

**CENTRO UNIVERSITÁRIO DO SUL DE MINAS**

**MEDICINA VETERINÁRIA**

**LUCAS SILVA REGHIM**

**TRANSFERÊNCIA DE EMBRIÃO (TE) EM EQUINOS REVISÃO DE LITERATURA  
E RELATO DE CASO**

**Varginha – MG**

**2021**

**LUCAS SILVA REGHIM**

**TRANSFERÊNCIA DE EMBRIÃO (TE) EM EQUINOS**

Trabalho apresentado ao curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas como pré-requisito para obtenção do grau de bacharel, sob orientação da Prof.<sup>a</sup> Dra. Bárbara Azevedo Pereira Torres e co-orientação do M.V. Breno Henrique Alves.

**Varginha - MG**

**2021**

**LUCAS SILVA REGHIM**

**TRANSFERÊNCIA DE EMBRIÃO (TE) EM EQUINOS**

Monografia apresentada ao curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas, como pré-requisito para obtenção do grau de bacharel pela Banca Examinadora composta pelos membros:

Aprovado em 00/ 00/ 00

---

Prof.<sup>a</sup> Dra. Bárbara Azevedo Pereira Torres

---

Prof. Me Sávio Tadeu Almeida Junior

---

Prof.<sup>a</sup> Dra. Luciane Tavares da Cunha

OBS.:

Dedico este trabalho à minha família, meus pais, minhas irmãs, e a todas as pessoas que me ajudaram com a realização do mesmo.

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço primeiramente a Deus, que dele vem a saúde e a vontade de poder concluir o que mais amo na vida. Agradeço aos meus pais José Luiz Meirelles Reghim e Maria Inêz Silva Reghim, que tiraram forças de onde não tinha para me ajudarem a chegar onde eu cheguei, e as minhas irmãs, Mariane Silva Reghim e Marina Silva Reghim, por sempre me apoiarem nas minhas escolhas.

Agradeço imensamente todos os meus professores, que me deram a base e ensinamento para chegar aonde cheguei, a todos os Médicos Veterinários que me ajudaram, tirando dúvidas, e me dando estágio,

me fazendo sentir mais seguro para realizar meu trajeto.

“Tudo o que um sonho precisa para ser realizado é alguém que acredite que ele possa ser realizado.”

## **RESUMO**

A transferência de embriões (TE) em equinos é de suma importância na indústria do cavalo, uma vez que, com o uso desta biotecnologia, fica mais fácil a ampliação do plantel nas propriedades, aumentando o número de progênie dos animais que possuem alto valor genético e comercial. A fim de obtermos sucesso com a utilização da TE, temos que levar em consideração nesse procedimento o conhecimento anatômico das éguas, juntamente com o uso correto de hormônios para garantir a sincronização dos animais para que a técnica seja feita com sucesso. Este trabalho vem apresentar uma revisão de literatura acerca do tema e resultados de uma propriedade do sul de Minas Gerais que emprega a TE no seu manejo reprodutivo. Os dados obtidos na propriedade foram muito satisfatórios, lembrando que as éguas têm um bom manejo e as técnicas foram realizadas da melhor forma possível.

**Palavras-chave:** Reprodução, hormônios, equideocultura.

## **ABSTRACT**

*The transfer of embryos (TE) in horses is of paramount importance in the horse industry, since, with the use of this biotechnology, it is easier to expand the herd on the properties, increasing the number of progenies of animals that have high genetic value and commercial. In order to be successful with the use of TE, we have to take into account in this procedure the anatomical knowledge of the mares, together with the correct use of hormones to ensure the synchronization of the animals so that the technique is successful. This paper presents a literature review on the subject and results of a property in the south of Minas Gerais that uses TE in its reproductive management. The data obtained on the property were very satisfactory, remembering that the mares have a good management and the techniques were carried out in the best possible way.*

**Keywords:** *Reproduction, hormones, equideoculture.*



## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

<b>Figura 1</b> - Representação anatômica do trato reprodutivo da égua e da vaca. ....	13
<b>Figura 2</b> - Representação de hormônios em relação à atividade uterina e ovariana.....	16
<b>Figura 3</b> - Demonstração do lavado intrauterino na égua.....	17
<b>Figura 4</b> - Embrião envasado no cateter. ....	27
<b>Imagem 1</b> - Contenção e amarração da égua para inseminação .....	28
<b>Imagem 2</b> - Deposição do Fluido intrauterino. ....	29
<b>Imagem 3</b> - Passagem do fluido no filtro, onde ficará preso o embrião.....	30

## **LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS**

**CL** - Corpo Lúteo

**cm** - Centímetros

**eCG** - Gonadotrofina Coriônica Equina

**FSH** - Hormônio Folículo Estimulante

**IA** - Inseminação Artificial

**LH** - Hormônio Luteinizante

**MM** - Mangalarga Marchador

**mm** - Milímetros

**P4** - Progesterona

**TE** - Transferência de Embrião

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>11</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>12</b>
<b>2.1 Anatomia do Sistema Reprodutivo Equino.....</b>	<b>12</b>
2.1.1 Ovários .....	13
2.1.2 Ovidutos .....	13
2.1.3 Útero.....	14
2.1.4 Vagina .....	14
2.1.5 Vestíbulo e Vulva.....	14
<b>2.2 Ciclo Estralda Égua.....</b>	<b>14</b>
<b>2.3 Transferência de Embriões.....</b>	<b>16</b>
<b>2.4 Manejo Sanitário e Nutricional .....</b>	<b>17</b>
<b>2.5 Utilização De Hormônios Para Manipulação Reprodutiva .....</b>	<b>18</b>
2.5.1 Prostaglandinas.....	20
2.5.2 Estrógenos .....	20
2.5.3 Progesterona.....	21
2.5.4 Gonadotrofina Coriônica Humana (hCG) .....	21
2.5.5 Hormônio Liberador De Gonadotropina (GnRH) .....	21
<b>2.6 Protocolos de sincronização da doadora e da receptora .....</b>	<b>22</b>
<b>2.7 Cobertura da Doadora: Monta Natural e Inseminação Artificial .....</b>	<b>22</b>
<b>2.8 Desenvolvimento Embrionário e Data da Transferência.....</b>	<b>24</b>
<b>2.9 A Técnica .....</b>	<b>25</b>
<b>3 RELATO DE CASO.....</b>	<b>27</b>
<b>3.1 Metodologia.....</b>	<b>27</b>
<b>4 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....</b>	<b>33</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>34</b>



## 1 INTRODUÇÃO

A criação de cavalos existe desde os primórdios, quando os animais eram usados como meio de transporte e tração. Hoje em dia o animal tem um valor zootécnico e econômico mais significativo na equideocultura, os quais podem ser criados para competições esportivas ou relacionados às características da raça. Diante disso, técnicas reprodutivas são usadas em criatórios com a intenção de aumentar o número de animais que possuem um alto valor genético.

A transferência de embriões (TE) é uma biotecnologia que permite uma maior utilização do material genético de uma fêmea de alto valor. De forma geral a TE consiste na obtenção do embrião de fêmeas doadoras, éguas com valor genético elevado, o qual será transferido e implantado no útero de éguas receptoras, que são animais com menor valor genético e comercial. Como são as receptoras que irão gestar, parir e criar os filhotes até o momento do desmame, a atividade reprodutiva da fêmea doadora não fica bloqueada.

Através da TE é possível a retirada de mais de um embrião por doadora por estação reprodutiva, otimizando seu valor dentro da propriedade. Dentre as vantagens que a técnica pode trazer, ressaltamos a possibilidade de éguas com desempenho em atividades poder ter um aumento de sua progênie, melhorar o valor genético do rebanho na propriedade, antecipar o ingresso de fêmeas na vida reprodutiva, aumentar a comercialização de animais com alto valor genético em específico, facilitar o teste de progênie dos animais. Além disso, essa biotecnologia permite gerar potros de éguas idosas ou que apresentam algum problema reprodutivo não herdável (BETTENCOURT et al, 2018).

Ainda segundo Bettencourt et al (2018) a complexidade da TE é relativamente baixa comparando com outras técnicas usadas na Medicina Veterinária. Para que se obtenha um grande sucesso na sua realização, é necessário que o Médico Veterinário tenha um bom conhecimento anatômico e fisiológico das éguas, saiba realizar a técnica da melhor forma possível e que tenha os instrumentos necessários para sua realização.

Para realização da técnica deve-se realizar a sincronização da atividade reprodutiva da égua doadora com a receptora, além de determinar a hora certa da ovulação e da transferência. Falhas nesse processo comprometerão significativamente os resultados de concepção. Vários outros fatores influenciam no sucesso da TE, como características inerentes à receptora e à doadora, sendo de suma importância uma seleção correta dessas fêmeas.

Baseado nesse cenário, esse trabalho tem dois objetivos principais: (1) realizar uma revisão bibliográfica sobre a técnica de transferência de embriões em equinos, abordando

sobre a anatomia fisiológica do trato reprodutor feminino, hormônios utilizados na técnica e sobre o processo de sincronização das éguas doadoras e receptoras, e (2) apresentar dados de uma propriedade do sul de minas que utiliza a TE como manejo reprodutivo.

## **2 REVISÃO DE LITERATURA**

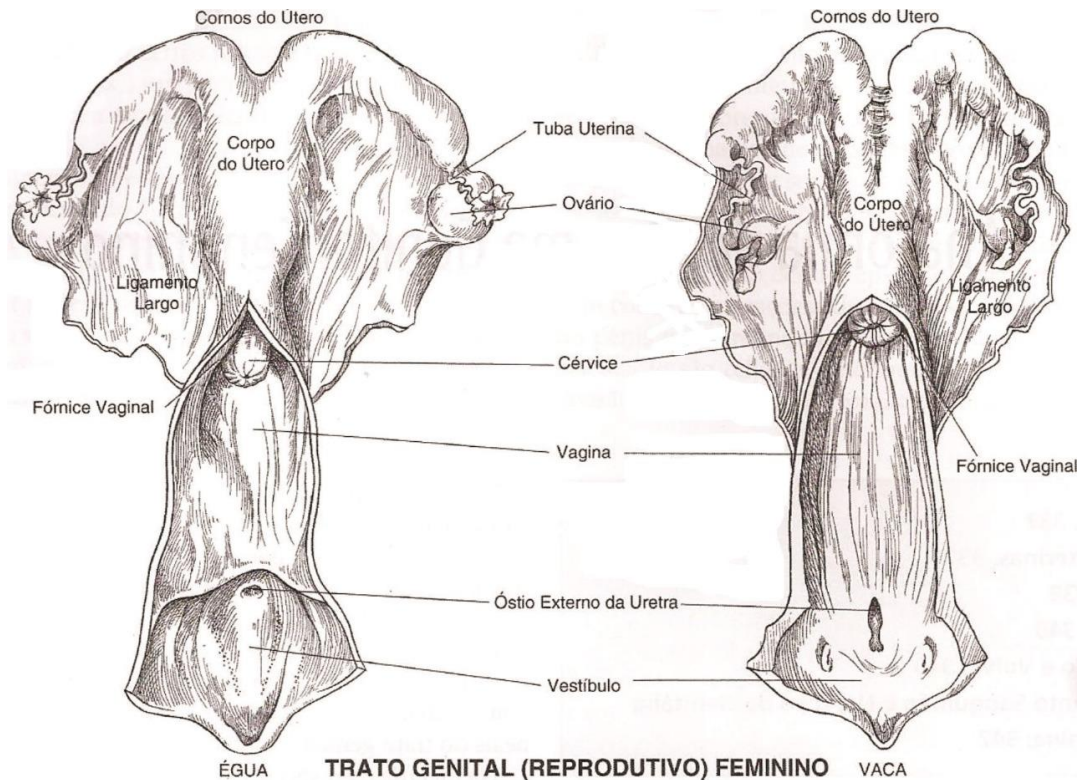
Nos dias de hoje, com aumento da população e do consumo mundial, faz-se necessário o crescimento dos setores agrícolas, garantindo que a produção seja em maior escala e com mais eficiência, o que é possível com o desenvolvimento no campo das biotecnologias. Técnicas como a inseminação artificial, a sexagem de sêmen, transferência e criopreservação de embriões e a produção *in vitro* de embriões, já se mostram altamente funcionais na prática. Essas biotecnologias garantem o aumento da produtividade, selecionando animais com alto valor genético para serem passados para sua progênie. A aplicabilidade das biotecnologias deve ser feitas por um Médico Veterinário, que deve ter um vasto conhecimento anatômico e fisiológico da espécie que irá trabalhar e da técnica a ser realizada, para que tenha sucesso e bons resultados do serviço realizado. Com a TE em equinos, conseguimos retirar embriões de éguas com alto valor comercial (doadora), fazendo com que éguas com menor valor comercial (receptora) vão gestar e cuidar do animal no seu nascimento. Essa técnica vai fazer com que doadoras não interrompam suas atividades esportivas, e que seu material genético de alta performance seja aproveitado.

Pensando nisso, esse tópico fará uma breve revisão da anatomia e fisiologia reprodutiva da égua, e posteriormente abordaremos os tópicos relacionados à técnica e a transferência de embrião propriamente dita.

### **2.1 Anatomia do Sistema Reprodutivo Equino**

O trato reprodutivo de fêmeas mamíferas é composto por dois ovários, duas tubas uterinas ou ovidutos, útero, vagina e a vulva (Figura 1). Esse sistema reprodutor feminino é responsável pela produção e liberação do gameta feminino (ovócito), o qual, após liberado pelos ovários, poderá ser fecundado pelo gameta masculino (espermatozoide), além de fornecer ambiente adequado para a fecundação e desenvolvimento embrionário (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014).

**Figura 1** - Representação anatômica do trato reprodutivo da égua e da vaca.



Fonte: (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014, p.).

### 2.1.1 Ovários

Os ovários encontram-se na parte dorsal do abdômen, cranioventralmente às asas dos fílios, aproximadamente no plano da quinta vértebra lombar. Eles são suspensos pelo mesovário, permitindo considerável liberdade de movimentação e posicionamento. Comparando com outras espécies, os ovários das éguas são bem grandes, podendo medir de 8-10 cm ao longo do eixo maior. São notáveis também pelo seu formato, que na margem livre tem uma depressão, chamada de “fossa de ovulação”, onde se tem a ruptura dos folículos maduros (DYCE, 2010). Os ovários possuem função endócrina que é responsável pela produção de hormônios essenciais a atividade reprodutiva, e uma função exócrina, que está associada a gametogênese e ovulação (BETTENCOURT et al, 2018).

### 2.1.2 Ovidutos

Ovidutos são longos tubos medindo cerca de 20 cm e são divididos em istmo, ampola e infundíbulo. O istmo é a porção que se liga aos cornos uterinos, a ampola é a porção intermediária, onde ocorre a fecundação e as primeiras fases do desenvolvimento

embrionário, e o infundíbulo é a região mais próxima aos ovários responsável pela captação do ovócito no momento da ovulação (DYCE, 2010).

### 2.1.3 Útero

O útero dos mamíferos domésticos consiste em corpo uterino, cornos uterinos e cérvix (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014). A cérvix se encontra na parte cranial da cavidade pélvica, possui cerca de 5-7 cm, e é formada de tecido muscular e conjuntivo, constituindo a terceira barreira anatômica no trato genital. O corpo do útero possui cerca de 18-20 cm, e se bifurca nos dois cornos uterinos com aproximadamente 20-25 cm, os quais são unidos pelo ligamento intercornual (BETTENCOURT et al, 2018).

### 2.1.4 Vagina

A vagina é uma parte do trato genital, que fica dentro da pelve, comunicando-se cranialmente com a cérvix e caudalmente com a vulva. Na vagina se encontra o clitóris (estrutura de tecido erétil) (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014). O fórnix vaginal é um recesso anular formado pela junção das paredes vaginais, denominado orifício externo da cérvix (BETTENCOURT et al, 2018).

### 2.1.5 Vestíbulo e Vulva

O vestíbulo é a parte do trato genital entre a vagina e a genitália externa. A transição entre a vagina e o vestíbulo é demarcada pelo óstio (orifício) uretral externo. A vulva é a genitália externa da fêmea, formada pelos lábios direito e esquerdo, encontrados na linha média dorsal (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014).

## 2.2 Ciclo Estral da Égua

Segundo Tezza & Dittrich (2006), a égua é considerada poliéstrica sazonal de primavera/verão, ou seja, precisa do aumento da luminosidade e fotoperíodo para apresentar atividade reprodutiva. Desse modo haverá estimulação do hipotálamo para que haja diminuição da produção de melatonina pela glândula pineal.

A atividade reprodutiva da fêmea é, de maneira geral, controlada pelo eixo hipotálamo-hipófise-gonadal. O hipotálamo é responsável pela secreção do hormônio



liberador de gonadotropina (GnRH), o qual atua na hipófise anterior estimulando a liberação do hormônio folículo estimulante (FSH) e do hormônio luteinizante (LH). Os hormônios hipofisários atuaram nos ovários controlando a dinâmica folicular. O FSH atua estimulando o desenvolvimento dos folículos ovarianos através da sua ligação às células da granulosa e ativação das vias de síntese de estrógeno. A ação do LH dependerá do estágio de desenvolvimento folicular. Durante o crescimento folicular, esse hormônio atuará nas células da teca dando suporte a esteroidogênese e ao crescimento folicular, ao passo que, após a ovulação atuará no corpo hemorrágico formado no ovário estimulando a produção de progesterona e a formação do Corpo Lúteo (CL) (TEZZA & DITTRICH, 2006).

A progesterona, um hormônio esteroide produzido pelo CL, inibindo a secreção de LH, que é feita por meio de inibição da secreção de GnRH a nível hipotalâmico, ou inibindo de forma direta pela hipófise, bloqueando formações de receptores de GnRH nos gonadotrofos. Tudo isso resulta na diminuição dos pulsos de LH, mantendo níveis basais para que o CL seja formado e mantido (DA SILVA [s.d.]).

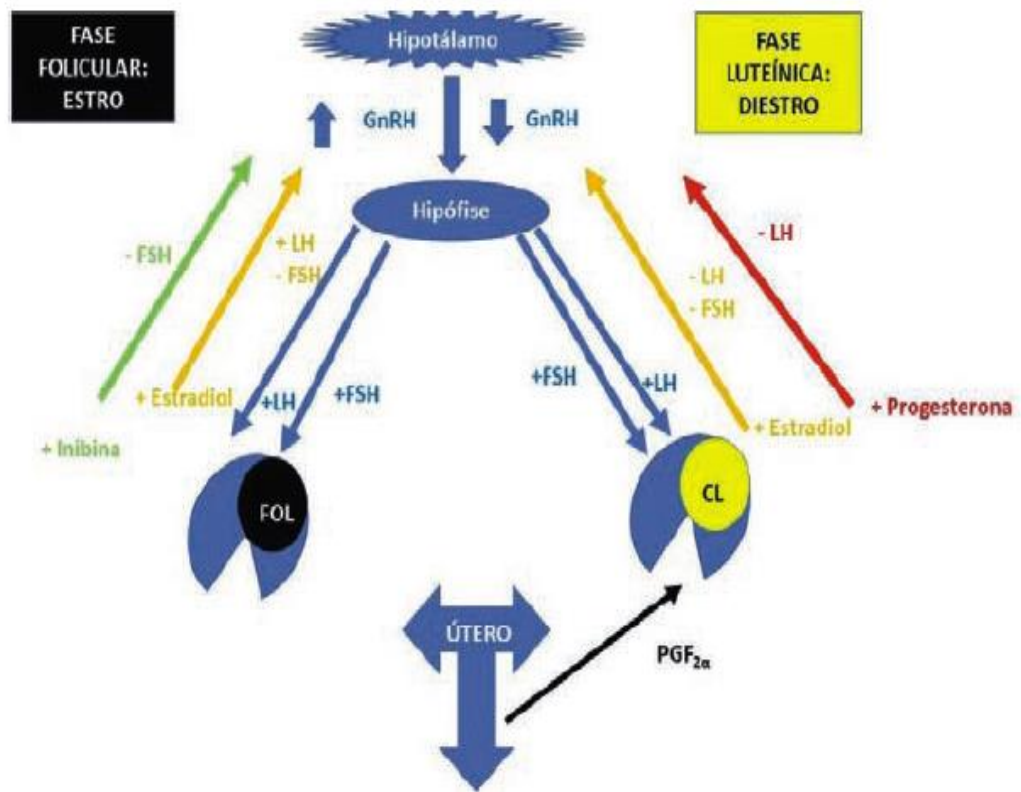
Segundo Intervet (2007), durante o ciclo estral, o nível de FSH sobe duas vezes. O primeiro acontece entre o 8° ao 14° dia, e o segundo do 15° ao 2° dia do próximo ciclo. Esse padrão de secreção gera nas éguas dois tipos de ondas foliculares: ondas maiores, nas quais tem a presença de um folículo dominante e outros subordinados, e ondas menores, nas quais o maior folículo não chega a se igualar ao tamanho de um folículo dominante, oriundo de ondas maiores.

Com relação às secreções de LH, segundo Bettencourt et.al. (2018), mais de 80% dos pulsos de LH são acompanhados pelo FSH, estimulando então o recrutamento e crescimento folicular, multiplicação de células da granulosa e aumento de receptores de LH. Portanto, observa-se que o LH vai ser responsável por várias atividades ovariana, como a maturação folicular, produção de estrogênios, ovulação e luteinização (Figura 2).

O aumento da concentração de estradiol, que os folículos em crescimento produzem, associada à baixa concentração de progesterona, é responsável pelo comportamento de estro (cio), fazendo com que a égua tenha aceitação pelo macho, receptividade sexual, abaixamento de garupa, levantamento de cauda e micção frequente, havendo movimentação do clitóris e eversão vulvar (BETTENCOURT et al, 2018).

O ciclo estral das éguas tem duração de 20 a 23 dias, com 21 dias de média. As fases são Proestro - preparação para o estro, Estro – 5 a 8 dias sofrendo influência do estrógeno, Metaestro – fase de transição e Diestro – 15 a 17 dias sofrendo influencia da progesterona. (TEZZA & DITTRICH 2006).

**Figura 2** - Representação de hormônios em relação à atividade uterina e ovariana.



Fonte: (BETTENCOURT et al, 2018, p.).

### 2.3 Transferência de Embriões

A transferência de embriões (TE) iniciou-se em 1891, e foi realizada pela primeira vez com sucesso em coelhos. Desde então tem sido relatada em todas as espécies domésticas (JAINUDEEN, WAHID, HAFEZ, 2004). De acordo com Taveiros et al (2008), essa técnica foi executada com sucesso em equinos no ano de 1972 e foi relatada por Oguri e Tsutsumi.

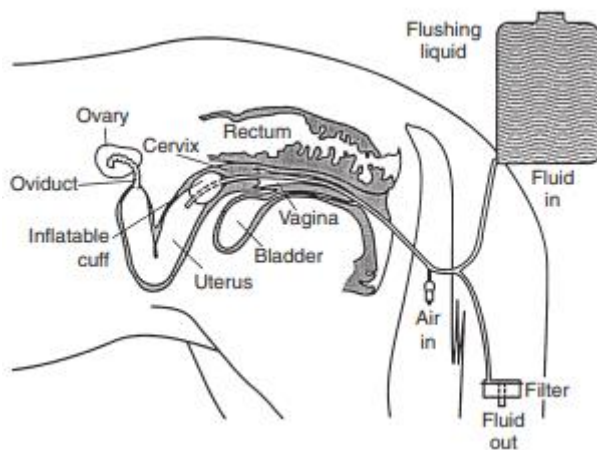
A comercialização dessa técnica começou na América do Norte na década de 70 (JAINUDEEN, WAHID, HAFEZ, 2004), porém no Brasil a mesma precisou ser autorizada pela Associação Brasileira do Caval Mangalarga Marchador e só em 1987 foi descrita pela primeira vez no país (FLEURY et al 1987, apud LIRA, PEIXOTO, SILVA, 2009).

A TE é um procedimento fácil em relação a outros, porém, o que dificulta o sucesso de sua aplicação é a falta de organização do manejo e a sincronização das éguas. (VANDERWALL, WOODS, 2007)

Na égua doadora ou receptora, o embrião é transportado através do oviduto no útero entre os dias 5 e 6 após ovulação. Após esses dias o embrião cresce gradativamente no útero,

sendo possível fazer o lavado que é de forma transcervical, entre os dias 6, 7, 8 ou 9, sendo o melhor dia o 8º dia após ovulação. Dentro do útero vai uma sonda de silicone com um balão inflável, onde é injetado 1L de fluido (Ringer lactato), previamente aquecido a 35°C, e, em seguida, o fluido é retirado com efeito de massagem via retal. No local onde passa um filtro fará o embrião ficar preso nele, de acordo com a Figura 3 (VANDERWALL, WOODS, 2007)

**Figura 3-** Demonstração do lavado intrauterino na égua.



Fonte: Vanderwall, Woods, 2007, p. )

## 2.4 Manejo Sanitário e Nutricional

Como já citado, a eficiência da TE está diretamente relacionada com a qualidade dos animais utilizados. Fêmeas más nutridas ou com algum problema sanitário irão apresentar comprometimento da sua atividade reprodutiva afetando negativamente a reprodução do plantel.

Para que haja um bom controle de índices reprodutivos, deve-se escolher fêmeas adequadas, para serem acompanhadas durante a estação de monta, evitando perdas embrionárias associadas a possíveis patologias. O uso de fêmeas saudáveis no plantel reprodutivo diminui a má formação fetal, a ocorrência de abortos, e as falhas reprodutivas associadas à manifestação de cio e ao desenvolvimento folicular, minimizando problemas reprodutivos futuros (MAIA, OLIVEIRA, CROCOMO, 2019).

O herpesvirus equino tipo 1 (HEV-1) é descrito como a mais importante causa de aborto de origem infecciosa, de modo que os animais infectados apresentam perda de prenhez geralmente no terço final da gestação. Normalmente a perda do feto ocorre de forma rápida, sem sinais alarmantes e no exame clínico as éguas não demonstram alterações. As fontes de

disseminação viral são a via respiratória, fetos abortados e fluidos fetais (OSTHUND, POWELL, BRYAN 1991).

Além do HEV-1, a leptospirose é apontada como causadora de problemas reprodutivos em equinos. Nessa espécie, a leptospira causa um importante número de abortos, usualmente no 6º mês da gestação, e também nascimento de animais fracos ou prematuros, natimorto e com alta mortalidade neonatal (MAIA, OLIVEIRA, CROCOMO, 2019).

A fim de minimizar a ocorrência de doenças infecciosas no rebanho que causam perdas reprodutivas, como herpesvírus tipo 1 (EHV-1) e leptospirose, a vacinação, o controle de roedores e animais silvestres, são formas de prevenção e controle. Na ocorrência de abortos, os restos de placenta e o feto devem ser devidamente eliminados (LEY, 2013).

A nutrição é outro fator que afeta a eficiência reprodutiva das propriedades, uma vez que seu desequilíbrio pode causar subfertilidade em éguas reprodutoras. O uso de dieta balanceada permite um bom *score* corporal, promovendo um ciclo estral regular, boa atividade folicular e formação de CL e, conseqüentemente, uma boa gestação com suprimento fetal adequado.

Um grande risco da TE está no manejo alimentar das receptoras. Por se tratar de um animal com menor valor genético e econômico, a dieta desses animais deixa a desejar, não atendendo as necessidades mínimas diárias para que esse animal cicle regularmente e possa e gestar adequadamente. Portanto, é fundamental o fornecimento de dieta adequada tanto para as doadoras quanto para as receptoras (CINTRA, 2014)

Para melhor selecionamento de receptoras, é observado peso (de 400 a 550 kg), com idade entre 3 e 10 anos, tendo boa índole, um bom desenvolvimento mamário, com ciclos estrais normais, não apresentando anormalidades uterinas e ovarianas, o que aumenta a porcentagem de confirmação de embriões transferidos (FLEURY et al, 2007).

## **2.5 Utilização De Hormônios Para Manipulação Reprodutiva**

O controle da reprodução é feito pelo hipotálamo o qual conecta o sistema nervoso central e o sistema endócrino através do sistema porta-hipotálamo-hipofisário coordenando a função gonadal. De forma geral, os hormônios podem exercer efeitos inibitórios ou excitatórios, regulando a funcionalidade dos órgãos tecidos-alvo (HAFEZ, JAINUDEEN, ROSNINA, 2004).

A base da TE consiste em determinar o momento ideal de cobertura da doadora, e preparar a receptora para receber o embrião no dia adequado. Diante disso, muitas das vezes é

necessária a utilização de protocolos hormonais para sincronizar o ciclo da doadora e da receptora, e acompanhar de maneira mais precisa o desenvolvimento folicular e uterino. Para isso utiliza-se os hormônios relacionados à fisiologia reprodutiva, na tentativa de mimetizar, induzir e/ou controlar a ovulação e desenvolvimento uterino nas fêmeas.

Os principais hormônios usados para controle da atividade ovariana nos protocolos de TE são: Prostaglandina, Estrógenos, Progesterona, hCG, GnRH e eCG. Abaixo estão descritas as principais atividades e funções desses hormônios, ao passo que a tabela 1 resume suas principais aplicações na TE.

Tabela 1. Principais hormônios utilizados na TE e seus efeitos

Hormônio	Função dentro dos protocolos
Prostaglandina	Lise (Quebra) do CL, auxiliando na sincronização da doadora com as receptoras, e estímulo ao crescimento folicular.
Estrógenos	Induz a égua ao cio, podendo ser usada como manequim para coleta de sêmen do garanhão, e usada em éguas não cíclicas, preparando o útero e os ovários artificialmente para o recebimento do embrião.
Progestágenos	A progesterona é usada em casos que a égua já possui o CL, pode ser usada após o uso de estrógeno citado acima, para manutenção do CL quando recebido o embrião. Em éguas que ciclam normalmente, pode ser usada como forma preventiva, onde vai garantir o nível necessário da égua para manter a gestação.
hCG	O hCG é um indutor de ovulação,

### GnRH

tendo menor tempo para resposta, usado mais para inseminação de sêmen congelado, pois diminui o tempo de espera da ovulação da égua para ser inseminada.

O GnRH é também usado como indutor de ovulação, porém, contrário ao hCG, tem um maior tempo para resposta da ovulação, sendo mais usado para inseminação com sêmen fresco e/ou resfriado.

---

Fonte: (FARIA, GRADELA, 2010)

#### 2.5.1 Prostaglandinas

Na reprodução equina, a prostaglandina mais utilizada é a prostaglandina F<sub>2α</sub> (PGF<sub>2α</sub>). Ela contribui na indução de cio em éguas cíclicas, ou em apoio ao uso de biotécnicas como inseminação artificial (IA) e TE. A PGF<sub>2α</sub> tem função luteolítica primária nas éguas, promovendo a lise do corpo lúteo em éguas não gestantes. Fisiologicamente esse hormônio promove a luteólise entre o 13° e 16° do ciclo estral. (FARIA, GRADELA, 2010).

Ainda de acordo com os autores citados anteriormente, a PGF<sub>2α</sub> pode ser usada para acabar com uma fase luteal persistente, controlar o tempo de ovulação, sincronizar o estro, tratar animais com endometrite, eliminar pseudogestação, induzir o parto e estimular contração uterina, atuando no transporte espermático e na motilidade uterina.

#### 2.5.2 Estrógenos

Estrógenos são hormônios esteroides, associado ao estro, sendo produzidos pelos folículos ovarianos e pela unidade feto-placentária. Nas éguas cíclicas, o estrógeno é secretado um ou dois dias pré-ovulação, e sua concentração sérica reduz ao atingir o diestro. Administrar estradiol em éguas em anestro pode-se induzir sinais de estro dentro de 3 a 6 horas, sendo essa utilização interessante quando quer se preparar éguas para servirem de manequim na coleta de sêmen.

Além da ação indutora de estro, a administração de estradiol (50mg, IM) ou de cipionato de estradiol (50mg, IM) após a ovulação em éguas cíclicas suprime o desenvolvimento dos folículos, não alterando a função luteal, sendo úteis em programas de sincronização de estro e ovulação associados à progesterona em éguas não cíclicas. (FARIA, GARDELA, 2010).

### 2.5.3 Progesterona

A progesterona é secretada pelas células luteínicas do CL, pela placenta e glândulas adrenais. Ela prepara o endométrio para a prenhez, aumenta a secreção das glândulas do endométrio e inibe a motilidade do miométrio. Auxilia no desenvolvimento do tecido secretor da glândula mamária, inibe o cio e o pico pré-ovulatório de LH. O uso da progesterona na TE, vai auxiliar na manutenção de gestação, sincronização do estro e ovulação de éguas cíclicas, além de induzir um ciclo artificial de P4 em receptoras que estão recebendo os embriões (HAFEZ, JAINUDEEN, ROSNINA, 2004).

### 2.5.4 Gonadotrofina Coriônica Humana (hCG)

A hCG é uma glicoproteína hormonal, produzida pelas células trofoblásticas sinciciais dentro dos líquidos maternos. A mesma interage com receptores de LH, promovendo a manutenção do corpo lúteo no começo da gestação e na secreção de progesterona (P4) (FARIA, GRADELA, 2010).

Ainda de acordo com os autores citados anteriormente, a hCG é uma proteína quimicamente diferente do LH, porém, a atividade biológica primária de ambas é parecida. Desse modo a via placentária é responsável pelo desenvolvimento de imunotolerância materna local, tendo a função de proteger o feto no primeiro trimestre de gestação.

Tendo ação semelhante ao LH, a hCG está sendo usada para indução da ovulação em éguas, reduzindo a duração de estro e o intervalo de ovulação (dentro de 48 horas). A diminuição no número de inseminações e de coberturas a cada estro aumenta os índices de fertilidade e de concentração plasmática de P4 e conseqüentemente a taxa de prenhez (FARIA, GRADELA, 2010).

### 2.5.5 Hormônio Liberador De Gonadotropina (GnRH)

O GnRH estabelece uma ligação do sistema endócrino e nervoso, assim, quando há resposta ao estímulo nervoso, libera pulsos de GnRH no sistema porta-hipotálamo-hipofisário, induzindo a hipófise liberar LH e FSH. Pode ser usado para iniciar crescimento folicular ou induzir secreção de FSH em éguas em anestro, além de promover a ovulação por ação direta nas secreções hipofisárias de LH (FARIA, GRADELA, 2010).

## **2.6 Protocolos de sincronização da doadora e da receptora**

Devido à longa fase folicular das éguas, e com uma maior dificuldade em adequar o controle de crescimento folicular, torna-se mais difícil a sincronização, se comparado a outras espécies. Essa sincronização permite que as éguas sejam cobertas ou inseminadas em um período pré-determinado. Na TE a sincronização permite que a ovulação da égua receptora ocorra de um dia antes a três dias depois da ovulação da égua doadora (SQUIRES, 1993).

Éguas receptoras devem ser acompanhadas diariamente quando estão no cio para acompanhamento de crescimento folicular e da ovulação. É importante que tenha pelo menos duas receptoras para cada doadora, permitindo que possa ser escolhida a melhor receptora no momento do recebimento do embrião (VANDERWALL, WOODS, 2007).

Carnevale et al (2000), classifica uma boa receptora pela palpação e ultrassonografia transretal, quando a mesma possui CL bem definido, cérvix e tônus uterino de bom a excelente e com nenhuma alteração no útero.

Tendo uma vasta disponibilidade de receptoras na propriedade, com acompanhamento ultrassonográfico diário, é possível que possa ser escolhida a receptora que esteja melhor e mais próxima da doadora para a deposição do embrião.

## **2.7 Cobertura da Doadora: Monta Natural e Inseminação Artificial**

O monitoramento da atividade reprodutiva atualmente é feito por ultrassonografia, permitindo acompanhar o momento exato de ovulação e prevenção de doenças do trato reprodutivo. A ovulação vai acontecer de 24 a 48 horas antes do final do estro, desse modo as éguas podem ser inseminadas 30 horas antes ou até 12 horas após a ovulação. Porém, vale ressaltar, que a inseminação feita pós-ovulação pode até resultar em uma gestação, mas a chance de ocorrer morte embrionária é maior (INTERVET, 2007).

A monta natural (MN), ou seja, o macho cobrir a égua a campo, resulta em um manejo de menor custo, porém aumenta-se a transmissão de doenças venéreas e o risco de



ocorrer acidentes com os animais. Caso esse manejo seja instituído, recomenda-se utilizar um garanhão, com boa habilidade reprodutiva, para cada 45 éguas (LEY, 2013).

A inseminação artificial (IA) tem como vantagens o maior número de produtos/macho, redução na transmissão de doenças, e possibilidade de utilizar ejaculados de machos que não conseguem cobrir as fêmeas. Associados a criopreservação espermática, com a IA é possível ter crias do garanhão mesmo após sua morte. As desvantagens dessa técnica é a necessidade de mão de obra especializada, elevação do custo/cobertura e diminuição do índice de prenhez, quanto comparado a MN. Para realização da técnica de IA, deve-se coletar o sêmen do garanhão, com auxílio de uma vagina artificial, analisá-lo e, caso apresente características aceitáveis, realizar o processamento e fracionamento do ejaculado, o qual será depositado artificialmente no trato reprodutivo da égua (TEZZA, DITTRICH, 2006).

A técnica de inseminação artificial pode ser realizada com sêmen fresco, resfriado ou congelado. O sêmen fresco é usado para animais que se encontram no mesmo local, e o tempo transcorrido entre a coleta e a inseminação não deve ultrapassar de uma hora. O sêmen resfriado (entre 5 e 15°C) é utilizado quando a IA vai ser realizada de 24 a 48 horas após a coleta, tendo uma taxa de prenhez semelhante ao sêmen fresco (INTERVET, 2007). Em contrapartida, o sêmen congelado pode ser armazenado por tempo indeterminado, uma vez que é mantido a -196°C. Entretanto, a viabilidade pós descongelamento do sêmen equino é muito variável, o qual acarreta em baixos índices de prenhez (20 a 60%), mesmo quando a inseminação é realizada no momento correto (TEZZA, DITTRICH 2006).

A técnica de IA é a mais utilizada nos programas de TE, uma vez que se consegue otimizar o ejaculado do macho, podendo inseminar um maior número de fêmeas com o mesmo. Após a identificação do cio na doadora, é importante realizar o controle folicular a fim de determinar com precisão o momento da ovulação, e conseguir boas taxas de concepção.

Hafez e Hafez (2004, p. 389), dizem que “todas as inseminações devem ser executadas com técnica de contaminação mínima: com a égua devidamente contida, com a cauda enfaixada e elevada e a área entre a base da cauda e a comissura ventral da vulva muito bem esfregada, lavada e secada”. A higienização sendo feita de maneira técnica e responsável, não levará agentes para dentro do útero da égua, tendo maior sucesso na sua realização.

A inseminação artificial em éguas é por via vaginal, de modo que o inseminador veste uma luva, guia a pipeta até passar a cérvix e deposita o sêmen no corpo do útero. A melhor hora para a inseminação em éguas é de 12 a 24 horas antes da ovulação, podendo ser

inseminada até 12 horas após ovulação, não tendo os mesmos resultados que se inseminada antes da ovulação.

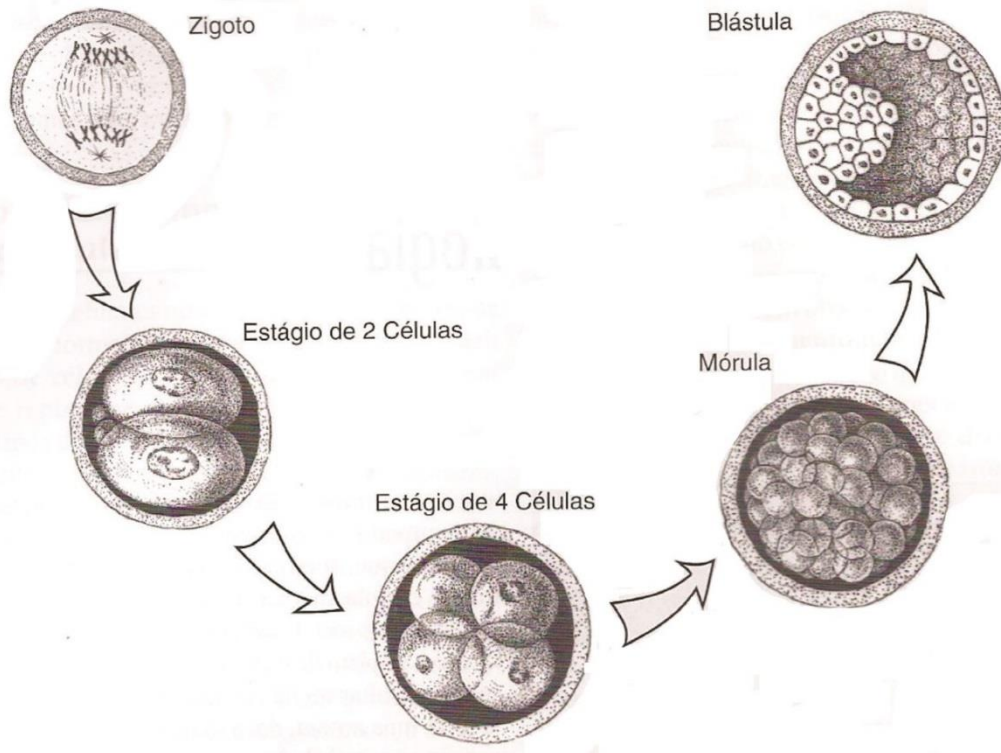
## **2.8 Desenvolvimento Embrionário e Data da Transferência**

O desenvolvimento do embrião começa na fertilização do ovócito pelo espermatozoide, ativação oocitária, e formação do zigoto, o qual passa por várias divisões celulares, migração e diferenciação, desenvolvendo-se então na mórula, blástula, gástrula e então o embrião (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014). O embrião será transferido na fase de blastocisto.

O zigoto sofre várias divisões mitóticas denominadas clivagens, aumentando o número de células (blastômeros). Esse aglomerado de pequenas células resultantes da clivagem é denominado mórula, a qual ao chegar ao útero continua se desenvolvendo e ocorre a formação de uma cavidade central, a blastocele, a qual receberá agora a denominação de blástula (Figura 4) (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014).

A blástula abrange uma camada de células (trofoblasto) que circunda a blastocele, na qual a massa celular interna se sobressai, formando o corpo do embrião. O trofoblasto se desenvolve nos tecidos extraembrionários, incluindo a placenta. Essa massa celular interna próxima ao trofoblasto é o epiblasto, e a parte próxima a blastocele é o hipoblasto, enquanto a massa celular interna progride, forma uma cavidade dorsal no epiblasto, denominada cavidade amniótica (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014).

Na linha primitiva o epiblasto começa a expressar com células de proliferação sobre o eixo longitudinal do embrião formando o (ectoderma) e desloca o hipoblasto para criar uma camada profunda (endoderma). Entre o ectoderma e o endoderma estabelece o mesoderma, o qual dará origem aos músculos, esqueleto, e o resto do corpo do animal (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014). Essa migração celular formando os feixes embrionários denomina-se gastrulação.

**Figura 4** Desenvolvimento embrionário

Fonte: (FRANDSON, WILKE, FAILS, 2014).

Como citado anteriormente, o embrião do equino é transportado para o útero entre o 5º e 6º dia após ovulação, onde o lavado intrauterino é feito entre os dias 6, 7, 8 ou 9 após ovulação, onde preferencialmente é feito no 8º dia, pois no 8º dia o embrião está em bom tamanho para manejo, não correndo riscos de sofrer quebra ao manuseá-lo.

## 2.9 A Técnica

Como descrito anteriormente, a recuperação embrionária normalmente é realizada no 7º ou 8º dia pós ovulação, apresentando taxas de recuperação maior ao dia 6 e o dia 9 devido ao tamanho do embrião e ao manejo da lavagem uterina, uma vez que após o dia 9 o embrião tem tamanho suficiente para sofrer danos durante a manipulação. O embrião equino cresce cerca de 200, 400 e 800  $\mu$ m de diâmetro aos dias 6, 7 e 8 respectivamente. A recuperação do embrião é feita por lavagem uterina transcervical, com uso de 1 litro de fluido por lavagem. Esse processo é realizado de 3 a 4 vezes. A taxa de recuperação embrionária, além de depender da formação embrionária, também depende do técnico que a realiza (HINRICHS, 2013).

A colheita forma transcervical é realizada com um cateter de silicone com balão (VEUF-80, Bivona, Inc, Gary, IN 46406) de 8,0 mm de diâmetro e três vias, o qual é inserido

na cérvix. Após o cateter atingir ao útero, deve-se inflar o balão acoplado (cuff), a fim de que não perca líquido e para o cateter não sair do lugar. Com o cateter devidamente posicionado insere-se o líquido no útero, solução salina acrescida com fosfato puro modificado (DPBS), previamente aquecido de 30 a 35°C, com 1% de soro fetal bovino, penicilina (100 unidades/ml) e estreptomicina (100 µg/ml), realizando a lavagem do órgão de 3 a 4 vezes.

Uma alternativa ao uso do meio citado acima, temos o Ringer Lactato. Estudos comparando a lavagem uterina com esses dois meios observaram taxas de concepção semelhantes, 64% para o Ringer Lactato comparado com 57% do DPBS (ALVARENGA et al 1992). No Brasil o Ringer é a solução mais usada para lavados, devido a sua facilidade de aquisição e preparação.

À medida que o líquido vai saindo do útero, o lavado passa por um filtro, o qual tem como objetivo reter o provável embrião. Após as lavagens, esse líquido será rastreado em um microscópio estereoscópio sob aumento de 10X a fim de identificar a presença do embrião. Após identificação o embrião deve ser classificado, sendo que esse processo pode ser feito no mesmo equipamento, mas utiliza-se a objetiva de 40X. A fim de facilitar a localização e rastreio do embrião, a placa de petri, na qual é colocada o líquido retido no filtro, pode ser riscada na parte inferior. Após o lavado, é aplicada uma dose de PGF2a na égua, para que o mesmo estimule contrações uterinas na égua, ajudando expulsar algum resto de fluído que permaneceu dentro dela, e também para que haja lise do corpo lúteo.

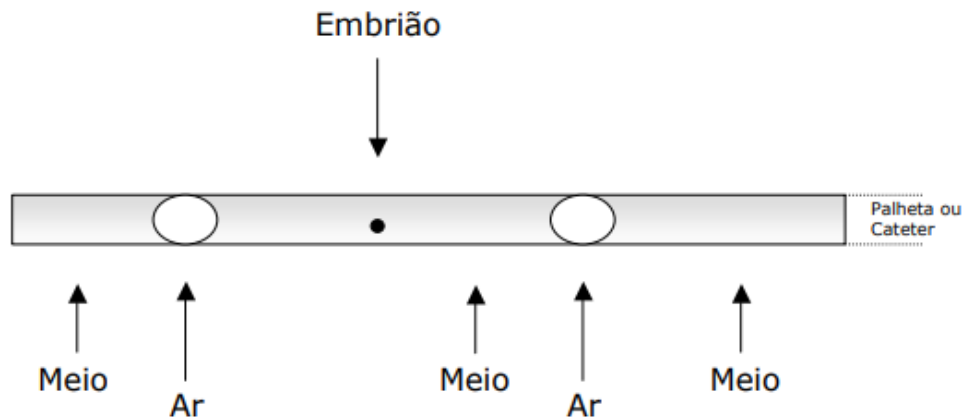
Uma boa classificação de um embrião se dá pela sua morfologia, baseando na forma, no tamanho, cor, uniformidade, extrusões e degenerações de blastômeros. Essa parte da classificação é muito importante, pois a qualidade do embrião vai resultar em uma boa taxa de prenhez mais a frente (FUTINO, 2005). Quando se tem um bom equipamento de trabalho, é possível analisar tudo afundo, quando o equipamento é inferior, analisar o máximo possível do necessário para uma boa avaliação. Os embriões então classificados serão preparados para a TE propriamente dita.

Inicialmente os embriões serão transferidos para placa de petri menor (35 x 10 mm) contendo o meio de manutenção, com auxílio de uma palheta de 0,5 ou 0,25 mL acoplada a uma seringa de insulina. O objetivo da passagem do embrião nesse meio é eliminar impurezas antes de aspirar o embrião na palheta de inovulação.

Para o processo de transferência (inovulação) propriamente dito, o embrião é envasado em um cateter o qual é preparado porções alternadas de meio de manutenção e ar, a fim de manter o embrião no centro do cateter. Para isso, primeiramente se aspira o meio de manutenção, seguido pela aspiração de ar, e novamente meio, para depois ser aspirado o

embrião (Figura 4) (LIRA, PEIXOTO, SILVA, 2009). O mesmo processo será repetido até preenchimento do cateter. Após o envase, o embrião é então transferido para receptora (LIRA, PEIXOTO, SILVA, 2009).

**Figura 4** - Embrião envasado no cateter.



Fonte: (LIRA, PEIXOTO, SILVA 2009).

O processo de deposição embrionária do útero da receptora é realizado da mesma forma que a IA convencional. Caso seja de conhecimento do Médico Veterinário que está realizando o procedimento da receptora, é costumeiro absorver embriões antes dos 60 dias, havendo aplicação de progesterona na receptora, para que aumente o nível de progesterona produzido pelo ovário, ajudando com que melhore a taxa de confirmação.

### 3 RELATO DE CASO

#### 3.1 Metodologia

A fim de verificar a aplicabilidade da TE em equinos, realizou-se a observação da utilização dessa biotecnologia em uma propriedade localizada na Flora, zona rural de Varginha-MG. Com relação à propriedade, a mesma apresenta pastagem toda formada de grama-estrela, onde ficam as fêmeas, sendo que as doadoras recebem suplementação com ração proteinada a 15% uma vez ao dia. As receptoras se alimentam somente de pastagem, sem receber suplementação.

A estação de monta começou no dia 21/11/2020 onde começou o acompanhamento com uso de ultrassom para observar o desenvolvimento reprodutivo entre doadoras e

receptoras. Durante o período de acompanhamento, foi realizado um total de 11 lavados, de três doadoras com números alternados. Havia uma média três receptoras preparadas para cada doadora. Para explicação do caso prático, vou denominar as fêmeas como 1ª doadora, 2ª doadora e 3ª doadora. A idade das doadoras varia entre 5 a 8 anos, e das receptoras entre 3 a 10 anos.

A atividade reprodutiva das fêmeas foi verificada e observou-se que todas as éguas estavam ciclando normalmente. Para aplicação do protocolo de TE o uso de hormonioterapia era feito a fim de induzir ovulação e estimular o crescimento folicular e para sincronizar as receptoras com as doadoras. Para indução de ovulação foi usado Deslorenila (Strelin®) que é um análogo sintético de GnRH, que era feito logo após a inseminação, garantindo que a égua ovulasse no tempo certo com o sêmen já depositado intrauterino, e para a lise de corpo lúteo e estímulo de crescimento folicular era usado a PGF2a (Lutalyse®) que era aplicado após os lavados nas doadoras, auxiliando também nas contrações uterinas, ajudando expelir algum vestígio de fluido que possa ter ficado dentro do útero.

Após determinação do folículo ovulatório na doadora a mesma era submetida à técnica de IA, a qual era realizada em um tronco de contenção. Antes da IA era passado uma faixa no rabo da fêmea, para manter a higiene do local, e, após o rabo suspenso, a região perineal era lavada com água limpa e detergente e secada com papel toalha. Após a higiene da região, as éguas eram inseminadas com sêmen refrigerado utilizando uma pipeta estéril descartável.

Imagem 1- Contenção e amarração da égua para inseminação



Fonte: Arquivo pessoal.

Terminada a IA, administrava-se 1mL de Deslorelina (Strelin®) para induzir a ovulação, e ,no outro dia, avaliava-se se a ovulação da égua foi bem sucedida. No mesmo dia já era feita a ultrassonografia nas receptoras, para avaliar o sistema reprodutor e acompanhar a dinâmica folicular, uma vez que a ovulação das receptoras era realizada três dias após a indução da doadora, ou seja, dois dias após a observação da ovulação.

Para um melhor manejo da TE, a lavagem uterina das doadoras era realizada após 8 dias da ovulação. Após lavagem uterina era aplicado nas doadoras 1mL de PGF2a, para que houvesse lise do corpo lúteo e um novo ciclo estral se iniciasse.

Para o lavado do embrião, repete o procedimento de contenção da égua e higienização da região perineal. Uma sonda estéril com um balão inflável era então inserida na cérvix até atingir o corpo do útero da égua, e era injetado cerca de 20 a 30 mL de ar para inflar o balão presente na sonda, fazendo com que ela ficasse presa na abertura interna da cérvix, garantindo que o fluido não saísse do local a não ser que fosse pela sonda. Após correta colocação era introduzido 1 litro de ringer com lactato brevemente aquecido, e, através de massagens uterinas via retal, o líquido era retirado do útero pela mesma sonda, e direcionado para filtro, o qual escoava o fluido para fora, mas garante que o embrião fique preso no recipiente. O processo da lavagem uterina era repetido três vezes.

Imagem 2- Deposição do Fluido intrauterino.



Fonte: Arquivo pessoal

Imagem 3- Passagem do fluido no filtro, onde ficará preso o embrião.



Fonte: Arquivo pessoal

Após o lavado, o conteúdo de ringer retido no filtro era colocado dentro da placa de petri, a qual era avaliada em estereomicroscópio a fim de ser verificado se o embrião se encontrava na placa. Encontrado o embrião, ele era lavado em um meio de manutenção de embriões (BotuEmbrio®). Para isso colocava-se em uma placa nova 10 gotas do meio, e passa-se o embrião em todas as gotas. O embrião era manuseado em seringas de 1mL, acoplada a palhetas de sêmen. Lavado o embrião, ele era envazado em uma palheta, e montado de forma correta na pipeta de IA, a qual era protegida pela camisinha sanitária. Com a pipeta devidamente preparada, depositava-se o embrião dentro do útero da receptora.

Em todos os procedimentos de TE, no dia da inovulação era aplicado PGF2a nas doadoras, e a gestação das receptoras era confirmada por meio de ultrassom com 15, 45 e 60 dias depois.

### 3.2 Resultados e Discussão

Os resultados referentes às lavagens uterinas, embriões recuperados e taxas de concepção estão descritos na Tabela 2.

A primeira TE realizada na 1ª doadora foi oriunda de uma inseminação realizada com sêmen resfriado no dia 24/11/2020, sendo que a ovulação foi confirmada no dia 25/11/2020. Três dias após a ovulação da doadora, foram induzidas ovulações em três receptoras. O primeiro lavado intrauterino foi feito no dia 03/12/2020, no qual se recuperou dois embriões, os quais foram transferidos para duas das receptoras preparadas. 60 dias depois, as gestações foram confirmadas via ultrassonografia das receptoras.

No dia 12/12/2020 realizou-se mais uma IA na 1ª doadora e uma IA na 2ª doadora. Ambas foram inseminadas de sêmen resfriado tendo ovulação confirmada no dia 13/12/2020.



Da mesma forma que no processo anterior, três receptoras para cada doadora foram preparadas e tiveram ovulações induzidas no dia 16/12/2020. O lavado das duas doadoras foram realizados no dia 20/12/2020, 8 dias depois da ovulação, e ambos foram positivos. Os embriões foram então transferidos, e as gestações confirmadas.

A primeira cobertura da 3ª doadora foi realizada via monta natural no dia 15/12/2020 e a ovulação confirmada no dia 16/12/2020. No dia 20/12/2020 já haviam duas receptoras sincronizadas com ela, quem foram induzidas. Após 8 dias da ovulação, no dia 24/12/2020 foi feito o lavado e o embrião recuperado foi transferido para uma das receptoras, a qual teve a gestação confirmada. Nesse caso não foi aplicado PGF2a na doadora, permitindo que ela voltasse ao ciclo normalmente, pois a fêmea havia passado por forte stress de locomoção.

No dia 26/12/2020 inseminou novamente as doadoras 1 e 2, com sêmen resfriado. As ovulações foram confirmadas dia 27/12/2020, e no dia 30, foram preparadas três receptoras. Dessas fêmeas duas tiveram a ovulação induzida. Os lavados realizados no dia 04/01/2021 de ambas doadoras foram positivos, e os embriões transferidos para as duas receptoras. Gestações também foram confirmadas via ultrassonografia já com 60 dias.

Já no dia 03/02/2021 a 2ª doadora foi inseminada com sêmen congelado, e no dia 06/02/2021 uma receptora foi induzida a ovulação. A coleta da doadora foi realizada no dia 11/02/2021, porém a mesma não foi bem sucedida, sendo que nesse procedimento, não se recuperou embrião da doadora.

Mais uma IA foi realizada na 2ª Doadora no dia 17/02/2021 com sêmen resfriado, a qual ovulou no dia 18/02/2021. No dia 21/02/2021 duas receptoras foram induzidas a ovulação, e o lavado foi realizado no dia 26/02/2021. A coleta foi positiva e o embrião transferido para a receptora, a qual teve gestação confirmada.

Outra inseminação com sêmen congelado foi realizado na 1ª doadora no dia 02/03/2021, e no dia 05/03/2021 foi induzida a ovulação de uma receptora. O lavado foi realizado 8 dias após IA, com coleta negativa e aplicação de PGF na doadora.

A fim de completar as coletas da 3ª doadora, ela foi inseminada com sêmen resfriado no dia 05/03/2021, a ovulação foi confirmada no dia 06/03/2021 e, três dias depois uma receptora teve a ovulação induzida. No dia 14/03/2021 realizou-se o lavado uterino com coleta positiva, sendo o embrião transferido para receptora. A gestação foi confirmada.

E como ultimo manejo acompanhado, a 1ª doadora foi inseminada no dia 02/04/2021, teve ovulação confirmada no dia 03/04/2021, e no dia 06/04/2021 foi preparada uma receptora. O lavado foi feito no dia 11/04/2021, com coleta positiva e o embrião transferido para a receptora. Nesse caso a gestação foi confirmada via ultrassonografia 45 dias após TE.

Tabela 2. Resultados das transferências de embriões realizadas em três doadoras de uma propriedade na região de Varginha

Dada da IA	Data Lavado	Resultado lavado (+ ou -)	Concepção confirmada (sim ou não)	Taxa recuperação	Taxa concepção (por receptora)
- Primeira doadora -					
25/11/20	03/12/20	+	Sim	80%	100%
12/12/20	20/12/20	+	Sim		
26/12/20	04/01/21	+	Sim		
02/03/21	10/03/21	-	Não		
02/04/21	11/04/21	+	Sim		
- Segunda doadora -					
12/12/20	20/12/20	+	Sim	66,6%	100%
26/12/20	04/01/21	+	Sim		
03/02/21	11/02/21	-			
17/02/21	26/02/21	+	Sim		
- Terceira doadora -					
16/12/20	24/12/20	+	Sim	100%	100%
05/03/21	13/03/21	+	Sim		

Fonte: Elaboração própria

Ao total foram realizados 11 Transferências de Embrião na propriedade, das quais tivemos 80% de taxa de recuperação embrionária e 100% de taxa de concepção observando as TEs feitas na primeira doadora. A segunda doadora apresentou uma taxa de recuperação embrionária de 66,6% com uma taxa de 100% na taxa de concepção. Já a terceira doadora apresentou uma taxa de 100% de recuperação embrionária e de concepção.

Ao total, na propriedade, temos uma taxa de 82,2% de recuperação embrionária, e 100% de taxa de concepção. A inseminação de sêmen congelado fez com que diminuísse a taxa de recuperação embrionária; ela apresenta de fato, uma baixa taxa na TE, já as TEs feitas

com sêmen resfriado, apresentaram uma excelente taxa de recuperação e de concepção nas receptoras.

Comparado ao trabalho de (TESKE, 2017) que apresentou bons dados nas taxas de recuperação embrionária e concepção, faz lembrar que se faz muito importante a saúde da receptora, tanto corporal, quanto uterina.

Um ponto a destacar era o cuidado com todo o processo exercido pela propriedade. Todo procedimento era feito nas melhores condições de higiene possível, o que levou a elevada taxa de confirmação.

Os cuidados de manejo e nutrição com as fêmeas também é um fato relacionado às elevadas taxas de recuperação, os quais eram empregados desde a seleção e durante toda estação reprodutiva, mantendo na reprodução somente fêmeas saudáveis. Além disso, vale ressaltar que tanto as doadoras quanto as receptoras passaram por exame ginecológico completo antes da obtenção de cada animal, onde eram avaliados ovários e útero via ultrassom, e avaliado também a cérvix, via vaginal, comprovando a ciclicidade e integridade do trato reprodutor. Além disso, todas estavam vacinadas contra leptospirose.

Duas das TEs foram feitas após inseminação com sêmen congelado, as quais não resultaram em lavados positivos. Esse dado leva a acreditar que a taxa de transferências com sêmen congelado é bem menor que o feito com sêmen fresco ou resfriado, devido à baixa viabilidade espermática pós-descongelamento (MCCUE, 2011).

Observou-se com os resultados que todas as transferências realizadas geraram prenhez nas receptoras. A propriedade apresentava grandes cuidados ao selecionar as receptoras, pois todas se encontravam em um bom *score* corporal, e com vida reprodutiva ativa, o que levou a uma taxa de 100% de sucesso nos procedimentos,

#### **4 CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Conclui-se então, que a TE é importante na equideocultura, ajudando a aumentar a produção das propriedades. Ela não é uma técnica difícil de ser realizada, porém, é necessário que haja muito cuidado ao desenvolver a técnica, observando todos os detalhes para que seja bem desenvolvida e apresente bons resultados. É muito importante que quem realiza essa técnica tenha total convicção sobre anatomia e uso de hormônios, para que saiba o momento certo em que sincroniza a doadora com a receptora. Vale lembrar que a técnica deve ser muito bem desenvolvida pelo Médico Veterinário que está realizando, com vasto conhecimento

sobre a técnica e um bom manejo da propriedade, percebe-se que sua porcentagem de prenhez será muito bem sucedida.

Os dados obtidos na fazenda descrita, aliados à vasta produção na área, conforme apresentada no capítulo 2 do presente trabalho, demonstram que quando a TE é realizada com os cuidados necessários, preocupando-se com a seleção das fêmeas e com a qualidade seminal, as taxas de recuperação e concepção serão satisfatórias, contribuindo para o ganho genético e financeiro da propriedade.

## REFERÊNCIAS

- ALVARENGA, Marco Antônio *et al.* Some modifications in the technique used to recover equine embryo. **13rd Internaional Symposium on Equine Embryo Transfer**, Buenos Aires, Argentina. 1992
- BETTENCOURT, Elisa Maria Varela *et al.* **Reprodução em Equinos - Manual Prático**. Universidade de Évora: Évora. 2018
- CINTRA, André G. de CAMPOS. **O CAVALO: Características, Manejo e Alimentação**. São Paulo: Roca, 2014
- DA SILVA, Emanuel Isaque Cordeiro. Fisiologia do Ciclo Estral dos Animais Domésticos. Departamento de Reprodução Animal – Instituto Agrônômico de Pernambuco [entre 2018 e 2021].
- DYCE, Keith M. **Tratado de anatomia veterinária** / K. M. Dyce, W. O. Sack, C.J.G. Wensing .– Rio de Janeiro: Elseiver, 2010. [páginas de 563 a 585]
- FARIA, D.R, GRADELA Adriana. Hormonioterapia aplicada à ginecologia equina. **Rev. Bras. Reprod. Anim.** Belo Horizonte, v.34, n.2, p.114-122, abr./jun. 2010. Disponível em <http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/v34n2/p114-122.pdf>
- FLEURY, PerlaD.C. *et al* Uso da gonadotrofina coriônica humana (hCG) visando melhorar as características reprodutivas e fertilidade de receptoras de embriões eqüinos. **Rev. Bras. Reprod. Anim.** v31, n.1, p.27-31, 2007. <http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/download/RB102%20Fleury%20pag%2027-31.pdf>
- FRANDSON, Rowen D. **Anatomia e fisiologia dos animais de fazenda** / Rowen D. Frandson, W. Lee Wilke, Anna Dee Fails.– Rio de Janeiro : Guanabara Koogan, 2014. [páginas 39-43 e 337-349]
- FUTINO, Daniele Oga, 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. 2005

HAFEZ E. S. E; HAFEZ B. Anatomia da Reprodução feminina. In: HAFEZ E. S. E; HAFEZ B. **Reprodução Animal**. 7.ed. Barueri: Manole, 2004.

HAFEZ E. S. E; HAFEZ B. Equinos. In: HAFEZ E. S. E; HAFEZ B. **Reprodução Animal**. 7.ed. Barueri: Manole, 2004.

HAFEZ E. S. E; JAINUDEEN, M.R., ROSNINA, Y. Hormônios, Fatores de crescimento e Reprodução. In: HAFEZ E. S. E; HAFEZ B. **Reprodução Animal**. 7.ed. Barueri: Manole, 2004

HINRICHS, Katrin Assisted reproductive techniques in the horse. **Reprod Fertil Dev**. v.25, n.1, p. 80-93. 2012

INTERVET. **Compêndio de Reprodução Animal. Partners in Reproduction**.

399 p. 2007. Disponível em:

<https://www.bibliotecaagptea.org.br/zootecnia/sanidade/livros/COMPENDIO%20DE%20REPRODUCAO%20ANIMAL.pdf>. Acesso em: 18 de novembro de 2020

JAINUDEEN, M.R., WAHID, H., HAFEZ, E.S.E. Ovinos e Caprinos. In: HAFEZ E. S. E; HAFEZ B. **Reprodução Animal**. 7.ed. Barueri: Manole, 2004.

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

LIRA, Rodrigo Araújo; PEIXOTO, Gislayne Christianne Xavier; SILVA, Alexandre Rodrigues. Transferência de embrião em equinos: revisão. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.3, n.4, p.132-140, 2009

MAIA, Hanna Gabriela Oliveira; OLIVEIRA, Neide Judith Faria de; CROCOMO, Letícia Ferrari. Fisiologia e fatores interferentes na reprodução de éguas. **Ciência Animal** v.29, n.4, p.112-123, 2019;

MCCUE, P. M. Transferência de Embriões em Equinos – Recuperação do Embrião / / **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**. São Paulo: Conselho Regional de Medicina Veterinária, v. 9, n. 3, p. 94–98, 2011

OSTLUND, E. N, POWELL, D. Bryans, G.T. Equine herpesvirus-1: a review. **Proceedings of the thirty-sixth annual convention of the American Association of Equine Practitioners**, Lexington, 387-395, 1991.

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

TESKE, Juliano. Transferência de embriões em equinos. 2017. Trabalho de Conclusão de Curso. (Bacharelado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal de Santa Catarina, Curitiba, 2017

TEZZA, Louise B.L., DITTRICH, João Ricardo.. **Reprodução em Equinos**. pp.1–13, 2006. Disponível em: <https://docero.com.br/doc/vvv8cn>

VANDERWALL, Dirk K, WOODS, Gordon L. Embryo Transfer and Newer Assisted Reproductive Techniques for Horses. **Current Therapy in Large Animal Theriogenology**, p. 211–218. 2007