasound. *Theriogenology* 71:1267-1275. 2009

DRIANCOURT, M.A. Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals: implications for manipulation of reproduction. *Theriogenology* v.55, p.1211-1239, 2001.

Equipordata. 2022. Encontrado em: <http://www.equipordata.com/JO/VET/vet5/02.jpg>

FLEURY, J. J.; ALVARENGA, M. A.; FIGUEIREDO, J. B.; PAPA, F. O. Transferência de embriões em equinos. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. Porto Alegre*, v. 39, n.3, p. 485-487, 1987.

FLEURY J.J.; PINTO A.J.; MARQUES A., LIMA C.G. ARRUDA R.P. Fatores que afetam a recuperação embrionária e os índices de prenhez após transferência transcervical em equinos da raça Mangalarga. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* 38:29-33. 2001.

FUTINO, Daniele Oga, 2005. TRANSFERÊNCIA DE EMBRIÕES EM EQÜINOS- Monografia apresentada para a conclusão do Curso de Medicina Veterinária da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília.

Ginther OJ. *Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects*. 2nd. Cross Plains, Wisconsin: Equiservices Publishing, 642pp. 1992.

HAFEZ ESE, HAFEZ B.,2004. *Reprodução Animal*. 7.ed. Barueri: Manole,. pp 513.

HANDLER, J.; KONIGHOFER, M.; KINDAHL, H.; SCHAMS, D.; AURICH, C. Secretion patterns of oxytocin and PGF2alpha-metabolite in response to cervical dilatation in cyclic mares. *Theriogenology*, 59 (5-6), 1381-91. 2003.

HARTMAN, D. L. Embryo transfer. IN McKINNON, A. O. et al. *Equine Reproduction*. 2º Ed. Oxford: Wiley-Blackwell. V.2, cap. 303, p. 2871-2879. 2011.

HIGGINS, A.J.; LEES, P. The acute inflammatory process, arachidonic acid metabolism and the mode of action of anti-inflammatory drugs. *Equine Vet. J.*, 16 (3),163-75. 1984.

HINRICHS, K.; CHOI, Y. Assisted reproductive techniques in the horse. *Clinical Techniques in Equine Practice*, p.210-218, 2005.

IMEL K.J. Recovery, culture and transfer of equine embryos. MS Thesis, Colorado State University, Fort Collins, CO, USA. 1981.

KASK, K.; ODENSVIK, K.; KINDAHL, H. Prostaglandin F2alpha release associated with an embryo transfer procedure in the mare. *Equine Vet.J.*, 29 (4), 286-9. 1997.

KENNEY, R.M. et al. Minimal contamination techniques for breeding mares: techniques and preliminary findings. In: ANNUAL CONVENTION, AMERICAN

ASSOCIATION EQUINE PRACTITIONERS, 1975. Proceedings... Boston: AAEP, 1975. v. 21, p. 327-335.

LEY, William B., 2013 Reprodução em Éguas para Veterinários de Equinos. – São Paulo, Roca. pp. 48- 160.

LIRA, R. A.; PEIXOTO, G.C.X.; SILVA, A.R. Transferência de embrião em eqüinos: Revisão. Acta Veterinária Brasileira, v.3, n.4. p.132-140. 2009

LISA H.M.; MEADOWS S. Essential management practices in commercial equine embryo transfer. Proceedings 7th International Symposium on Equine Embryo Transfer, Cambridge, UK. p.101-102. 2008.

MCCANN, M. E.; ANDERSEN, D. R.; ZHANG, D.; BRIDEAU, C.; BLACK, W. C.; HANSON, P. D.; HICKEY, G. J. In vitro effects and in vivo efficacy of a novel cyclooxygenase-2 inhibitor in dogs with experimentally induced synovitis. American Journal of Veterinary Research, v. 65, n. 4, p. 503–512, 2004.

McCue PM, Magee C, Gee EK. Comparison of compounded deslorelin and hCG for induction of ovulation in mares. J Equine Vet Sci, v.27, p.58-61, 2007.

MCCUE, P. M. Transferência de embriões em equinos: avaliação do embrião. XII Conferência anual da Associação Brasileira de Médicos Veterinários de Equídeos (ABRAVEQ), Campinas, SP. 2011.

MCKINNON A. O.; SQUIRES E. L. "Morphologic assessment of the equine embryo" J. Am. Med. Vet. Ass. 192, 401-406. 1998

MCKINNON A.O.; SQUIRES E.L.; CARNEVALE E.M .Ovariectomized steroid-treated mares as embryo transfer recipients and as a model to study the role of progestins in pregnancy maintenance. Theriogenology 29:1055-1063. 1988

MCKINNON A.O; SQUIRES E.L .Embryo transfer and related technologies, p.319-334. In: Current Therapy Equine Reproduction. Saunders, Missouri. 2007

MEIRA, C. Endocrinologia da Reprodução, Dinâmica Folicular, Superovulação e Transferência de Embriões na Espécie Equina (Área da Reprodução) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho, Botucatu, SP. 2007.

MERKT, H.; MOURA, J. C. A. – A Ultrassonografia na Reprodução Equina. Editora Universitária Americana, Salvador, Bahia, 1996.

Newcombe JR. Human chorionic gonadotropin. In: McKinnon, AO, Squires, EL, Vaala, WE, Varner, DV. Equine Reproduction. 2Ed. Wiley-Blackwell, p.1858-1869, 2011.

OGURI N.; TSUTSUMI Y. Nonsurgical recovery of equine eggs, and an attempt at nonsurgical egg transfer in horses. J. Reprod. Fertil. 31:187-195. 1972.

PALMER, E. Induction of ovulation. In: MCKINNON, A.O.; VOSS, J.L. Equine Reproduction. Baltimore: Williams & Wilkins. p. 344-347, 1993.

PICKETT, B.W. BURWASSH, L.D.; VOSS, J.L.; BACK, D.G. Effect of seminal extenders on equine fertility. Journal of Animal Science, v. 40, p.1136-1146, 1975.

Rebanho de equinos (cavalos) no Brasil / IBGE. Encontrado em: <https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/equinos/br>

Revisão do Estudo do Complexo do Agronegócio do Cavalo. MAPA, 2016. Encontrado em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camaras-setoriais/documentos/camaras-setoriais/equideocultura/anos-antiores/revisao-do-estudodo-complexo-do-agronegocio-do-cavalo>

Regulamento raça crioula. ABCCC 2017. Encontrado em: <http://www.cavalocrioulo.org.br/admin/assets/upload/regulamentos/7058986020.pdf>

Samper JC. Ultrasonographic appearance and the patterne of uterine edema to time ovulation in mares. Proccedings of the 43rd Annual Convention of the American Association of Equine Practitioners, p.41-43, 1997.

SAMPER, J.C. Breeding the problem mare by artificial insemination. Proceedings of the Annual Convention of the AAEP, San Diego, EUA, 408-413, 2008.

SAS INSTITUTE INC – Statistical Analysis System – SAS. User's Guide. Versão 8.0, 4.ed. North Caroline, 2000. 295p.

SILVA, L.A. Técnica ultrassonográfica de injeção intrauterina para transferência de embriões em equinos. Tese (Pósgraduação em Medicina Veterinária), Departamento de Zootecnia da Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG, Brasil, 145 p. 2013.

SQUIRES E.L.; CARNEVALE E.M.; MCCUE P.M.; BRUEMMER J.E. Embryo technologies in the horse. Theriogenology 59:151- 170. 2003.

SQUIRES E.L.; IMEL K.L.; JULIANO M.F.; SHIDELER R.K. Factors affecting reproductive efficiency in equine embryo transfer programme. J. Reprod. Fertil.32:409-414 1982

Squires EL. Hormonal manipulation of the mare: a review. J Equine Vet Sci, v.28, p.627-634, 2008.

SQUIRES, E.L. Embryotransfer. In: McKINNON, A.O.; VOSS, J.L. Equine reproduction. Philadelphia: Lea & Febiger, p. 357-367. 1993

SQUIRES, E.L.; SEIDEL, G.E. Jr.; Superovulation. In: Collection and transfer of 41 equine embryos. Anim. Reprod. And Biotechnology Lab., Bulletin n.8, Fort Collins, Colorado, P. 32-38. 1995.

STOUT, T.A. Equine embryo transfer: review of developing potential. Equine Vet. J., 38 (5), 46-78. 2006.

Vagina artificial equina Hannover. Encontrado em:
<https://www.minitube.com/catalog/pt/vagina-artificial-equina-hannover-p4245/>

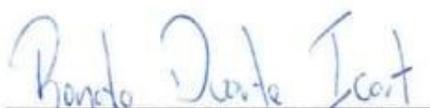
VANDERWALL, D. K.; WOODS, G. L. Embryo transfer and newer assisted reproductive techniques for horses, p 211-219. In: YOUNGQUIST, R. S.; THRELFALL, W. R. (Ed.). Current therapy in large animal theriogenology. Philadelphia: Saunders, 2007, p. 211-219.

VANDERWALL, D. K; MARQUARDT, J. L; WOODS, G. L. Use of a Compounded LongActing Progesterone Formulation for Equine Pregnancy Maintenance. Journal of Equine Veterinary Science, v.27, n. 2, p. 62-66. 2007

Woods J, Bergfelt, DR, Ginther OJ. Effect of time of insemination relative to ovulation on pregnancy rate and embryonic loss rate in mares. J Equine Vet Sci, v.22, p.410-415, 1990.

ANEXOS**ANEXO – A – CERTIFICADO DE REALIZAÇÃO DO ECSMV.****Certificado do Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária**

Certifico que o acadêmico Rafael da Silva Willers concluiu o Estágio Curricular Supervisionado em Medicina Veterinária, na área de Reprodução Equina, sob supervisão do Médico Veterinário Renato Duarte Icart, com início no dia 12/09/2022 e término no dia 02/12/2022, totalizando 450 horas.



Méd. Vet. Renato Duarte Icart

