

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS



Transferencia de embriones en yeguas

Por:

Andrea Daniela De Anda Esparza

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Torreón, Coahuila, México
Junio 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Transferencia de embriones en yeguas

Por:

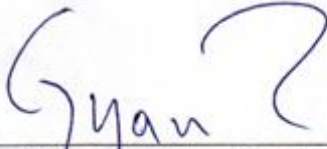
Andrea Daniela De Anda Esparza

MONOGRAFÍA

Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por:


ME. Edmundo Guzmán Ramos
Presidente


MC. José Luis Francisco Sandoval Elías
Vocal


MVZ. Juan Gerardo Ramos Alvarez
Vocal


IZ. Héctor Manuel Estrada Flores
Vocal suplente


MVZ. Eric Alejandro Reyes Ramírez
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México
Junio 2026



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Transferencia de embriones en yeguas

Por:

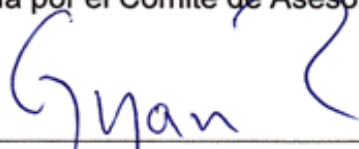
Andrea Daniela De Anda Esparza

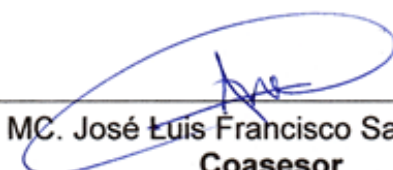
MONOGRAFÍA

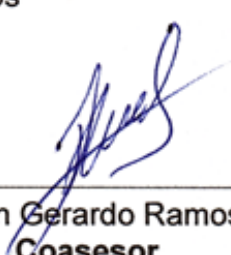
Presentado como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por el Comité de Asesoría:


ME. Edmundo Guzmán Ramos
Asesor Principal


MC. José Luis Francisco Sandoval Elías
Coasesor


MVZ. Juan Gerardo Ramos Alvarez
Coasesor


MVZ. Eric Alejandro Reyes Ramírez
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México
Junio 2026



AGRADECIMIENTOS

Al **Ing. Víctor Martínez Cueto**, por brindarme la oportunidad de estudiar en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

Al **MVZ. Francisco Sandoval** por permitirme trabajar asesorada por el y darme las herramientas para poder finalizar este trabajo.

Al **MVZ. Edmundo Guzman**, por apoyarme siempre en mis decisiones, sus mejores consejos.

A la **Dra. María Guadalupe Hernández Martínez** por brindarme su amistad, y fortalecer mis conocimientos.

A todos los médicos que a lo largo de mi trayectoria como estudiante me brindaron los mejores conocimientos y marcaron mi vida profesional.

DEDICATORIAS

A mi principalmente, por creer y confiar en que los sueños se vuelven realidad y hoy estoy concluyendo uno de muchos .

A mi madre **Ivonne Esparza Venegas**, que siempre estuvo día con día, creyendo en mí, escuchando mis largas pláticas sobre caballos, y ser mi confidente.

A mi hermana **Alejandra De Anda Esparza**, mi compañera de vida y mejor amiga, que siempre ha estado conmigo en todo momento siendo un pilar en mi vida.

A **Juan Carlos Soria Casillas** por dedicar su vida a ser un padre para mí.

A mi tío **Javier Flores Herrera**, por ser mi ejemplo a seguir e inspirarme desde que nací a vivir la vida rodeada de caballos.

A Dios y a la vida por permitirme concluir con mi carrera, con salud y éxito.

Resumen

La transferencia de embriones en yeguas representa una de las biotecnologías reproductivas más importantes en la medicina veterinaria equina, debido a su capacidad para optimizar el aprovechamiento genético de animales con alto valor genético. Mi presente monografía tiene como objetivo analizar de manera integral los fundamentos biológicos, fisiológicos y técnicos que intervienen en este procedimiento, desde la comprensión de la anatomía y fisiología reproductiva de la yegua hasta la aplicación práctica de las técnicas de reproducción asistida.

Se abordan aspectos clave como el ciclo estral y su regulación endocrina, haciendo énfasis en el control hormonal de la ovulación y en protocolos de sincronización entre la yegua donadora y la receptora, los cuales son fundamentales para el éxito del proceso. Asimismo, se describe el procedimiento de inseminación artificial de la donadora, incluyendo el manejo del semen y la determinación del momento óptimo para la fecundación.

La presente monografía también profundiza en la técnica de lavado uterino para la recuperación de embriones, destacando los factores que influyen en su eficiencia, así como en los métodos de identificación, evaluación y clasificación embrionaria, los cuales permiten determinar la viabilidad de los embriones obtenidos. Posteriormente, se analiza la transferencia del embrión a la yegua receptora, considerando la importancia de la sincronización fisiológica y las condiciones uterinas adecuadas para favorecer la implantación.

Finalmente, se describen los métodos de confirmación y seguimiento de la gestación mediante ultrasonografía, así como los principales factores que afectan el éxito reproductivo en programas de transferencia embrionaria. En conjunto, este análisis permite comprender la complejidad del proceso y resalte la importancia de una correcta aplicación de las técnicas y del manejo reproductivo para maximizar la eficiencia y los resultados en la reproducción equina.

Palabras clave: Transferencia de embriones, Reproducción equina, Ciclo estral, Sincronización hormonal, Biotecnología reproductiva, Donadora y receptora

Índice

Resumen	iii
Introducción	1
Objetivo	2
Objetivos específicos	2
Historia de la transferencia de embriones	4
Marco Teórico	5
Anatomía Reproductiva de la yegua	7
FISIOLOGIA	10
Ciclo estral	10
Concepto de transferencia de embriones	12
Fundamentos biológicos de ovulación y sincronización	13
Control endocrino de la ovulación	15
Dinámica folicular en la yegua	16
Ovulación en la yegua	16
Materiales y Métodos	17
Selección de yegua donadora	18
Selección de yegua receptora	19
Inseminación artificial	20
Protocolo de sincronización entre donadora y receptora	24
Proceso de inseminación de la donadora	26
Lavado uterino y recuperación de embrión	28
Evaluación del embrión	33
Transferencia de embrión a la receptora	35
Confirmación de gestación en la receptora	37
Conclusión	40
Recomendaciones	41
Referencias bibliográficas	42

Índice de ilustraciones

Ilustración 1	cérvix de yegua en estro	8
Ilustración 2	Aparato reproductor externo de la yegua.	9
Ilustración 3	Aparato reproductor interno de la yegua.	9
Ilustración 4	Proceso endocrinológico para la secreción de melatonina.	11
Ilustración 5	Vagina artificial.	20
Ilustración 6	Vagina artificial completa.	21
Ilustración 7	Extracción de semental con vagina artificial.	21
Ilustración 8	Semen fresco crudo	22
Ilustración 9	Semen centrifugado.	22
Ilustración 10	Espermatozoides en cámara de Neubauer.	23
Ilustración 11	Palpación rectal de yegua con ultrasonido.	24
Ilustración 12	Proceso de sincronización estral entre yegua donadora y receptora.	25
Ilustración 13	Inseminación de yegua.	27
Ilustración 14	Sonda Foley para lavado uterino.	29
Ilustración 15	Introducción de aire en balón de sonda Foley.	29
Ilustración 16	Materiales para realizar lavado de embriones.	30
Ilustración 17	Sonda Foley, sonda Y, Solución Hartman, guantes para palpar estériles.	30
Ilustración 18	Lavado uterino y recuperación de embriones.	31
Ilustración 19	Embrión en filtro.	32
Ilustración 20	Filtro con embrión en estereoscopio.	33
Ilustración 21	Evaluación de embriones mediante estereoscopio.	34
Ilustración 22	Embrión empajillado.	35
Ilustración 23	Catéter introducido en útero de yegua receptora.	36
Ilustración 24	Embrión previamente empajillado y transferido a yegua receptora mediante catéter.	36
Ilustración 25	Embrión en receptora con 12 días de gestación.	38
Ilustración 26	Embrión implantado en receptora con 25 días de gestación.	39

Introducción

En la presente monografía aborde el procedimiento de transferencia de embriones en yeguas de carreras, es una biotecnología reproductiva que nos permite obtener crías de alto valor genético mientras la donadora sigue con su vida deportiva activa. Este método nos ayuda a tener un mayor número de crías al año con características genéticas de alto valor.

Explique de manera detallada las características anatómicas y fisiológicas que hacen posible realizar esta técnica, describiendo el aparato reproductor de la yegua, cambios hormonales que regulan su ciclo estral. Y comprender ciertos aspectos que son esenciales para tener una transferencia de embrión exitosa, todo dependiendo de una correcta sincronización entre la donadora y receptora.

Describí el procedimiento que se sigue en un programa de transferencia de embriones, iniciando con el ciclo estral posteriormente con la selección de la yegua donadora con alto valor genético y buen estado reproductivo, y de la yegua receptora, la cual llevara la gestación al término. Detalle el proceso de sincronización de los ciclos estrales de ambas yeguas, la inseminación de la donadora en el momento óptimo de ovulación, y la recuperación del embrión mediante lavados uterinos no quirúrgicos.

En esta monografía adjunte los conocimientos anatómicos, fisiológicos y técnicos para realizar una transferencia de embriones en yeguas de carreras, describiendo cada etapa del procedimiento y cada requisito necesario para tener un exitoso resultado reproductivo.

Objetivo

Analizar detalladamente el proceso de la transferencia de embriones en la yegua donadora con alta calidad genética a yeguas receptoras, desde fundamentos fisiológicos, anatómicos y endocrinos del ciclo reproductivo hasta la obtención, evaluación, lavado uterino, con el propósito de comprender los factores biológicos que influyen en su eficiencia reproductiva y el éxito en la aplicación de programas de reproducción asistida en equinos.

Objetivos específicos

- Explicar y describir el procedimiento al realizar una transferencia de embriones en yeguas de carreras.
- Describir la anatomía y fisiología de las yeguas donadoras y receptoras.
- Describir de manera detallada la anatomía y fisiología del aparato reproductor de la yegua, enfatizando las estructuras y funciones implicadas en los procesos de reproducción natural y asistida.
- Analizar el ciclo estral de la yegua y su regulación hormonal, incluyendo la interacción de hormonas como GnRH, FSH, LH, estrógenos y progesterona, y su importancia en la sincronización reproductiva.
- Explicar los fundamentos biológicos de la ovulación y los mecanismos endocrinos que la controlan, así como su manipulación mediante protocolos hormonales de sincronización reproductivos.
- Describir el proceso de inseminación artificial en la yegua donadora, incluyendo el manejo del semen, la técnica de aplicación y factores que influyen en la fertilización.
- Analizar la técnica de lavado uterino y recuperación de embriones, así como los principios biológicos y técnicos que determinan su éxito.
- Evaluar los métodos de identificación, clasificación y valoración de calidad embrionaria, considerando su relación con la viabilidad y el desarrollo posterior.
- Describir el procedimiento de transferencia del embrión a la yegua receptora, incluyendo los aspectos técnicos, fisiológicos y de sincronización que intervienen en la implantación.
- Analizar los métodos de diagnóstico temprano de gestación y el seguimiento del desarrollo embrionario mediante técnicas como la ultrasonografía.

- Identificar los principales factores que afectan el éxito de la transferencia de embriones en equinos, incluyendo aspectos fisiológicos, ambientales y de manejo.

Historia de la transferencia de embriones

La transferencia embrionaria es una biotecnología que sus inicios remontan a 1890, cuando Walter Heape realizó el primer procedimiento exitoso en conejos. En este experimento, recuperó embriones mediante el lavado de las trompas uterinas de una hembra previamente fecundada y los transfirió a otra coneja de distinta raza, logrando el nacimiento de las crías viables (Mota, 2015).

Las primeras transferencias de embriones en yeguas se desarrollaron a inicios de 1972 en Inglaterra y Japón. En sus inicios, la transferencia se efectuaba mediante procedimiento quirúrgicos, con el tiempo se adoptó la técnica transcervical no quirúrgica (Balerdi, 2012).

La primera transferencia embrionaria exitosa en equinos fue reportada en 1972, aproximadamente 21 años después del primer caso documentado en bovinos. Desde entonces, las adaptaciones de esta técnica y de otras biotecnologías asociadas han avanzado, en general con mayor rapidez en la especie equina que en la bovina, en excepción de áreas como la superovulación, la fertilización invitro y la criopreservación, donde el progreso ha sido más limitado (Kraemer, 2013).

La transferencia de embriones (TE) en equinos es una biotecnología reproductiva, derivada de avances previos en otras especies domésticas, presentó un desarrollo más tardío debido a las particularidades anatómicas y fisiológicas de la yegua. Su evolución histórica ha estado marcada por avances técnicos progresivos que permitieron su consolidación como herramienta clínica y productiva en la medicina veterinaria equina (Marenzi, 2015).

Las investigaciones lideradas por W.R. Allen y L.E.A. Rowson en Cambridge contribuyeron significativamente al desarrollo de protocolos experimentales de recuperación y transferencia embrionaria. En estos estudios iniciales se emplearon técnicas quirúrgicas, como la laparotomía, lo que limitaba su aplicación clínica debido a su carácter invasivo. Durante esta etapa inicial, las tasas de éxito fueron limitadas debido a la escasez de conocimiento sobre la fisiología embrionaria equina. Posteriormente, se identificó que el embrión equino presenta movilidad intrauterina a partir del día 6 postulación, lo que llevó a la modificación de técnicas de recuperación embrionaria, pasando del lavado de un solo cuerno uterino al lavado completo del útero, incrementando significativamente la eficiencia del procedimiento (Allen y Wilsher, 2009).

El procedimiento quirúrgico consistía en una técnica empleada en los bovinos. El cuerno uterino correspondiente al lado de la ovulación era exteriorizado a través de una laparotomía ventral media, posteriormente, se realizaba una perforación en la pared uterina y el endometrio, utilizando una aguja de calibre 18 modificada,

cuya punta previamente había sido redondeada. El embrión era cargado en volumen mínimo de medio de cultivo y colocado en la punta de una pipeta Pasteur para su posterior transferencia a la receptora (Allen y Wilsher., 2020).

A finales de la década de 1970 y principios de los años 80, se desarrollaron técnicas no quirúrgicas de recuperación y transferencia embrionaria mediante el uso de catéteres transcervicales (Squires *et al.*, 1985).

Marco Teórico

Según Wilsher y Hoogewijs (2024) desde el punto de vista anatómico y reproductivo, la transferencia de embriones se basa en el conocimiento detalladamente del sistema reproductivo genital femenino de una yegua, especialmente en su útero, y cuello uterino, la cual tiene una estructura que nos permite fácilmente la recuperación del embrión, asimismo la implantación del embrión ya fecundado. El útero de la yegua posee un endometrio granular y vascularizado que facilita el desarrollo de embriones en estadios tempranos, y posee un cuello rígido, relativamente largo, se realizan técnicas específicas para acceder al lumen uterino y realizar el lavado que será transcervical para recuperar embriones dentro de él.

Desde el punto de vista endocrinológico, la progesterona desempeña un papel fundamental en la preparación del endometrio para la implantación embrionaria. Esta hormona, secretada por el cuerpo lúteo, induce cambios en la secreción uterina, promoviendo un ambiente rico en nutrientes esenciales para el desarrollo del embrión. Además, la progesterona regula la contractilidad uterina, favoreciendo la retención del embrión dentro del lumen. En programas de transferencia embrionaria, es indispensable que la receptora presente niveles adecuados de esta hormona al momento de la transferencia, ya que una deficiencia puede comprometer la viabilidad embrionaria y provocar pérdidas tempranas de la gestación (Kastelic *et al.*, 1987).

Fisiológicamente, el proceso que conlleva una transferencia de embriones en la yegua que está regulado por una serie de eventos hormonales que complementan el ciclo estral de la donante y la receptora. La sincronización de la ovulación entre ambas yeguas es regulada por hormonas como la progesterona y las gonadotropinas, y es fundamental para que el útero de la receptora este en estado óptimo fisiológicamente para que exista la aceptación e implantación del embrión transferido a ella, garantizando una gestación. Anteriormente del lavado uterino se realizan chequeos constantes ecográficos para monitorear y confirmar presencia de cuerpo lúteo funcional y condicional, que el útero este en estado óptimo, posteriormente, la transferencia se realiza cuando la receptora ya ha ovulado entre

su día primero y tercero después de la donadora, lo cual es de suma importancia el control hormonal y sincronización de los ciclos para tener un desarrollo embrionario exitoso. (Pinto, 2024).

En el contexto de la biotecnología reproductiva, la transferencia de embriones en yeguas ha permitido optimizar la eficiencia reproductiva mediante el uso estratégico de hembras receptoras, lo cual incrementa significativamente la productividad del sistema. Este enfoque permite multiplicar la descendencia de yeguas genéticamente superiores sin someterlas a las exigencias físicas de la gestación y el parto. Además, facilita la implementación de programas de mejoramiento genético más controlados, donde se puede seleccionar características específicas de interés zootécnico. La aplicación de estas técnicas ha tenido un impacto significativo en la industria equina moderna, mejoramiento tanto la calidad genética como la rentabilidad de los sistemas de producción (Flores *et al* 2022) a.

Según Stout (2016) el éxito de la transferencia embrionaria depende en gran medida de la interacción entre el embrión y el endometrio, proceso conocido como comunicación embrión-materna. Durante esta etapa, el embrión produce señales bioquímicas que permiten su reconocimiento por parte del organismo materno y el estado fisiológico del útero.

Anatomía Reproductiva de la yegua

La anatomía reproductiva de la yegua se compone principalmente de una parte craneal la cual está formada por ovarios, oviductos, útero, cérvix y vagina, estos órganos internos trabajan en conjunto de manera coordinada para asegurar una eficiente reproductividad. En la zona externa están las barreras del sistema reproductivo: zona perianal, vulva, vestíbulo vaginal y cérvix. Su principal es la producción de gametos, la fecundación y mantenimiento de la gestación hasta el parto (Davies-Morel, 2008).

Los ovarios presentan una estructura cortical y medular, lo que limita la ovulación a una región específica que se denomina fosa de ovulación. Esto influye directamente en la dinámica folicular y en el proceso de ovulación (Dyce, Sack y Wensing, 2010).

El ovario de la yegua tiene una estructura gonadal con características morfofuncionales, entre las que destaca la presencia de una fosa de ovulación bien definida, lugar donde ocurre la liberación del ovocito. Este órgano presenta una disposición invertida de su corteza y medula, lo que condiciona su fisiología ovulatoria. Su principal función es la producción de ovocitos viables, la secreción de hormonas esteroideas, luteinización y regresión luteal, que es la que determina la actividad reproductiva en la yegua (Evans *et al.*, 2016).

Según Stout (2010) los cuernos uterinos forman parte de un útero bicorné modificado y desempeñan las etapas tempranas del desarrollo embrionario. Son relevantemente cortos, permiten la distribución del embrión dentro del útero antes de su fijación definitiva. El epitelio glandular de los cuernos secreta histótrofo que es una sustancia rica en nutrientes que sustenta el desarrollo embrionario temprano.

El útero es un órgano muscular altamente dinámico cuya función principal es proporcionar el ambiente adecuado para la implantación, desarrollo y mantenimiento del embrión y feto. Este compuesto por tres capas: el endometrio, el miometrio, formado por músculo liso que permite la acción de contracciones uterinas, y el perimetrio, que actúa como cubierta externa protectora. Además, el útero participa activamente en la modulación del ambiente inmunológico para emitir la tolerancia materno-embrionaria. Su adecuada vascularización y respuesta endocrina son fundamentales para el éxito en la gestación (Bazer y Thatcher., 2017).

El cérvix de la yegua es una estructura fibrosa con pliegues longitudinales que actúa como barrera fisiológica entre el medio externo y el útero. Su mayor función es regular, el paso de espermatozoides, secreciones y posibles agentes patógenos. En la manifestación del estro, bajo la influencia de los estrógenos, el cérvix se relaja y

se dilata, permitiendo el paso de espermatozoides al útero. Durante el diestro, la progesterona induce su cierre, generando un ambiente protector para el embrión. El moco cervical actúa como defensa inmunológica del tracto reproductivo y en el transporte espermático (Bergfelt, 2009).



Ilustración 1cérvix de yegua en estro

Fuente (Sertich, 2016).

La vagina es un conducto muscular que conecta el cérvix con la vulva y cumple funciones reproductivas y de protección. Esta revestida por un epitelio escamoso estratificado que actúa como barrera frente a agentes patógenos. Durante el estro, la influencia estrogénica favorece cambios en la mucosa vaginal que facilitan la copula o la inseminación artificial. Su ambiente adecuado contribuye al transporte inicial de los espermatozoides hacia el tracto reproductivo superior. La integridad vaginal es esencial para evitar infecciones ascendentes que pueden comprometer el útero y afectar la fertilidad (Evans *et al.*, 2007).

La vulva es la estructura externa del aparato reproductor y constituye la primera línea de defensa contra la contaminación del tracto genital. Está formada por los labios vulvares, la correcta conformación anatómica es fundamental para evitar la entrada de aire y microorganismos. Una condición anormal de los labios puede predisponer a neumovagina y endometritis. En la práctica clínica, la evaluación de la vulva es esencial en la selección de yeguas receptoras o donadoras, ya que una estructura anormal afecta a la fertilidad (Dyce *et al.*, 2002).

La irrigación sanguínea del aparato reproductor de la yegua es un factor que determina su funcionalidad fisiológica, ya que permite el aporte de oxígeno, nutrientes y hormonas a los tejidos reproductivos. El ovario recibe cierta irrigación sanguínea principalmente de la arteria ovárica, mientras que el útero es irrigado por la arteria uterina, ambas con importantes anastomosis. El flujo sanguíneo uterino

varia a lo largo del ciclo estral, incrementándose en el periodo de estro debido a la influencia de los estrógenos. Esta vascularización también es crucial durante la gestación, ya que aporta el adecuado desarrollo embrionario (Bollwein *et al.*, 2002).



Ilustración 2 Aparato reproductor externo de la yegua.

Fuente (De Anda, 2026)

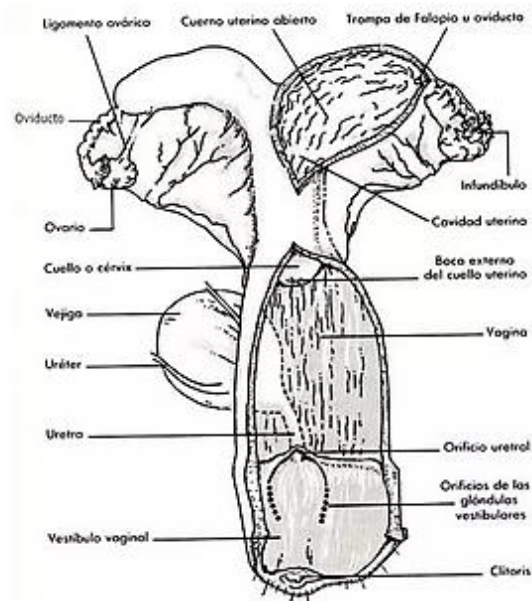


Ilustración 3 Aparato reproductor interno de la yegua.

Fuente (González-Salazar, 2016).

FISIOLOGIA

Ciclo estral

El ciclo estral de la yegua dura aproximadamente entre 21 a 22 días, se divide en dos fases, la folicular y la lútea o estro y diestro. Está influenciado por fotoperíodo que es la duración de las horas luz que transcurren en el día, la cual afecta la actividad reproductiva en temporada de invierno por la reducción de las horas luz, en cambio en primavera-verano hay un beneficio en la reproducción y se vuelve más eficiente (Fandino, 2019).

El fotoperíodo regula la secreción de melatonina a través de mecanismos neuroendocrinos, el estímulo lumínico es percibido por la retina y posteriormente transmitido al núcleo supraquiasmático del hipotálamo, al ganglio cervical superior y finalmente a la glándula pineal. Cuando disminuye la estimulación lumínica sobre la pineal, se sintetiza la enzima N-acetiltransferasa, la cual convierte la serotonina en N-acetilserotonina, esta se transforma en melatonina mediante la acción de la hidroxindol-O-metiltransferasa. La melatonina ejerce su efecto a nivel hipotalámico, donde regula la secreción de la GnRH (Cortés-Vidauri *et al.*, 2018).

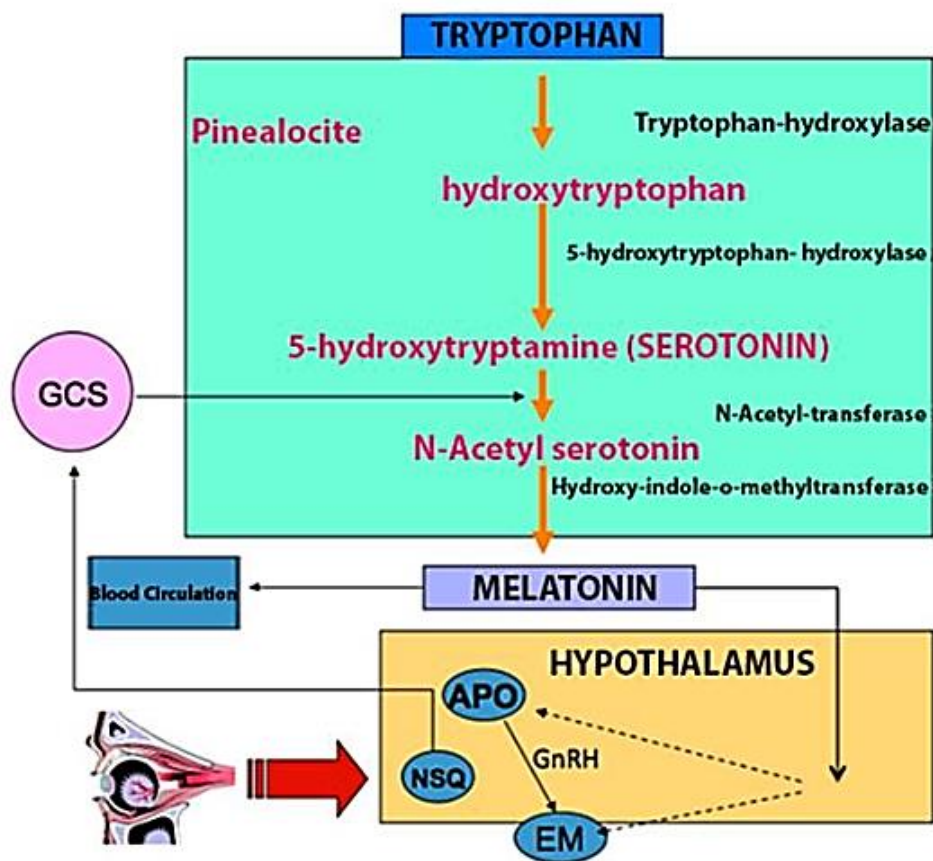


Ilustración 4 Proceso endocrinológico para la secreción de melatonina.

Fuente (de Cortés-Vidauri et al., 2018).

Como lo menciona Satué et al (2021) afirma que el estro es la fase del ciclo en la que la yegua muestra receptividad sexual hacia el semental y se produce la ovulación. Aproximadamente tiene una duración de 4 a 7 días, lo cual los niveles de estrógenos aumentan debido al crecimiento folicular. Este aumento hormonal induce cambios fisiológicos y de conducta, como la relajación del cérvix, edema uterino y receptividad.

La ovulación ocurre entre 24 a 48 horas antes del final del estro, cuando el folículo dominante alcanza su máximo desarrollo. Esto ocurre cuando hay un pico de hormona luteinizante (LH), la cual ayuda a la liberación del ovocito y posteriormente la formación del cuerpo lúteo (Blanchard et al., 2003).

El fluido oviductal recubre el epitelio del oviducto y se origina tanto de las secreciones celulares como del filtrado del plasma sanguíneo. En conjunto genera un microambiente dinámico que varía según la fase del ciclo estral, el sitio de

ovulación, la región del oviducto y la presencia de gametos o embriones, este entorno es clave para la reproducción (Fernández-Hernández *et al.*, 2021).

El diestro corresponde a la fase lútea del ciclo estral la cual tiene una duración aproximada de 14 a 15 días. En esta etapa del cuerpo lúteo produce progesterona, que es la hormona responsable de mantener la gestación, un ambiente uterino adecuado para la posible implantación del embrión. En esta fase no hay receptividad de parte de la yegua al semental y el cérvix se encuentra totalmente cerrado y firme (Baucus *et al.*, 2015).

Cuando no ocurre una fecundación, el endometrio libera prostaglandina F2 α alrededor del día 14 después de la ovulación, provocando la luteólisis del cuerpo lúteo. Hay una disminución de progesterona y permite el inicio de un nuevo ciclo, restableciendo la actividad ovárica (Aurich, 2011).

Concepto de transferencia de embriones

La transferencia de embriones en yeguas es la aplicación de biotecnologías reproductivas, que permiten la mayor optimización del aprovechamiento genético en los equinos. Este proceso consiste en la recuperación de embriones viables de una yegua donadora previamente inseminada y posteriormente la transferencia a una yegua receptora antes ya sincronizada. Esta biotecnología ha sido aprovechada en programas de mejoramiento genético, incrementando la eficiencia reproductiva sin comprometer la actividad deportiva de la donadora (Squires, 2020).

Es un proceso mediante el cual se recupera uno o varios embriones de la yegua donadora, entre los días 7 y 9 posteriores a la ovulación. Estos embriones se colocan en el útero de una yegua receptora sincronizada con anticipación. Se obtienen de yeguas que se encuentran en entrenamiento, el incremento del número de potros producidos por año y por hembra, de yeguas subclínicas o geriátricas, con problemas de salud no relacionados con el sistema reproductivo (Ramos y Ramírez, 2011).

El concepto de transferencia de embriones se basa en la necesidad de una sincronización precisa entre la donadora y la receptora, de modo que el ambiente uterino sea compatible con la etapa de desarrollo del embrión. La adecuada interacción entre el embrión y el endometrio durante la fase de movilidad embrionaria es fundamental para mantener la gestación, ya que permite el reconocimiento materno y evita la luteólisis. Estudios recientes han demostrado que esta interacción depende de factores bioquímicos y espaciales dentro del útero, lo que resalta la importancia de un entorno uterino óptimo (de Castro, 2024).

Como lo indica Derbala *et al* (2024) la TE sustenta en la capacidad del embrión equino de tolerar la manipulación y adaptarse a diferentes condiciones uterinas,

siempre y cuando se mantenga su integridad estructural. Se ha demostrado que incluso en malas condiciones como la presencia de inflamación uterina, es posible mejorar las tasas de éxito mediante técnicas como la Re-transfusión embrionaria en receptoras sanas, lo que evidencia la resiliencia del embrión y la evolución de esta biotecnología.

Por lo tanto, se enlazan tanto como la optimización de los factores que afectan la tasa de éxito del procedimiento, como la calidad del embrión, el estado reproductivo de la receptora y manejo hormonal. La identificación de variables como la sincronización, la condición corporal y el manejo sanitario influyen directamente en la eficiencia de transferencia embrionaria. Esta técnica depende de diversos factores tales como el procedimiento y un manejo integral del sistema reproductivo equino (Mahmood *et al.*, 2024).

Este concepto se sustenta en la interacción funcional entre el embrión y el endometrio, particularmente cuando existe asincronía controlada entre donadora y receptora. La transferencia de embrión implica tanto el traslado físico del embrión, tanto como la capacidad del ambiente uterino de adaptarse a distintas etapas embrionarias. Se ha demostrado que el endometrio equino posee plasticidad fisiológica suficiente para permitir la implantación incluso cuando hay ligeras variaciones en la sincronización, siempre y cuando no se excedan los límites de protocolo. El principio biológico de la técnica se basa donde el éxito depende de la comunicación molecular entre el embrión y el útero (Gibson *et al.*, 2020).

También se fundamenta en la comprensión de los factores uterinos que influyen en la viabilidad embrionaria. Se ha demostrado que ciertas condiciones como la presencia de fluido intrauterino, el estado del endometrio y la respuesta inflamatoria pueden afectar directamente la tasa de éxito del procedimiento, con esto se evidencia que la técnica no depende únicamente del embrión, sino de la interacción compleja entre el ambiente uterino y desarrollo embrionario. Por lo tanto, la evaluación previa de la receptora y el control de variables clínicas se consideran elementos esenciales dentro del concepto integral de la transferencia embrionaria en yeguas (Donato *et al.*, 2023).

Fundamentos biológicos de ovulación y sincronización

En la yegua la ovulación tiene un proceso fisiológico que es altamente regulado por el eje hipotálamo-hipófisis-gónada, por la cual es coordinada por la secreción hormonal que es la responsable de que exista un desarrollo en los folículos, la liberación del ovocito y la maduración ovocitaria. Todo es un conjunto de mecanismos que trabajan en sincronía y depende de la interacción entre hormonas esteroideas ováricas, gonadotrópicas y factores locales, que determinan la eficiencia en la vida reproductiva de la yegua (Satué y Gardón, 2021).

Las prostaglandinas inducen la luteólisis del cuerpo lúteo, los progestágenos estimulan la fase lútea y las gonadotropinas como la hGC o la deslorelina que inducen la ovulación. Estos permiten programar con mayor precisión los eventos reproductivos y mejorar las tasas de preñez. Por lo tanto, las prostaglandinas F2 α actúan directamente sobre el cuerpo lúteo provocando su regresión funcional y estructural, lo que disminuye los niveles de progesterona, permitiendo el reinicio del ciclo estral. Por su parte, las gonadotropinas estimulan la maduración final del folículo dominante y desencadenan la ovulación en un intervalo predecible. Los progestágenos, en cambio, simulan la fase lútea, regulando el ciclo y favoreciendo la sincronización hormonal entre yeguas (Bollwein *et al.*, 2007)

La sincronización del ciclo estral es fundamental en programas de transferencia embrionaria, ya que permite coordinar el estado fisiológico de la donadora y la receptora. La correcta aplicación de estos protocolos reduce la variabilidad del ciclo estral y mejora la eficiencia reproductiva (Noakes *et al.*, 2019).

Según Cui *et al* (2026) la sincronización de la ovulación se basa en la manipulación farmacológica del eje reproductivo mediante el uso de análogos de GnRH y progestágenos. La administración exógena de GnRH durante el estro permite inducir un pico de LH más predecible, facilitando la ovulación controlada. El uso combinado con dispositivos liberadores de progesterona permite regular la dinámica folicular y mejorar la sincronización entre donadora y receptora. Este enfoque ha demostrado ser particularmente útil durante la transición estacional, donde la actividad ovárica es irregular, reforzando el papel hormonal de la regulación hormonal en la reproducción.

Asimismo, en la ovulación también puede lograrse mediante la combinación de protocolos hormonales que incluyen GnRH y estrógenos, los cuales actúan sobre la dinámica folicular y la regulación endocrina. Estos protocolos permiten controlar el desarrollo del folículo dominante y aseguran una ovulación en un momento específico facilitando la inseminación. El uso en este tratamiento radica en su capacidad de inducir respuestas hormonales predecibles (Soto, 2006).

La eficiencia de los protocolos de sincronización también está influenciada por factores individuales como la condición corporal, edad y estado fisiológico de la yegua. Estos factores pueden modificar la respuesta a los tratamientos hormonales, afectando la dinámica folicular y la ovulación. Por ello, es fundamental realizar una evaluación integral de la yegua antes de iniciar cualquier protocolo (Busato *et al.*, 2017).

Control endocrino de la ovulación

El control endocrino de la ovulación en la yegua corresponde a la regulación hormonal ejercida por eje hipotálamo-hipófisis-ovario, el cual coordina el desarrollo folicular, la maduración del ovocito y la liberación de este durante el ciclo estral. El hipotálamo secreta de manera pulsátil la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), la cual estimula la hipófisis anterior para la liberación de la FSH y la LH. La FSH promueve el crecimiento y desarrollo de los folículos ováricos, mientras que la LH es responsable de inducir la ovulación del folículo dominante (Aurich, 2020).

Asimismo, también involucra factores intraovaricos como las prostaglandinas, factores de crecimiento y enzimas proteolíticas que participan en la ruptura folicular. Estos componentes actúan de manera local dentro del ovario para debilitar la pared folicular y facilitar la liberación del ovocito. La coordinación entre señales hormonales sistémicas y factores locales es esencial para que ocurra una ovulación exitosa. Alteraciones en estos mecanismos pueden impedir la ruptura folicular, dando lugar a patologías como folículos persistentes o anovulatorios (Cortés., 2018).

Durante la fase folicular, el folículo dominante produce estrógenos, los cuales inducen los signos de estro y preparan el tracto reproductivo para la fertilización. El aumento progresivo de estrógenos genera retroalimentación positiva sobre la hipófisis, provocando un incremento en la secreción de LH que culmina en la ovulación. Posteriormente, el folículo colapsado se transforma en cuerpo lúteo, el cual secreta progesterona, hormona fundamental para el mantenimiento de la fase lútea y la preparación del útero para una posible gestación (Bergfelt y Ginther., 1985).

Cuando hay un folículo dominante se secreta el estradiol, la cual es una hormona que induce los signos de celo y prepara el tracto reproductivo para la fertilización. Durante la ovulación, el folículo dominante colapsa y se transforma en cuerpo lúteo, el cual es el encargado de mantener la gestación ya que produce progesterona, y es la hormona encargada de mantener la fase lútea en inhibe nuevos ciclos ovulatorios (Armstrong y Webb., 1997).

Existen otros moduladores endocrinos como la inhibina y la activina que desempeñan su función en la regulación del ciclo estral. La inhibina, producida por los folículos en desarrollo, disminuye la secreción de FSH, favoreciendo la selección del folículo dominante y la inhibina estimula la producción de FSH, promoviendo el crecimiento folicular inicial. La interacción entre estos factores permite una regulación precisa del desarrollo folicular y asegura que el proceso ovulatorio ocurra de manera eficiente (Fortune, 1994).

Dinámica folicular en la yegua

La presencia de las ondas foliculares en la dinámica folicular presente en la yegua, la cual uno de los folículos adquiere una dominancia y crea un desarrollo hasta su ovulación. El folículo dominante puede alcanzar un diámetro aproximado de 35 a 50 mm y existe cambios como el ablandamiento de la pared y la formación de la fosa de ovulación, durante su desarrollo se observa movimiento en la vascularización folicular, lo cual favorece el aporte de nutrientes y hormonas necesarias para su maduración. La adecuada evolución del folículo dominante es esencial para la liberación de un ovocito competente para la fecundación (Raz y Aharonson-Raz., 2012).

La dinámica folicular de la yegua puede presentar variaciones en comparación con regiones templadas, debido a diferencias en factores climáticos y de manejo. A pesar de la menor variación del fotoperiodo, las yeguas mantienen actividad ovárica durante gran parte del año, aunque pueden presentar irregularidades en la duración del ciclo estral. La presencia de múltiples ondas foliculares por ciclo es común, y la selección del folículo dominante depende de la interacción hormonal y del estado fisiológico de la yegua (Donadeu y Pedersen., 2008).

El folículo dominante se selecciona por la capacidad de mantener crecimiento en bajas condiciones de FSH, debido a la producción de estrógenos e inhibina, lo cual suprime el desarrollo de los folículos subordinados. El folículo dominante adquiere una mayor sensibilidad a la LH, lo que permite continuar su desarrollo incluso cuando los niveles de FSH disminuyen. Con esto se asegura que un solo folículo alcance la ovulación por ciclo (Brinsko,2025)

Ovulación en la yegua

La fisiología de la ovulación en la yegua depende de la interacción entre el hipotálamo, hipófisis y los ovarios. La secreción de GnRH estimula la liberación de FSH y LH, donde la FSH promueve el crecimiento folicular y la LH induce la maduración final y ovulación. Además, los estrógenos producidos por el folículo dominante desencadenan los signos de celo, mientras que la progesterona posterior inhibe el celo (Donadeu y Ginther., 2003)

El proceso ovulatorio esta mediado por una serie de cambios bioquímicos y estructurales en el folículo preovulatorio. Bajo la influencia de la LH, se activan enzimas proteolíticas como colagenasas y metaloproteinasas que degradan la pared folicular. Paralelamente, se incrementa la presión intrafolicular y la vascularización tecal, facilitando la ruptura del folículo y la liberación del ovocito (Ginther, 1992).

Desde el punto de vista bioquímico, la ovulación también implica modificaciones en el microambiente del tracto reproductivo, particularmente del oviducto. Se ha demostrado que la composición proteica del fluido oviductal varía antes y después de la ovulación, lo cual influye en la maduración del ovocito, el transporte espermático y la fertilización. Estos cambios reflejan la estrecha coordinación entre ovulación y preparación del ambiente reproductivo para el éxito en la reproducción (Fernandez-Hernandez *et al.*, 2021).

Posterior a la ovulación, el folículo colapsado sufre luteinización para formar el cuerpo lúteo, el cual secreta progesterona. Esta hormona ejerce retroalimentación negativa sobre el eje hipotálamo-hipófisis, inhibiendo la liberación de GnRH, FSH y LH, y evitando así el desarrollo de nuevos folículos durante la fase lútea. La ovulación puede verse afectada por alteraciones en el ciclo estral, generando fallas ovulatorias en la yegua. Estas fallas están asociadas con variaciones hormonales, edad y condiciones del folículo dominante, lo que demuestra que la fisiología ovulatoria depende de múltiples factores internos y externos (Carnevale *et al.*, 1993).

Como lo menciona Ishak *et al.* (2017) estudios recientes han demostrado que sustancias como prostaglandinas (PGE2 y PGF2 alfa) pueden influir directamente en la ovulación cuando se administran en el folículo dominante. Estas intervenciones modifican la producción de progesterona y pueden afectar la fertilidad, lo que evidencia el control fisiológico y clínico del proceso ovulatorio.

En la yegua, el cuerpo lúteo se desarrolla posterior a la ovulación y es responsable de la secreción de progesterona, hormona que inhibe el retorno al estro. En ciclos gestantes, aproximadamente el día 13 de post ovulación, el endometrio libera prostaglandina f2 alfa, lo que provoca la regresión luteal y una disminución marcada de los niveles de progesterona (Acosta y Miyamoto., 2004).

Materiales y Métodos

El presente trabajo corresponde a una investigación de tipo documental, enfocada en la recopilación, análisis e integración de información científica relacionada con la transferencia de embriones en yeguas, así como los procesos fisiológicos y biotecnológicos involucrados en la reproducción equina. Este enfoque permitió desarrollar un marco teórico sólido basado en evidencia científica actualizada, con el objetivo de comprender los fundamentos anatómicos, fisiológicos y endocrinos que intervienen en dicha técnica.

Para la obtención de la información se utilizaron diversas fuentes bibliográficas de carácter académico, incluyendo artículos científicos publicados en revistas, libros especializados en reproducción equina y manuales técnicos. Las principales bases

de datos consultadas fueron Google Scholar, PubMed, Scielo, Theriogenology y repositorios institucionales de universidades reconocidas. Se priorizaron fuentes publicadas de un rango aproximado entre 1980 y 2026, considerando tanto literatura clásica ampliamente citada como investigaciones recientes que aportan información actualizada sobre el tema de transferencia de embriones.

Los criterios de inclusión se basaron en la relevancia del contenido respecto a la transferencia de embriones en yeguas, la confiabilidad de las fuentes y el respaldo científico de los autores. Se seleccionaron documentos que abordaron aspectos clave como la anatomía y fisiología reproductiva de la yegua, el ciclo estral, la dinámica folicular, el control endocrino de la ovulación, la sincronización hormonal, así como los procedimientos técnicos de inseminación, recuperación embrionaria y transferencia. Por otro lado, se excluyeron aquellas fuentes que carecían de rigor científico, presentaban información incompleta o no estaban directamente relacionadas con el tema de estudio.

La recopilación de la información se realizó mediante el uso de palabras clave tanto en español como en inglés, tales como transferencia de embriones en yeguas, equine embryo transfer, mare reproductive physiology, estrous cycle in mares y follicular dynamics in mare. De igual forma, se empleó la revisión de referencias bibliográficas de artículos seleccionados para ampliar el alcance de la investigación y obtener información complementaria relevante.

Una vez obtenida la información, se procedió a su organización y análisis mediante la estructuración en apartados temáticos, permitiendo abordar de manera ordenada cada uno de los componentes del proceso reproductivo equino. Se realizó una síntesis de los diferentes autores consultados, integrando conceptos y comparando información con el fin de generar un contenido coherente, claro y fundamentado científicamente. Este método permitió desarrollar una visión integral del proceso de transferencia embrionaria en yeguas, destacando su importancia dentro del mejoramiento genético y la reproducción asistida en la industria equina.

Selección de yegua donadora

Uno de los principales criterios de selección es la evaluación del estado reproductivo mediante técnicas diagnósticas como ultrasonografía transrectal y la palpación rectal. Estas herramientas permiten valorar la actividad ovárica, y la presencia de folículos dominantes y la condición del endometrio. De igual manera, la evaluación uterina mediante citología y cultivo bacteriológico es indispensable para descartar procesos inflamatorios como la endometritis, los cuales pueden comprometer la supervivencia embrionaria (Madison *et al.*, 2026).

La edad de la yegua donadora es un factor determinante en la calidad de ovocitos y en las tasas de recuperación embrionaria. Se ha demostrado que yeguas jóvenes presentan mayor competencia ovocitaria y mejor desarrollo embrionario en comparación con yeguas de edad avanzada, en las cuales se observa una disminución en la calidad del ovocito debido a cambios degenerativos en el ovario y alteraciones en el microambiente folicular (Carnevale y Bresnahan, 2017).

El estado nutricional y metabólico de la yegua también influye significativamente en su capacidad reproductiva. Un adecuado balance energético favorece la producción hormonal y la maduración folicular, mientras que deficiencias nutricionales pueden alterar la secreción de gonadotropinas y comprometer la calidad del ovocito. El estrés metabólico puede afectar negativamente a la implantación y desarrollo embrionario temprano (Dordas y Bruyas., 2019).

El manejo hormonal es otro aspecto relevante en la selección de donadoras, ya que permite optimizar la sincronización el ciclo estral y mejorar las tasas de recuperación embrionaria. El uso de inductores de ovulación como análogos de GnRH o gonadotropinas exógenas facilita la programación de inseminación y la colecta embrionaria, permitiendo una mayor eficiencia en los programas reproductivos. Estos protocolos deben adaptarse a las características individuales a cada yegua (Squires y McCue., 2007).

Según la University of Wisconsin-Madison (2023) la conformación corporal de la yegua donadora es un criterio fundamental para su selección, ya que influye directamente en su eficiencia reproductiva. Se prefieren animales con una condición corporal moderada, ya que tanto la delgadez como la obesidad pueden alterar la función endocrina y afectar la calidad ovocitaria. Una condición corporal balanceada favorece a la correcta función metabólica y hormonal, un pelaje brillante.

Selección de yegua receptora

La principal función de la yegua receptora es proporcionar un ambiente uterino adecuado para el desarrollo del embrión. Desde el punto de vista fisiológico, la receptora debe presentar un ciclo estral normal y sincronizado con la yegua donadora, de manera que el endometrio se encuentre en el estado óptimo para la implantación del embrión (Ramirez *et al.*, 2023).

Para la selección de la receptora es la evaluación del útero mediante ultrasonografía transrectal, la cual permite determinar el grado de edema endometrial y la presencia de estructuras ováricas funcionales como el cuerpo lúteo. La presencia de cuerpo lúteo funcional es esencial, ya que garantiza niveles adecuados de progesterona de un cuerpo lúteo funcional es esencial. Se deben descartar patologías uterinas como endometritis o fibrosis endometrial (Vicoso *et al.*, 2023).

El temperamento y la salud general de la receptora también es de suma importancia para su selección, ya que el estrés puede influir negativamente en la liberación de hormonas reproductivas y en el mantenimiento de la gestación. Yeguas clínicamente sanas, con buen manejo sanitario y libres de enfermedades sistémicas, presentan mejores tasas de éxito en programas de reproducción (Taveiros *et al.*, 2003).

Neves *et al.* (2023) menciona que la calidad del endometrio es un factor decisivo en la selección de la yegua receptora. Un endometrio funcional, con adecuada vascularización y sin alteraciones histopatológicas, es esencial para la implantación y desarrollo embrionario. La biopsia endometrial puede utilizarse como herramienta diagnóstica para evaluar la capacidad del útero de sostener una gestación, especialmente en yeguas con antecedentes reproductivos desconocidos o problemáticos.

Inseminación artificial

Es necesario contar con equipo especializado que permita la correcta recolección, manejo y deposición del semen bajo condiciones controladas. Uno de los principales dispositivos utilizados es la vagina artificial, la cual se emplea para la obtención del semen del semental, generalmente acompañada de un recipiente colector estéril. Posteriormente, el semen es evaluado mediante microscopio o sistemas automatizados para determinar su concentración, motilidad y morfología. Este análisis es fundamental para asegurar la calidad del eyaculado antes de su utilización en la inseminación (Egyptien *et al.*, 2023).



Ilustración 5 Vagina artificial.



Ilustración 6 Vagina artificial completa.

Fuente (De Anda, 2026.)



Ilustración 7 Extracción de seminal con vagina artificial.

Fuente (De Anda, 2026)



Ilustración 8 Semen fresco crudo

Fuente (De Anda, 2026)

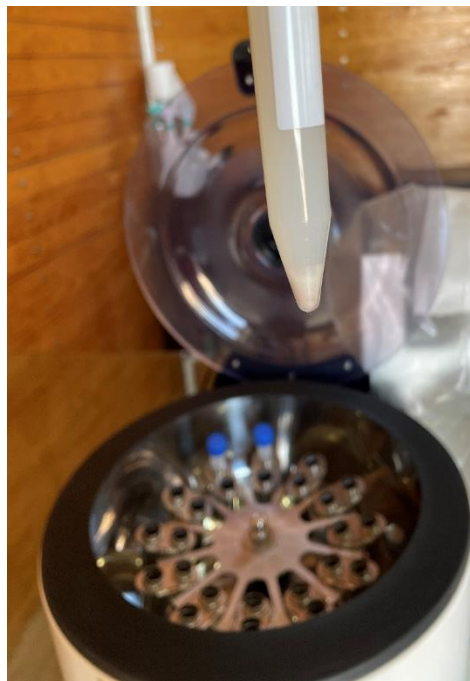


Ilustración 9 Semen centrifugado.

Fuente (De Anda, 2026).

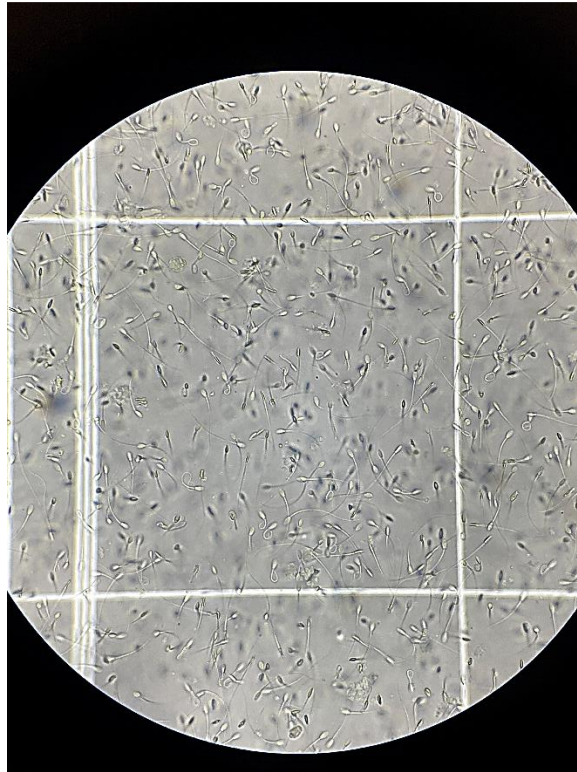


Ilustración 10 Espermatozoides en cámara de Neubauer.

Fuente (De Anda, 2026)

Para la inseminación artificial el material utilizado se emplea en pipetas de inseminación largas y flexibles, jeringas, adaptadores para pajillas y fundas sanitarias estériles que evitan la contaminación del tracto reproductivo de la yegua. Además, se utilizan lubricantes no espermicidas que facilitan la introducción del equipo sin afectar la viabilidad espermática. Estos materiales son indispensables para garantizar una técnica aséptica y eficiente durante la deposición del semen en el cuerpo uterino o en el cuerno uterino correspondiente (Brinsko y Dickson., 1992).

Para el manejo del semen, se utilizan diluyentes o extenders que permiten conservar la viabilidad espermática durante su almacenamiento y transporte, especialmente en el caso de semen refrigerado o congelado. Se requieren contenedores especializados para mantener temperaturas controladas, como sistemas de enfriamiento o tanques de nitrógeno líquido en el caso de semen congelado. Estos equipos son fundamentales para preservar la integridad celular del espermatozoide y asegurar su capacidad fecundante al momento de la inseminación (Bustani y Baiee., 2021).

Este procedimiento requiere un equipo de apoyo como el ultrasonido con transductor rectal, el cual permite monitorear el ciclo estral, el desarrollo folicular y

el momento de la ovulación, aspectos clave para determinar el momento óptimo de inseminación. También se emplean guantes largos de palpación, material de limpieza y desinfección, así como instalaciones adecuadas para la sujeción de la yegua. La combinación de estos equipos y materiales permite realizar la inseminación artificial de manera segura, eficiente y con altas probabilidades de éxito reproductivo (Aurich,2012).



Ilustración 11 Palpación rectal de yegua con ultrasonido.

Fuente (De Anda, 2026).

El ecógrafo es fundamental para la evaluación del ciclo estral de la yegua, su funcionamiento se basa en la interacción de ondas sonoras de alta frecuencia con los tejidos biológicos, los cuales reflejan o permiten el paso de dichas ondas. Con ayuda del transductor rectal, se emiten las ondas y los ecos generados son transformados en señales eléctricas que se visualizan en la imagen. Las estructuras con contenido líquido se observan a oscuras, el resto se distingue en diferentes grados de gris según su ecogenicidad (Ginther y Pierson, 1983).

Protocolo de sincronización entre donadora y receptora

La sincronización del ciclo estral entre la yegua donadora y la receptora es un componente esencial en los programas de transferencia embrionaria, ya que

permite que el útero de la receptora se encuentre en un estado fisiológico adecuado para recibir el embrión. Este proceso implica el control hormonal de la ovulación en ambas yeguas, con el objetivo de lograr una diferencia máxima entre 1 a 2 días de ovulación, lo cual optimiza las tasas de implantación y gestación (Oliviera *et al.*, 2018).

El protocolo de sincronización inicia con la inducción del celo mediante la administración de prostaglandina F2alfa en ambas yeguas, con el fin de provocar la regresión del cuerpo lúteo y permitir el inicio de una nueva fase folicular. Posteriormente, se realiza un monitoreo ultrasonográfico para evaluar el desarrollo folicular y determinar el momento adecuado para inducir la ovulación. Este control permite seleccionar folículos dominantes aptos para responder al tratamiento hormonal (Cuervo-Arango *et al.*, 2020).

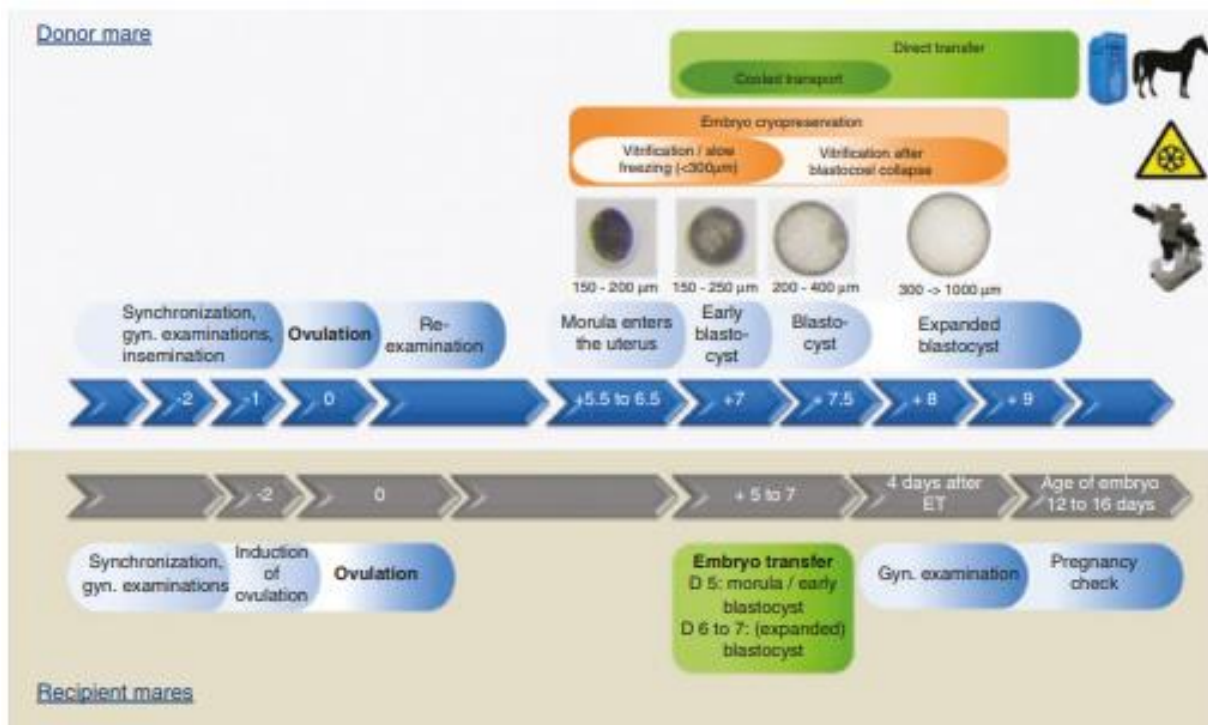


Ilustración 12 Proceso de sincronización estral entre yegua donadora y receptora.

Fuente (Sieme *et al.*, 2018).

La inducción de la ovulación se lleva a cabo mediante la administración de gonadotropina coriónica o análogos de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), como la deslorelina. Estos fármacos permiten programar la ovulación con mayor precisión, facilitando la sincronización entre la donadora y receptora. La respuesta a estos tratamientos depende del tamaño folicular, siendo óptimo un diámetro mayor a 35 mm (Wilsher *et al.*, 2010).

En casos donde la sincronización natural no es posible, se emplean protocolos hormonales mas controlados que incluyen el uso de progestágenos exógenos para regular el ciclo estral. Estos tratamientos permiten manipular la fase lútea y folicular, facilitando la programación de múltiples receptoras para una misma donadora (Baruselli, 2024).

La manipulación hormonal del ciclo estral constituye una herramienta fundamental en la sincronización. Sus aplicaciones incluyen el adelanto de la temporada reproductiva, la inducción del estro en yeguas en anestro o en transición primaveral, el control del momento de ovulación, la sincronización del estro y su supresión (Moss y Lu., 2025).

Según Segabinazzi et al (2021) el éxito del protocolo de sincronización depende de factores como la respuesta individual a los tratamientos hormonales, la condición fisiológica de las yeguas y la precisión en el monitoreo reproductivo. La combinación de técnicas hormonales con evaluación ultrasonográfica permite mejorar la precisión del procedimiento.

Proceso de inseminación de la donadora

El proceso de inseminación de la donadora es fundamental en los programas de transferencia embrionaria, cuyo objetivo es lograr la fecundación eficiente bajo condiciones controladas. Este proceso permite optimizar el uso de semen de alto valor genético, ya sea fresco, refrigerado o congelado, y mejorar la tasa de recuperación embrionaria. La selección del momento adecuado para la inseminación es crítica y se basa en la evaluación ultrasonográfica del desarrollo folicular y del edema uterino (Brinsko, 2023).

La técnica de inseminación artificial en la yegua se realiza por vía intracervical utilizando un catéter estéril que se introduce a través del cérvix hasta el cuerpo uterino o el cuerpo uterino ipsilateral al folículo ovulatorio. El semen es depositado cuidadosamente para evitar contaminación o pérdida del material seminal. En el caso de semen congelado, se recomienda la deposición profunda en el cuerno uterino cercano al sitio de ovulación, debido a la menor longevidad espermática (Squires *et al.*, 2006).

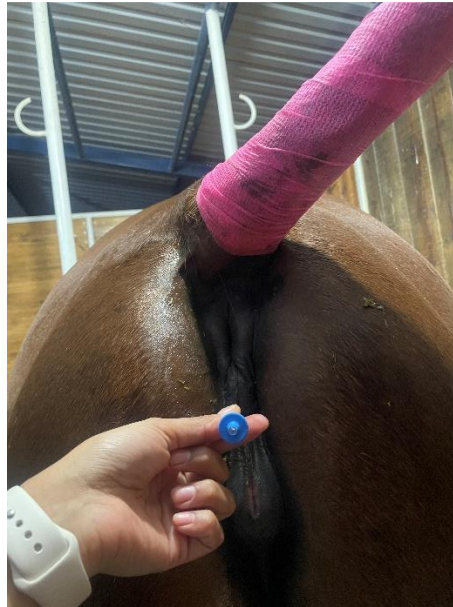


Ilustración 13 Inseminación de yegua.

Fuente (De Anda, 2026).

El momento de la inseminación varía según el tipo de semen utilizado. Para semen fresco o refrigerado, la inseminación puede realizarse 24 a 48 horas antes de la ovulación, mientras que con semen congelado se recomienda realizarla dentro de las 6 horas previas o incluso inmediatamente posterior a la ovulación. Este ajuste temporal es crucial para asegurar la coincidencia entre la viabilidad espermática y la disponibilidad del ovocito (Katila *et al.*, 1996).

Durante el procedimiento, es fundamental mantener condiciones de asepsia estrictas para prevenir endometritis post-inseminación, especialmente en yeguas susceptibles. Además, la calidad del semen, evaluada mediante parámetros como motilidad, concentración y morfología espermática, influye directamente en la tasa de fertilización. La manipulación adecuada del semen, incluyendo su almacenamiento y descongelación, es determinante en el éxito del procedimiento (Niemann y Hahn., 2012).

Posterior a la inseminación, se recomienda el monitoreo de la ovulación mediante ultrasonografía para confirmar la liberación del ovocito y programar adecuadamente la recuperación embrionaria. Asimismo, en algunos casos se puede implementar tratamiento uterino post-servicio para reducir la inflamación y favorecer un ambiente óptimo para la fertilización y el desarrollo embrionario temprano (Kloppe *et al.*, 1988).

Lavado uterino y recuperación de embrión

El embrión equino llega al útero alrededor de los 6 a 6.5 días postovulación, en fase mórula tardía o blastocisto temprano. Su transporte desde el oviducto es favorecido por la prostaglandina E2 (PGE2), producida por el propio embrión, la cual relaja la musculatura lisa y facilita su paso a través del istmo. En el día 7, se distingue la masa celular interna localizada en un polo del blastocisto, el día 8 ya está formado a blastocisto bilaminar (Fleury y Maserati, 2020).

El día de recuperación depende precisamente del monitoreo correcto de la ovulación mediante ultrasonografía, ya que un mal manejo de sincronización puede causar una pérdida de embrión (Gastal, 2009).

Durante la fase de movilidad, el embrión puede desplazarse libremente por todo el lumen uterino, sin importar en qué lado haya ocurrido la ovulación. Este fenómeno permite explicar como un embrión de tamaño pequeño es capaz de evitar la luteólisis en un útero relativamente grande (Ginther, 2021).

El lavado uterino (uterine flushing) es la técnica para la recuperación de embriones en la yegua donadora y se realiza generalmente entre los días 6 y 8 hasta 9 post ovulación, cuando el embrión ha alcanzado el estadio de mórula o blastocisto temprano y se encuentra libre de la luz uterina. Este procedimiento se basa en la infusión y recuperación de medios específicos dentro del útero, permitiendo la recolección del embrión sin comprometer la integridad del endometrio (Sala *et al.*, 2024).

Previo al procedimiento, la yegua es contenida adecuadamente y se realiza una limpieza perineal rigurosa para evitar la entrada de contaminantes. Posteriormente, se introduce una sonda Foley a través del cérvix hacia el cuerpo uterino, inflando el balón para sellar el cérvix y evitar el flujo del medio de lavado. Este sistema permite la infusión controlada de soluciones isotónicas, generalmente en volúmenes de 1 a 2 litros por ciclo de lavado (Bollwein y Janett, 2024).



Ilustración 14 Sonda Foley para lavado uterino en útero.

Fuente (De Anda, 2026).



Ilustración 15 Introducción de aire en balón de sonda Foley.

Fuente (De Anda.,2026).

El medio de lavado, comúnmente basado en soluciones tamponadas con proteínas, es infundido y recuperado mediante un sistema cerrado con filtros especializados que permiten retener el embrión. La eficiencia del procedimiento puede variar dependiendo de factores como técnica empleada, el número de lavados realizados y la experiencia del médico. En muchos casos, se requieren múltiples ciclos de

infusión-recuperación para maximizar la tasa de recuperación embrionaria (Carnevale y Metcalf., 2019).



Ilustración 16 Materiales para realizar lavado de embriones.

Fuente (De Anda, 2026).



Ilustración 17 Sonda Foley, sonda Y, Solución Hartman, guantes para palpar estériles.

Fuente (De Anda., 2026).



Ilustración 18 Lavado uterino y recuperación de embriones.

Fuente (De Anda, 2026).

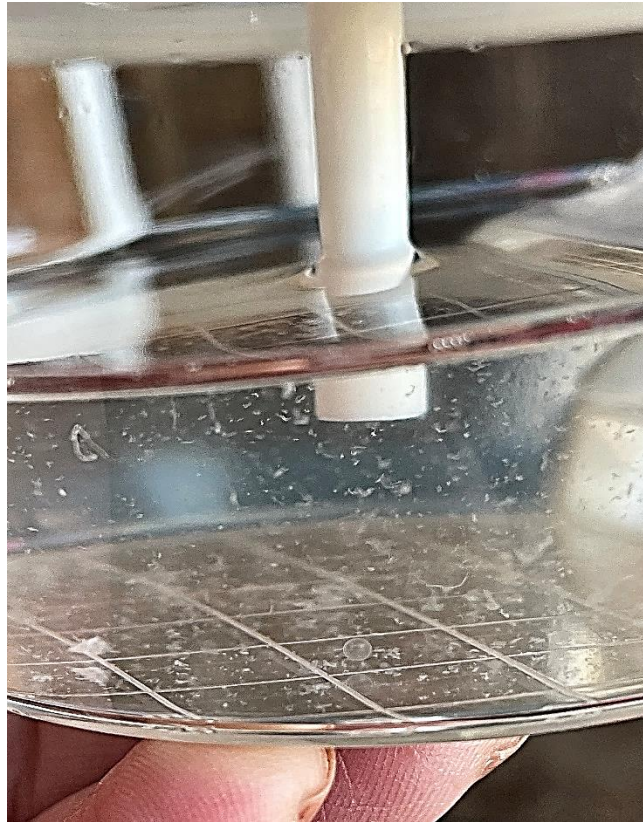


Ilustración 19 Embrión en filtro.

Fuente (De Anda, 2026)

Una vez recolectado el fluido, este es filtrado y examinado cuidadosamente bajo microscopia estereoscópica para identificar el embrión. La búsqueda debe realizarse de manera sistémica, evaluando la morfología embrionaria, clasificando su calidad en función de su integridad estructural y estadio de desarrollo. Este paso es crítico, ya que determina la viabilidad del embrión para su posterior transferencia (Lewis *et al.*, 2020).

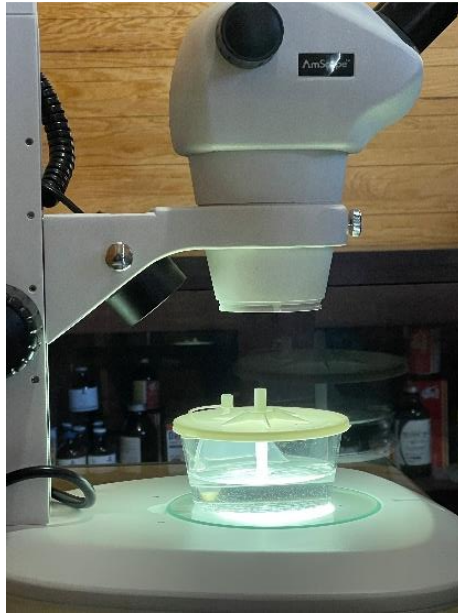


Ilustración 20 Filtro con embrión en estereoscopio.

Fuente (De Anda., 2026).

Durante el procedimiento, es fundamental minimizar la manipulación excesiva y mantener condiciones de temperatura y pH estables para preservar la viabilidad embrionaria. Asimismo, la correcta elección del momento del lavado es determinante, ya que realizarlo demasiado temprano puede resultar en la ausencia de recuperación, mientras que hacerlo tardíamente puede comprometer la calidad embrionaria (Dini, 2024).

El éxito del lavado uterino y la recuperación embrionaria depende de múltiples factores, incluyendo la fertilidad de la donadora, la calidad del semen utilizado, la sincronización del ciclo estral y la técnica operatoria. En condiciones óptimas, las tasas de recuperación pueden oscilar entre 50% y 80%, consolidando este procedimiento como una herramienta clave en la reproducción equina moderna (Bergfelt y Adams., 2007).

Evaluación del embrión

La evaluación del embrión equino constituye un paso sumamente importante dentro de los programas de transferencia embrionaria, ya que permite determinar su viabilidad y potencial de desarrollo. Esta valoración se realiza inmediatamente después de su recuperación. Los embriones equinos presentan particularidades como la presencia de una capsula glicoproteica, la cual es esencial para su integridad estructural durante las primeras etapas de desarrollo (Carnevale, 2008).



Ilustración 21 Evaluación de embriones mediante estereoscopio.

Fuente (De Anda, 2026).

El estadio de desarrollo embrionario está directamente relacionado con el día postovulación en que se realiza la recuperación. En la yegua, el embrión suele encontrarse en estadio de mórula compacta alrededor del día 5-6, mientras que en días 6-7 evoluciona a blastocisto temprano, y para el día 7-8 alcanza un blastocisto expandido. Esta progresión es fundamental para seleccionar el momento óptimo de transferencia, ya que embriones más avanzados presentan mayores tasas de implantación (Aguilera *et al.*, 2024).

El tamaño embrionario es otro parámetro clave en la evaluación, ya que se correlaciona con el estadio de desarrollo y calidad embrionaria. En general, los embriones equinos recuperados en día 7 presentan diámetros que oscilan entre 150 y 300 μm , mientras que en etapas más avanzadas pueden superar a los 500 μm . La medición se realiza mediante microscopía calibrada, permitiendo una evaluación objetiva del crecimiento embrionario (Bliss *et al.*, 2025).

Como lo menciona de Castro *et al.* (2024) los embriones obtenidos de yeguas al día 8 posterior a la ovulación presentan una amplia viabilidad, oscilando aproximadamente entre los 130 μm y 2500 μm . Diversos factores pueden influir en el diámetro al momento de la recuperación, entre ellos el tipo de semen empleado para la inseminación, ya sea congelado, fresco o refrigerado.

La evaluación morfológica se basa en criterios como la simetría, la uniformidad celular, la integridad de la capsula y la ausencia de fragmentos o degeneración. Los embriones son clasificados comúnmente en grados (1 a 4), donde grado 1 corresponde a embriones excelentes con alta viabilidad, y los grados inferiores

indican alteraciones que pueden comprometer el éxito de la gestación. Esta clasificación estandarizada permite tomar decisiones clínicas sobre su transferencia o descarte (IETS, 2023).

Además de la morfología, se consideran parámetros funcionales como la expansión del blastocisto y la presencia de una cavidad blastocélica bien definida. La velocidad de desarrollo también es un indicador importante, ya que embriones que alcanzan estadios avanzados en tiempos fisiológicos presentan mejor pronóstico reproductivo. Alteraciones en estos parámetros pueden reflejar problemas en la calidad del ovocito o en las condiciones uterinas de la donadora (Carnevale, 2008).

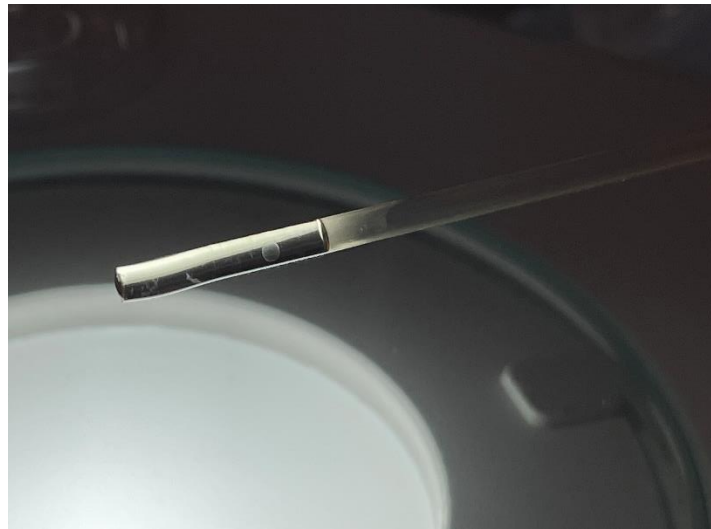


Ilustración 22 Embrión empajillado.

Fuente (De Anda, 2026).

En la actualidad, se ha incorporado técnicas complementarias para la evaluación embrionaria. Sin embargo, la evaluación morfológica sigue siendo el método más utilizado en campo debido a su practicidad y eficacia. La correcta interpretación de estos parámetros es determinante para maximizar las tasas de éxito en estos programas (Cuervo y Newcombe, 2012).

Transferencia de embrión a la receptora

La transferencia del embrión se realiza mediante una técnica no quirúrgica, utilizando una pipeta o catéter que se introduce a través del cérvix hasta el cuerpo uterino o el cuerpo ipsilateral al cuerpo lúteo. La correcta deposición del embrión en el sitio adecuado es esencial para favorecer la implantación (De Luca *et al.*, 2011)

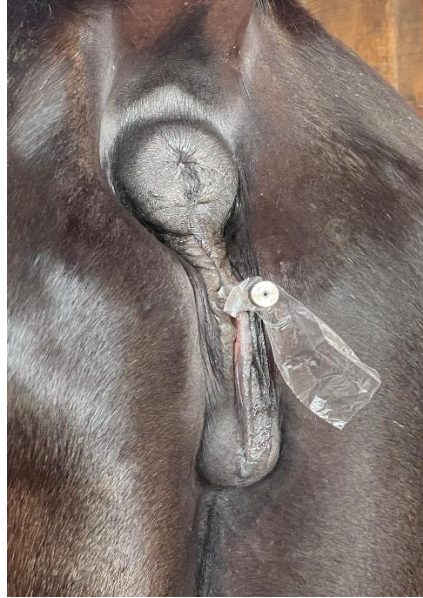


Ilustración 23 Catéter introducido en útero en yegua receptora.

Fuente (De Anda, 2026).



Ilustración 24 Embrión previamente empajillado y transferido a yegua receptora mediante catéter.

Fuente (De Anda, 2026).

En los sistemas modernos, los embriones pueden ser transferidos en fresco, refrigerados o crio preservados mediante vitrificación. Estudios recientes han demostrado que la transferencia de embriones vitrificados-descongelados puede alcanzar tasas de gestación comparables a los embriones frescos, aunque depende de factores como el tamaño embrionario y la técnica utilizada (Cuervo-Arango *et al.*, 2019).

Durante la deposición del embrión, se debe evitar la introducción de aire o contaminantes en el lumen uterino, ya que esto puede inducir una respuesta inflamatoria endometrial. El embrión se libera suavemente junto con una pequeña cantidad de medio Hartman, asegurando que no exista reflujo a través del cérvix. La manipulación debe ser delicada para prevenir daño mecánico al embrión o endometrio (Carnevale *et al.*, 2000)

Una vez realizada la transferencia, no se requieren intervenciones quirúrgicas adicionales, de igual manera es de suma importancia monitorear a la receptora para detectar signos de inflamación uterina o rechazo embrionario. La administración de tratamientos antiinflamatorios o soporte hormonal puede considerarse específicos para favorecer la implantación y el mantenimiento de la gestación temprana (Brogan *et al.*, 2016).

La eficiencia de esta técnica depende de diversos factores de los cuales, como la experiencia del médico, la calidad del embrión, el estado fisiológico del útero y la sincronización con la ovulación. En condiciones óptimas, la transferencia transcervical presenta altas tasas de éxito, consolidándose como la técnica de elección en programas modernos de reproducción equina (Hinrichs, 2018).

Confirmación de gestación en la receptora

El reconocimiento materno de la gestación en la yegua es un proceso fisiológico complejo mediante el cual el embrión evita la regresión del cuerpo lúteo, permitiendo la secreción de progesterona indispensable para el mantenimiento de la gestación temprana (Fixemer *et al.*, 2000).

La confirmación de gestación en la yegua receptora constituye una etapa crítica posterior a la transferencia embrionaria, ya que permite evaluar el éxito del procedimiento y detectar tempranamente posibles fallas de implantación. El método de elección es la ultrasonografía transrectal, la cual permite identificar la vesícula embrionaria desde etapas muy tempranas del desarrollo. En condiciones normales, la vesícula puede visualizarse entre los días 11 y 14 postovulación, caracterizándose por una estructura anecoica en la luz uterina (Cuervo-Arango, 2023).



Ilustración 25 Embrión en receptora con 12 días de gestación.

Fuente (De Anda, 2026)

Durante los primeros días de gestación, el embrión equino presenta movilidad intrauterina, fenómeno característico de la especie que ocurre entre los días 10 y 16 postovulación. Esta movilidad es fundamental para el reconocimiento materno de la gestación, ya que permite la distribución de señales anti-luteolíticas que evitan la regresión del cuerpo lúteo. La detección de esta movilidad mediante ultrasonografía es un indicador indirecto de viabilidad embrionaria en etapas tempranas (Kohne *et al.*, 2014).

A partir del día 16-17 postovulación, la vesícula embrionaria pierde su movilidad y se fija en uno de los cuernos uterinos, iniciando el proceso de implantación. En esta fase, es importante evaluar el tamaño y la forma de la vesícula, así como la tonicidad uterina, ya que alteraciones en estos parámetros pueden indicar fallas en el desarrollo embrionario. La medición seriada del diámetro vesicular permite monitorear el crecimiento y detectar tempranamente anomalías (Canisso *et al.*, 2025).

Entre los días 20 y 25 de gestación, es posible identificar estructuras embrionarias más definidas, como el embrión propiamente dicho y el latido cardíaco, el cual es un indicador confiable de viabilidad. La frecuencia cardíaca embrionaria y el desarrollo progresivo de las membranas fetales son parámetros clave en la evaluación del establecimiento de la gestación. La ausencia de latido en esta etapa sugiere muerte embrionaria temprana (da Silva, 2023).



Ilustración 26 Embrión implantado en receptora con 25 días de gestación.

Fuente (De Anda, 2026).

Además de la ultrasonografía, la evaluación hormonal mediante la medición de progesterona sérica puede utilizarse como método complementario para confirmar la funcionalidad del cuerpo lúteo y el mantenimiento de la gestación. Niveles adecuados de progesterona son esenciales para sostener el ambiente uterino favorable, y su disminución puede asociarse con pérdidas embrionarias (Dascanio y McCue, 2014).

Conclusión

En el desarrollo de esta monografía comprendí que la transferencia de embriones en yeguas es una biotecnología compleja que integra conocimientos de anatomía, fisiología y endocrinología reproductiva con procedimientos técnicos precisos. A lo largo de la investigación analice cada una de las etapas del proceso, desde la selección de la yegua donadora y receptora hasta la confirmación de la gestación, lo que me permitió entender la importancia de la sincronización hormonal y el manejo adecuado de los materiales. Identifique factores como el monitoreo ultrasonográfico, la higiene y la correcta ejecución de cada técnica influyen directamente en el éxito del procedimiento. Este trabajo fortaleció mi formación académica, el permitirme relacionar la teoría con la practica en el ámbito de la reproducción equina. Concluyo que la transferencia de embriones es una herramienta fundamental para el mejoramiento genético y representa una técnica clave dentro de la medicina veterinaria moderna.

La elaboración de la presente monografía permitió comprender de manera integral la complejidad de la reproducción asistida en la yegua, particularmente en el proceso de transferencia de embriones. Se evidenció que cada etapa requiere un manejo preciso, conocimiento fisiológico profundo y una correcta aplicación de técnicas clínicas especializadas.

Uno de los principales aprendizajes fue reconocer la importancia de la sincronización hormonal y del estado fisiológico del útero en la receptora, ya que pequeños desfases pueden comprometer el éxito del procedimiento. De igual manera, se comprendió que la calidad embrionaria no depende únicamente del momento de recuperación, sino también de factores previos como la calidad del semen, el manejo de la donadora y las condiciones uterinas. Esto resalta la naturaleza del éxito reproductivo en equinos.

Desde una perspectiva personal, este trabajo amplió mi capacidad para analizar información científica actualizada, interpretar datos clínicos y relacionar conceptos fisiológicos con su aplicación práctica en medicina veterinaria. Me permitió valorar la importancia de las biotecnologías reproductivas en la mejora genética y en la optimización de la producción equina, así como el papel fundamental del médico veterinario en la correcta ejecución de estos procedimientos.

Finalmente, considero que esta investigación no solo reforzó mis conocimientos teóricos, sino que también contribuyó a desarrollar un criterio clínico más sólido, el cual será fundamental en mi formación como veterinaria y en la toma de decisiones dentro del ámbito de la reproducción equina.

Recomendaciones

Desde mi experiencia al desarrollar esta monografía sobre transferencia de embriones en yeguas, considero que futuras investigaciones deberían enfocarse en integrar de manera más completa todos los factores que intervienen en el éxito del procedimiento. En particular, recomiendo profundizar simultáneamente en la selección y manejo de la yegua donadora y receptora, los protocolos de sincronización del ciclo estral, métodos de inseminación y el tipo de semen utilizado, ya que la interacción entre estos elementos es determinante en los resultados reproductivos.

Considero importante que futuras investigaciones incorporen herramientas diagnósticas más avanzadas, como evaluaciones ultrasonográficas más precisas y análisis de calidad embrionaria.

Finalmente, el desarrollo de estudios aplicados en condiciones de campo, especialmente en sistemas de producción equina similares a los de nuestra región, con el fin de adaptar y validar los protocolos a contextos reales y mejorar su implementación práctica.

Referencias bibliográficas

- Acosta, T., & Miyamoto, A. (2004). Vascular control of ovarian function: ovulation, corpus luteum formation and regression. *Animal Reproduction Science*, vol. 82-83, 127-140. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2004.04.022.
- Aguilera, C., Wong, Y.S., Gutiérrez-Reinoso, M.A., Velásquez, A.E., Meló-Báez, B., Cabezas, J., Caamaño, D., Navarrete, F., Castro, F.O., Rodríguez-Alvarez, L.L.(2024). Embryo-maternal communication mediated by extracellular vesicles in the early stages of embryonic development is modified by invitro conditions. *Theriogenology*, 43-56. Doi: 10.1016/j.theriogenology.2023.10.005
- Allen, W.R. (2005). The development and application of modern reproductive technologies to horse breeding. *Reprod Domest Anim*, 40(4), 310-29. Doi: 10.1111/j.1439-0531.2005.00602.x.
- Allen, W.R. & Wilsher, S. (2009). A review of implantation and early placentation in the mare. *Placenta*, 30(12), 1005-15. <https://doi.org/10.1016/j.placenta.2009.09.007>
- Allen, W.R., & Wilsher, S. (2020). Historical Aspects of equine embryo Transfer. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol.89 Doi: 10.1016/j.jevs.2020.102987
- Armstrong, D., & Webb, R. (1997). Ovarian follicular dominance. The role of intraovarian growth factors and novel proteins. *Review of Reproduction*. 2:139-146. Doi: 10.1530/ror.0.0020139
- Aurich, C. (2011). Reproductive cycles of horses. *Animal Reproduction Science*, 124 (3-4), 220-8. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2011.02.005
- Aurich, J. (2012). Artificial Insemination in Horses-More than a Century of Practice and Research. *Journal of Equine Veterinary Science*, 32(8), 458-463. Doi: 10.1016/j.jevs.2012.06.011
- Aurich, C. (2020). Reproductive cycles of horses: physiology and clinical implications. *Animal Reproduction Science*, 215. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2020.106326>
- Balerdi, A.E. (2012). Transferencia embrionaria en équidos. *Deodontología y veterinaria legal*, 26. https://ddd.uab.cat/pub/trerecpro/2012/103206/Transferencia_embriionaria_en_equidos.pdf
- Baruselli, P.S. (2024). Hormonal control of estrous cycle in mares. *Animal Reproduction*.

- Baucus, K.L., Squires, E.L., McCue, P.M. (2015). Synchronization strategies in equine embryo transfer. *Journal Equine Veterinary Science*, 35(8), 635-642.
- Bazer, F.W., & Thatcher, W.W. (2017). Chronicling the discovery of interferon tau. *Reproduction*, 154(5), F11-F20. Doi: 10.1530/REP-17-0257
- Bergfelt, D., & Ginther, O. (1985). Delayed follicular development and ovulation following inhibition of FSH with equine follicular fluid in the mare. *Theriogenology*. 24:99-108 doi: 10.1016/0093-691X(85)90215
- Bergfelt, D.R., y Adams, G.P. (2007). Ovulation synchronization in the mare. *Animal Reproduction Science*, 99(1-2), 1-13.
- Bergfelt, D. (2009). *Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Veterinary Science and Veterinary Medicine.*
- Betteridge, K.J. (2000). Comparative aspects of equine embryo transfer. *Animal Reproduction Science*, 60-61, 691-702.
- Betteridge, K.J. (2023). Advances in embryo transfer technologies in domestic animals. *Animal Reproduction Science*, 252. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2023.107115
- Blanchard, T.L., Varner, D.D., y Schumacher, J., Love, C.C., Brinsko, S.P., Rigby, S.L. (2003). *Reproductive Anatomy of the Mare. Manual of equine reproduction (2nd ed).* 1-8 Doi: 10.1016/B0-32-301713-4/50002-9
- Bliss, S.B. (2025). Morphometric analysis of equine embryos and its relationship with viability. *Journal of Equine Veterinary Science*
- Bollwein, H., Mayer, R., y Stolla, R. (2007). Transrectal Doppler sonography of uterine and ovarian blood flow in mares. *Theriogenology*, 68(5), 707-718.
- Bollwein, H., Mayer, R., Weber, F., y Stolla, R. (2002). Luteal blood flow during the estrous cycle in mares. *Theriogenology*, 57(8), 2043-51. doi: 10.1016/S0093-691X(02)00705-7
- Bollwein, H., y Janett, F. (2024). Techniques in equine embryo recovery. *Reproduction in Domestic Animals*.
- Bardecamp, E.A. (2011). Practical equine breeding management. *Equine Veterinary Education*, 23(3), 147-153.
- Brinsko, P., & Dickson, D. (1992). Artificial insemination and Preservation of Semen. *Veterinary clinics of North America: Equine Practice*, vol. 8. Doi: 10.1016/S0749-0739(17)30476-5

- Brinsko, S. (2023). Artificial insemination and assisted reproduction in horses. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*.
- Brinsko, S.P. (2025). Early pregnancy diagnosis and embryonic development in mares. *Theriogenology*.
- Brogan, P., Henning, H., Stout, T., & Ruijter-Villani, M. (2016). Relationship between color flow Doppler sonographic assessment of corpus luteum activity and progesterone concentrations in mares after embryo transfer. *Animal Reproduction Science*, vol. 166, 22-27. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2015.12.010
- Busato, E., Machinski, A., Brigs-tein-galan, T., Formighieri, M., & Weiss, R. (2017). *Reproductive Physiology of the Equine. Reproduction Biotechnology in Farm Animals*.
- Bustani, G., & Baiee, F. (2021). Semen extenders: An evaluative overview of preservative mechanisms of semen and semen extenders. Doi: 10.14202/vetworld.2021.1220-1233
- Carnevale, E., Bergfelt, D., & Ginther, O. (1993). Aging effects on follicular activity and concentrations of FSH, LH and progesterone in mares. *Anim Reprod Sci* 31, 287-299.
- Carnevale, E.M. (2008). Clinical aspects of equine embryo transfer. *Reproduction in Domestic Animals*, 43 (2), 46-52.
- Carnevale, E.M. y Bresnahan, D.R. (2017) Effects of age and metabolic disease on the equine oocyte and early embryo. *Theriogenology*, 9(3),341-344.
- Carnevale, E.M., Ramirez, R.J., Squires, E.L. y Alvarenga, M.A.(2000). Factors affecting pregnancy rates after embryo transfer in horses. *Theriogenology*, 54(6), 965-979.
- Carnevale, E., & Metcalf, E. (2019). Morphology, developmental stages and quality parameters of in vitro-produced equine embryos. *Reproduction, fertility, and development*, 31(12), 1758-1770. Doi: 10.1071/RD19257.
- Castaño, D.F., Múnera,R., Gómez Oquend, J.E., y Ángel, H.M. (2015). Transferencia de embriones en equinos. *Revista Politecnica*, 4(6), 65-74.
- Cortés-Vidauri,Z., Arécha-Flores, M.R., Delgado, M.R., Berumen, F.R., López, C.N., Flores, F.G.(2018). Mare reproductive cycle: A review. *Abanico Veterinario*, 8(3). Doi: 10.21929/abavet2018.83.1
- Cortés, C., Rincón., Rochín-Berumen, R., López, F., & Flores,G. (2018). Revisión: El ciclo Reproductivo de la Yegua Mare Reproductive Cycle: Las yeguas se

reproducen de forma estacional con fotoperiodo alto (muchas horas luz / día o primavera-verano), y así presentan sus partos en la temporada. *Abanico Vet*, 8(3): 14-41.

Cuervo-Arango, J., y Newcombe, J.R.(2012). The effect of time of ovulation disparity. *Theriogenology*, 77(4), 784-792.

Cuervo-Arango, J.(2023). Ultrasonographic detection of early pregnancy in mares. *Animals*. Doi: 10.3390/ani13010145

Cuervo-Arango, J., Claes, A.N., & Stout, T.A.E. (2018). Horse embryo diameter is influenced by the embryonic age but not by the type of semen used to inseminate donor mares. *Theriogenology*, 115:90-93. Doi: 10.1016/j.theriogenology.2018.04.023

Cuervo-Arango, J., Claes, A., & Stout, T. (2019). The recipients Day after ovulation and the number of corpora lutea influence the likelihood of pregnancy in mares following transfer of ICSI frozen embryos. Doi:10.1016/j.theriogenology.2019.06.020

Cuervo-Arango., Martín-Peláez, M.S., Claes, A.N.(2020). A practical guide to estimate the age of the early CL by ultrasonography in mares examined for the first time to be used as recipients in a commercial embryo transfer program. *Theriogenology*, vol.153 48-53. Doi: 10.1016/j.theriogenology.2020.05.003

Cui, B. (2026). GnRH administration increases synchronization of ovulation in mares. *Reproduction in Domestic Animals*, 61(1), e70165 Doi: 10.1111/rda.70165

De Anda, A. (2026). Aparato reproductor externo de la yegua.

De Anda, A. (2026). Vagina artificial

De Anda, A. (2026). Vagina artificial completa.

De Anda, A. (2026). Extracción de semental con vagina artificial.

De Anda, A. (2026). Semen fresco crudo.

De Anda, A. (2026). Semen centrifugado.

De Anda, A. (2026). Espermatozoides en cámara de Neubauer.

De Anda, A. (2026). Palpación rectal de yegua con ultrasonido.

De Anda, A. (2026). Inseminación de yegua.

De Anda, A. (2026). Sonda Foley para lavado uterino en útero.

De Anda, A. (2026). Introducción de aire en balón de sonda Foley.

- De Anda, A. (2026). Materiales para realizar lavado de embriones.
- De Anda, A. (2026). Sonda Foley, sonda Y, solución Hartman, guantes para palpar estériles.
- De Anda, A. (2026). Lavado uterino y recuperación de embriones.
- De Anda, A. (2026). Embrión en filtro.
- De Anda, A. (2026). Filtro con embrión en estereoscopio.
- De Anda, A. (2026). Evaluación de embriones mediante estereoscopio.
- De Anda, A. (2026). Embrión empajillado.
- De Anda, A. (2026). Catéter introducido en útero en yegua receptora.
- De Anda, A. (2026). Embrión previamente empajillado y transferido a yegua mediante catéter.
- De Anda, A. (2026). Embrión en receptora con 12 días de gestación.
- De Anda, A. (2026). Embrión implantado en receptora con 25 días de gestación.
- Da Silva, L.A. (2023). Embryonic viability and heartbeat detection in mares. *Reproduction in Domestic Animals*.
Doi: 10.1111/rda.14321
- Dascanio, J. & McCue, P. (2014). *Equine Reproductive Procedures*.
doi:10.1002/9781118904398
- Davies Morel, M. (2003). *Equine reproductive physiology, breeding and stud management* (2nd ed). CABI Publishing.
- Davies-Morel, M. (2008). The Reproductive Anatomy of the Mare. In *Equine Reproductive Physiology*, 1-4.
<https://pure.aber.ac.uk/ws/portalfiles/portal/106246/9781845934507.pdf>
- De Castro, T. (2024). Equine embryo transfer method. *Journal of Equine Veterinary Science*.
- De Castro, T., van Heule, M., Domingues, R.R., Jacob, J.C.F., Daels, P.F., Meyers, S.A., Conley, A.J., Dini, P. (2024). Embryo-endometrial interaction associated with the location of the embryo during the mobility phase in mares. *Scientific Reports*, 14, 3151
Doi: 10.1038/s41598-024-53578-z

- Derbala, M.K., Abu-Seida, A.M., El-Merwally, A.E., & Asfour, H.A.E. (2024). A novel method for equine embryo transfer from contaminated recipient mares into second healthy recipients. *Journal of Equine Veterinary Science*, 142, 105200
Doi: 10.1016/j.jevs.2024.105200
- De Luca, C., McCue, P., Patten, M., Squires, M. (2011). Effect of a Nonsurgical Embryo Transfer Procedure and/or Alternogest Therapy on Endogenous Progesterone Concentration in Mares. *Journal Equine Veterinary Science*, vol. 31(2), 57-62. Doi: 10.1016/j.jevs.2010.12.002
- Diskin, M.G., y Morris, D.G. (2008). Embryonic and early foetal losses. *Reproduction in Domestic Animals*, 43(2), 260-267.
- Dini, P. (2024). Timing of embryo recovery. *Animals*.
Doi: 10.3390/ani14020234
- Donado, G.G., Necchi, D., Vandaele, H., Vita, M.E., Bertero, A., Vincenti, L., & Nervo, T. (2023). Influence of intrauterine fluid detection, number of transfers and age of the recipient and pregnancy rate and early embryonic loss in a commercial embryo transfer program. *Animals*, 13(11), 1799. Doi: 10.3390/ani13111799
- Donadeu, F., & Pedersen, H. (2008). Follicle Development in Mares. *Reproduction in Domestic Animals*, 43 (s2), 224-231. Doi: 10.1111/j.1439-0531.2008.01166.x
- Donadeu, F., & Ginther, O. (2003). Interactions of follicular factors and season in the regulation of circulating concentrations of gonadotrophins in mares. *Reproduction* 125, 743-750.
- Dordas-Perpinya, M., & Bruyas, J. (2019). Practical aspects of equine embryo transfer. *Translational Research in Veterinary Science*, 2(1), 23-39. Doi: 10.12775/TRVS.2019.002
- Dyce, K., Sack, W., & Wensing, C. (2002). *Textbook of veterinary anatomy*, 3rd ed.
- Dyce, K., Sack, O., y Wensing, C. (2010). *Textbook of veterinary anatomy* (4th ed.). Saunders Elsevier.
- Egyptien, S., Deleuza, S., Ledeck, J., & Ponthier, J. (2023). Sperm Quality Assessment in Stallions: How to choose Relevant Assays to Answer Clinical Questions. *Animals*, 13(19), 3123. Doi: 10.3390/ani13193123
- Evans, T., Constantinescu, G., & Gajam, V. (2007). Clinical Reproductive Anatomy and Physiology of the Mare. In *Current Therapy in Large Animal Theriogenology*, 47-67.

Doi: 10.1016/B978-072169323-1.50010-6

Evans, T., Constantinescu, G., & Ganjam, V. (2016). Clinical Reproductive Anatomy and Physiology of the Mare. *Veterian Key*, <https://veteriankey.com/clinical-reproductive-anatomy-and-physiology-of-the-mare/>

Fandino, J. (2019). Fotoperiodo y Dinámica Folicular. *Sem Profundización Reprod Equina*, 1:1-15.

Fedorka, C., y Ball, B.A. (2020). Reproductive immunology of the pregnant mare. *Clinical Theriogenology*, 12(3), 323-332.

Fernandez-Hernandez, P., Mariano, F., Sánchez-Calabuig, M.J., García-Marín, J., Bragado, M.J., González-Fernández, L., Macías-García, B. (2021). Equine oviductal fluid proteome. *Frontiers in Veterinary Science*, 8. Doi: 10.3390/fvets.2021.694547

Flores, A., Rodrigues, L., Rigoletto, W., & Castillo, C. (2022) Transferencia de embriones en equinos: Receptoras acíclicas, vol. 26(4).

Doi: 10.17921/1415-6938.2022v26n4p402-406
<https://ensaioeciencia.pgsscogna.com.br/ensaioeciencia/article/view/10290>.

Gutiérrez, C.H., & Rivas, L.C. (2011) Manejo endocrino del ciclo estral de la yegua. *International System for Agricultural Science and Technology*

Hinrichs, K. (2018). Assisted reproductive techniques in mares. *Reproduction in domestic animals*. *Zuchtygiene*, 53 2, 4-13. Doi: 10.1111/rda.13259

Ishak, G., Bashir, A., Gastal, M., & Gastal, E. (2017). Pre-ovulatory follicle affects corpus luteum diameter, blood flow, and progesterone production in mares. *Animal Reproduction Science*, vol. 187, 1-12. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2017.09.003

Fixemer, T., Blottner, S., & Klug, E. (2000). Investigations on the Endometrial function in mares during early pregnancy. *Animal Reproduction Science*, 60-61, 541-549.

Fleury, P., & Maserari, M. (2020). Equine ICSI foal production se-ration favors fillies in Brazil: A retrospective evaluation of foaling results. *Journal of Equine Veterinary Science*, 89, 103050. Doi: 10.1016/j.jevs.2020.103050.

Fortune, J.E. (1994). Ovarian follicular development. *Biology of the Reproduction*, 50(2), 225-232.

Francioli, A.L.R., Cordeiro, B.M., Fonseca, E.T., Rodrigues, M.N., Sarmento, C.A.P., Ambrosio, C.E., Carvalho, A.F., Miglino, M.A., y Silva, L.A. (2011). Characteristics of the equine embryo and fetus from days 15 to 107 of

- pregnancy. *Theriogenology*, 76(5), 819-832. Doi: 10.1016/j.theriogenology.2011.04.014
- Galli, C., y Lazzari, G. (2016). Advances in equine embryo production. *Theriogenology*, 86(1), 544-550.
- Gastal, E.L. (2009). Recent advances in the mare. *Equine Veterinary Education*, 24(9), 451-458
- Gibson, C., de Ruijter-Villani, M., Bauersachs, S., & Stout, T.A.E. (2020). Asynchronous embryo transfer and endometrial interaction in mares. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(7), 2562. Doi: 10.3390/ijms21072562
- Ginther, O.J. (1992). *Reproductive biology of the mare* (2nd ed). Equiservices publishing.
- Ginther, O.J. & Pierson, M.S. (1983). Ultrasonic evaluation of the reproductive tract of the mare; principles, equipment, and techniques. *Journal of Equine Veterinary Science*, 195-201 Vol.3 Doi: 10.1016/S0737-0806(83)80014-8
- Ginther, O.J. (2021). Equine Embryo Mobility. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol. 106.
- Doi: 10.1016/j.jevs.2021.103747
- González-Salazar, A. (2016). Aparato reproductor equino. <https://es.slideshare.net/slideshow/aparato-reproductor-equino/61803591#1>
- International Embryo Technology Society (IETS). (2023). *Manual of embryo transfer in domestic animals* (4th ed.). <https://www.iets.org/>
- Kastelic, J.P., Adams, G.P., & Ginther, O.J. (1987). Role of progesterone in mobility, fixation, orientation, and survival of the equine embryonic vesicle. *Theriogenology*, 27(4), 655-663
- Doi: 10.1016/0093-691X(87)90059-8
- Katila, T., Celebi, M., & Koskinen, E. (1996). Effect of timing of frozen semen insemination on pregnancy rate in mares. *Acta Veterinaria Scandinavica*. Doi: 10.1186/BF03548102 <https://link.springer.com/article/10.1186/BF03548102>
- Kloppe, L., Varner, D., Elmore, R., Betzlaff, & Shull, J. (1988). Effect of insemination timing on the fertilizing capacity of frozen / thawed equine spermatozoa. *Theriogenology*, vol. 29(2), 429-439. Doi: 10.1016/0093-691X(88)90245-2

Kraemer. (2013). A history of equine embryo transfer and related technologies. *Journal of Equine Veterinary Science*, 33(5), 305-308.

Doi: 10.1016/j.jevs.2013.03.007

Kohne, M., Kolling, M., & Bollwein, H. (2014). Embryo-maternal communication in the mare. *Journal of Equine Veterinary Science*, 34(2), 372-380.

Lewis, N., Hinrichs, K., Leese, H., Argo, C., Brison, D., & Sturmey, R. (2020). Energy metabolism of the equine cumulus oocyte complex during in vitro maturation. *Scientific report*, 10, 3493 Doi: 10.1038/s41598-020-60624-z

Madison, R., Darani, P., & Skaggs, J. (2026). Embryo transfer in Horses for Breeding: Pros & Cons. *Mad Barn*

<https://madbarn.com/embryo-transfer-in-horses/?srsltid=AfmBOopOWIEQurQkflqdi0O6ksX2E-ZtXvNbBpgsZQayNqYvGrD4RXDk>

Mahmood, K., Channa, A.A., Ghafoor, A., Riaz, A. (2024). Factors affecting the efficiency of equine embryo transfer (EET) in polo mares under subtropical conditions of Pakistan. *National Library of Medicine* 12;19(2). Doi: 10.1371/journal.pone.0298066

Marenzi, M.I. (2015). Aspectos operativos en transferencia embrionaria equina y análisis del potencial de la tecnología de criopreservación. *Facultad de ciencias agrarias*.

https://www.produccionanimal.com.ar/produccion_equinos/produccion_equina_en_general/73-aspectos-operativos.pdf

Moss, C. & Lu, K. (2025). Hormonal manipulation of the estrous cycle in mares. *Therapeutics in Theriogenology*, Vol.17 Doi: 10.58292/CT.v.17.11651

Mota Vargas, J. (2015). Transferencia Embrionaria Equina. *Real Academia Sevillana de Ciencias Veterinarias*.

https://www.rascvet.es/wp-content/uploads/2015/10/19_Transferencia-embrionaria-equina_Mota-Vargas-Javier.pdf

Neves, A., Silva, L., Mendes, R., & Oliveira, F. (2023). Transferencia de embriones en yeguas receptoras en anestro estacional. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 47(2), 89-96.

- Niemann, H., & Hahn, L. (2012). Somatic Cell Nuclear Transfer cloning: Practical Applications and Current Legislation. *Reproduction in Domestic Animals*, 47(5), 2-10. Doi: 10.1111/j.1439-0531.2012.02121x
- Noakes, D.E., Parkinson, J.T., & England, G.C.W. (2019) *Veterinary Reproduction and Obstetrics*. 2-34 (10nd) doi: 10.1016/c2014-0-04782-X
- Sala-Ayala, L., Martínez-Boví, R., Querol, A., & Cuervo, J. (2024). The effect of uterine massage and number of embryo flushing attempts on embryo recovery in mares. *Theriogenology*, vol.224, 94-101. Doi: 10.1016/j.theriogenology.2024.05.017
- Sertich, P. (2016). Cervix estral, Yegua. Manual de veterinaria de MSD. <https://www.msdsvetmanual.com/es/multimedia/image/c%C3%A9rvix-estral-yegua>
- Ramires, H., Belmar, F., Cuervo-Arango, J., & Lossino, L. (2023). Embryo transfer technique affects pregnancy rates in recipient mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol. 125. Doi: 10.1016/j.jevs.2023.104672
- Ramos Torres, J.H. & Ramírez, G.F.(2011). Transferencia de embriones en equinos. Selección y manejo de yeguas, recuperación y transferencia embrionaria. FAO AGRIS-International System for Agricultural Science and Technology
- Raz, T., & Aharonson-Raz, K. (2012). Ovarian follicular dynamics during the estrous cycle in the mare. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 67(1), 11-18.
- Segabinazzi, L., Andrade, L., Alvarenga, M., Dell'Aqua, J., & Canisso, I. (2021). Use of Intravaginal Progesterone-Releasing Device Results in Similar Pregnancy Rates and Losses to Long-Acting Progestin to Synchronize Acyclic Embryo Recipient Mares. *Veterinary Sciences*, 8(9), 190. Doi: 10.3390/vetsci8090190
- Sieme, H., Rau, J., Tiedemann, H., Oldenhof, L., Barros, R., Sanchez, M., Blanco, G., Martinsson, C., Herrera, & Burger, D. (2018). Equine Embryo Transfer. In *Animal Biotechnology* 1 (pp. 179-192).
Doi: 10.1007/978-3-319-92327-7_8 IMAGEN
- Siemienicuh-Tartanus, M. (2025). The early pregnancy in mares- What do we still not now? *Veterinary and animal science*, 28, 100441. Doi: 10.1016/j.vas.2025.100441
- Stout, T. (2010). Equine embryo transfer: review of developing potencial. *Equine Veterinary Journal*. Vol. 38(5), 467-478
Doi: 10.2746/042516406778400529

- Stout, T. (2016). Embryo-maternal communication during the first 4 weeks of equine pregnancy. *Theriogenology*, 86(1), 349-354 Doi: 10.1016/j.theriogenology.2016.04.048
- Satué, K., Fazio, E., Muñoz, A., & Medica, P. (2021). Endocrine and electrolyte balances preovulatory period in cycling mares. *Animals*, 11(2): 1-12
- Satué, K. & Gardon, J.C. (2021). Physiological and Clinical aspects of the endocrinology of the estrous cycle and pregnancy in mares. In *Animal Reproduction in veterinary medicine*. Doi: 10.5772/intechopen.90387
- Soto, A. (2006). Manejo Reproductivo de la Yegua Servicio. Universidad Michoacan San Nicolas Hidalgo, 41:139.109
- Squires, E.L., & García, R.H. (1985). Factors affecting success of equine embryo transfer. *Equine Veterinary Journal*, 17(s3), 92-95 doi: 10.1111/j.2042.3306.1985.tb04604.x
- Squires, E.L., McCue, P.M., & Vanderwall, D.K.(2006). The current status of equine artificial insemination. *Theriogenology*, 66(3), 455-460
- Squires, E., & McCue, P. (2007). Superovulation in mares. *Animal Reproduction Science*, vol.99, 1-8. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2006.04.054
- Squires, E. (2020). Current Reproductive technologies impacting equine embryo production. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol.89
Doi: 10.1016/j.jevs.2020.102981
- Oliviera, I., Canisso, I., Segabinazzi, L., & Dell'Áqua, J.(2018). Synchronization of cyclic and acyclic embryo recipient mares with donor mares. *Animal reproduction science*, 190, 1-9. Doi: 10.1016/j.anireprosci.2017.12.01
- Pinto, C.R. (2024). Embryo transfer in horses. *MSD Manual Veterinary*
<https://www.msdsvetmanual.com/management-and-nutrition/embryo-transfer-in-farm-animals/embryo-transfer-in-horses>
- Taveiros, A., Oliveira, M., Lima, P., Tenório Filho, F., Batrolomeu, C., Santos, M., Oliveira, L., Lunes-Souza, T., & Freitas, J. (2003). Ultrasonographic monitoring of 103 recipient mares of different reproductive status during the first 30 days after embryo transfers. *The Veterinary record*, 153(18), 558-560. Doi: 10.1136/vr.153.18.558
- University of Wisconsin-Madison (2023). Selection of the donor mare.
<https://ansci.wisc.edu/jjp1/equine/technology/etdonor.html>

- Vicoso, R., Fernández, R., Gutiérrez-Cepeda, L., Lorenzo, P., Serres, C., & Blanco, M. (2023). Influence of hormonal induction of estrus and/or ovulation on embryo transfer success. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol.125. doi: 10.1016/j.jevs.2023.104683
- Wilsher, S., Clutton, A., & Allen, W. (2010). Successful transfer of day 10 horse embryos: influence of donor-recipient asynchrony on embryo development. *Oxford Academic*, 139(3), 575-586. Doi: 10.1530/REP-09-0306
- Wilsher, S., & Hoogewijs, M. (2024). What has embryo recovery and transfer taught us about equine reproductive physiology? *Clinical Theriogenology*, vol.16 Doi: 10.58292/CT.v16.10602