



Universidad
Nacional
de Loja

Universidad Nacional de Loja

Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables

Carrera de Medicina Veterinaria

Eficiencia del acetato de lecirelina para inducir la ovulación en yeguas

Trabajo de Integración Curricular,
previo a la obtención del título de Médica
Veterinaria

AUTORA:

Wendy Alejandra Merizalde Jiménez

DIRECTOR:

Dr. Rodrigo Medardo Abad Guamán PhD.

CO-DIRECTOR:

Dra. Elena Carolina Serrano Recalde PhD.

Loja – Ecuador

2024

Certificación de Tesis



unl

Universidad
Nacional
de Loja

Sistema de Información Académico
Administrativo y Financiero - SIAAF

CERTIFICADO DE CULMINACIÓN Y APROBACIÓN DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Yo, **ABAD GUAMAN RODRIGO MEDARDO**, director del Trabajo de Integración Curricular denominado **Eficiencia del acetato de leicirelina para inducir la ovulación en yeguas**, perteneciente al estudiante **WENDY ALEJANDRA MERIZALDE MERIZALDE**, con cédula de identidad N° **1104701154**.

Certifico:

Que luego de haber dirigido el **Trabajo de Integración Curricular**, habiendo realizado una revisión exhaustiva para prevenir y eliminar cualquier forma de plagio, garantizando la debida honestidad académica, se encuentra concluido, aprobado y está en condiciones para ser presentado ante las instancias correspondientes.

Es lo que puedo certificar en honor a la verdad, a fin de que, de así considerarlo pertinente, el/la señor/a docente de la asignatura de **Integración Curricular**, proceda al registro del mismo en el Sistema de Gestión Académico como parte de los requisitos de acreditación de la Unidad de Integración Curricular del mencionado estudiante.

Loja, 4 de Febrero de 2025



RODRIGO MEDARDO
ABAD GUAMAN

F)

DIRECTOR DE TRABAJO DE INTEGRACIÓN
CURRICULAR

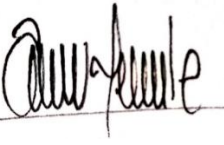


Certificado TIC/TT.: UNL-2025-000344

1/1
Educamos para Transformar

Autoría

Yo, **Wendy Alejandra Merizalde Jiménez**, declaro ser autor/a del presente Trabajo de Integración Curricular y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos y acciones legales, por el contenido del mismo. Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja la publicación de mi Trabajo de Integración Curricular o de Titulación, en el Repositorio Digital Institucional – Biblioteca Virtual.

Firma: 

Cédula de identidad: 1104701154

Fecha: 13 de marzo de 2025

Correo electrónico: wendy.merizalde@unl.edu.ec

Teléfono: 0994702174

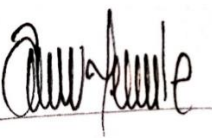
Carta de autorización por parte de la autora, para consulta, reproducción parcial o total y/o publicación electrónica del texto completo del Trabajo de Integración Curricular

Yo, **Wendy Alejandra Merizalde Jiménez**, declaro ser autor/a del Trabajo de Integración Curricular o de Titulación denominado: **Eficiencia del acetato de lecirelina para inducir la ovulación en yeguas** como requisito para optar por el título de **Médica Veterinaria**, autorizo al sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que, con fines académicos, muestre la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido en el Repositorio Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el Repositorio Institucional, en las redes de información del país y del exterior con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia del Trabajo de Integración Curricular o de Titulación que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los veintisiete días del mes de febrero de dos mil veinticinco.

Firma: 

Autor/a: Wendy Alejandra Merizalde Jiménez

Cédula: 1104701154

Dirección: Daniel Álvarez

Correo electrónico: wendy.merizalde@unl.edu.ec

Teléfono: 0994702174

DATOS COMPLEMENTARIOS:

Director/a del Trabajo de Integración Curricular: Dr. Rodrigo Medardo Abad Guamán
PhD.

Dedicatoria

Dedico el presente Trabajo de Integración Curricular a mi madre, Laura, por ser mi pilar en los momentos más difíciles, por siempre ayudarme a encontrar la calma en los momentos de estrés, por ser mi guía constante y por todo el sacrificio que hace cada día al buscar la manera de darme todo lo que necesito para que pueda alcanzar mis sueños.

A mi padre, Henry, por enseñarme el valor del esfuerzo, la perseverancia y la dedicación, por apoyarme en cada decisión, confiando en mí sin ninguna duda, su respaldo y confianza han sido fundamentales para llegar hasta aquí y me han dado la fortaleza para nunca rendirme.

A mis hermanos, Vanessa, por ser mi ejemplo a seguir, por protegerme y alegrar mis días con sus ocurrencias y a Bruce por acompañarme en todo mi proceso de formación, brindándome su compañía cuando más lo necesitaba.

Este logro es tan mío como suyo, les debo todo lo que soy y todo lo que he logrado. Gracias por estar siempre a mi lado, por ser mi inspiración y mi mayor motivación.

Wendy Alejandra Merizalde Jiménez

Agradecimiento

Agradezco a mi familia por ser mi motor, por brindarme siempre los medios para alcanzar mis sueños y por su apoyo incondicional a lo largo de todo este proceso. Sin ustedes, nada de esto habría sido posible.

Agradezco a la Dra. Carolina Serrano por confiar en mi capacidad desde el primer día, por ser una guía incansable y enseñarme con dedicación y generosidad. Además, agradezco por su amistad, que ha sido un pilar fundamental en mi crecimiento personal y académico.

Agradezco al Dr. Rodrigo Abad por acogerme, guiarme y corregirme con paciencia, dándome ánimos y recordándome de lo que soy capaz.

Agradezco al Grupo de Caballería Mecanizada N.º 18 “Cazadores de los Ríos”, por permitirme realizar mi trabajo de campo con sus animales y en sus instalaciones. En especial al Sargento Ángel Anguisaca, por confiar en mi formación académica y permitirme realizar los procedimientos con seguridad y confianza.

Agradezco a la Universidad Nacional de Loja, por haberme dado la oportunidad de formarme en sus aulas y a todos los docentes, cada uno ha dejado una huella importante en mi formación.

Agradezco de todo corazón a Ángel, por ser mi mayor apoyo, por impulsarme a continuar a pesar de las dificultades y por estar siempre a mi lado con su cariño incondicional.

Y finalmente, agradezco a mi Mati, mi fiel compañero de cuatro patas, por estar siempre conmigo sin importar las circunstancias. Gracias por darme una razón para seguir.

Wendy Alejandra Merizalde Jiménez

Índice de contenidos	
Certificación de Tesis	ii
Autoría	iii
Carta de autorización por parte de la autora, para consulta, reproducción parcial o total y/o publicación electrónica del texto completo del Trabajo de Integración Curricular...	iv
Dedicatoria	v
Agradecimiento	vi
Índice de contenidos	vii
Índice de tablas	ix
Índice de figuras	x
Índice de anexos	xi
1. Título	1
2. Resumen	2
2.1. Abstract	3
3. Introducción	4
4. Marco Teórico	6
4.1. Aparato Reprodutor de la Yegua	6
4.2. Fisiología Reproductiva de la Yegua	8
4.3. Ciclo Estral	9
4.4. Eje Hipotalámico-hipofisario-gonadal	9
4.4.1. Proceso de Acción del Eje Hipotálamo-hipofisario-gonadal	10
4.5. Fotoperíodo	11
4.6. Ovulación	12
4.7. Examen Reproductivo de la Yegua	12
4.7.1. Contención de la Yegua y Examinación Reproductiva General o Externa	13
4.7.2. Palpación Rectal	13
4.7.3. Técnica de Palpación	14
4.7.4. Ultrasonografía	15
4.8. Inducción de la Ovulación	17
4.8.1. Gonadotropina Coriónica Humana (hCG)	18
4.8.2. Acetato de Deslorelina	19
4.8.3. Acetato de Lecirelina	20
5. Metodología	22
5.1. Área de estudio	22
5.2. Procedimiento	22

5.2.1.	Enfoque Metodológico.....	22
5.2.2.	Diseño de la investigación	22
5.2.3.	Tamaño de la Muestra y Tipo de Muestreo	23
5.2.4.	Técnicas	23
5.2.4.1.	Palpación Rectal	23
5.2.4.2.	Acompañamiento de Desarrollo Folicular Mediante Evaluación Ecográfica.	23
5.2.5.	Variables de Estudio.....	24
5.2.5.1.	Variables Cualitativas.	24
5.2.5.2.	Variables Cuantitativas.....	24
5.2.6.	Procesamiento y Análisis de la Información	24
5.3.	Consideraciones Éticas	25
6.	Resultados	26
6.1.	Tasa de ovulación	26
6.2.	Ovulación doble	26
6.3.	Tiempo medio de ovulación	26
6.4.	Momento de la ovulación después de la inducción hormonal	27
6.5.	Crecimiento folicular total.....	27
6.6.	Tasa de crecimiento folicular por hora	28
6.7.	Tasa de crecimiento folicular por días	28
6.8.	Tamaño del folículo preinducción	28
7.	Discusión	30
8.	Conclusiones	35
9.	Recomendaciones	36
10.	Bibliografía	37
11.	Anexos	45

Índice de tablas

Tabla 1. Cambios en el tracto genital de la yegua asociados a la fase del ciclo estral.....	14
Tabla 2. Clasificación de los grados de edema uterino en yeguas	16
Tabla 3. Porcentaje de ovulaciones en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.	26
Tabla 4. Porcentaje de ovulaciones dobles en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg).....	26
Tabla 5. Promedio en horas del tiempo de ovulación en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg)...	27
Tabla 6. Distribución de las ovulaciones en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg).....	27
Tabla 7. Promedio en milímetros del crecimiento folicular total en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.....	28
Tabla 8. Promedio en milímetros del crecimiento folicular por hora en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.....	28
Tabla 9. Promedio en milímetros del crecimiento folicular por día en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.....	28
Tabla 10. Promedio en milímetros del tamaño del folículo preovulatorio en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg).	29

Índice de figuras

Figura 1. Localización Caballería Mecanizada “Cazadores de los Ríos”	22
---	----

Índice de anexos

Anexo 1. Operacionalización de las variables	45
Anexo 2. Ecógrafo utilizado.	46
Anexo 3. Ficha de seguimiento de desarrollo folicular.	46
Anexo 4. Examen ginecológico realizado a las yeguas.	47
Anexo 5. Seguimiento ecográfico de los ciclos estrales.	47
Anexo 6. Folículo >35 mm y edema uterino 2-3.	47
Anexo 7. Seguimiento ecográfico del tamaño del folículo preinducción.	48
Anexo 8. Seguimiento ecográfico del crecimiento folicular.....	48
Anexo 9. Seguimiento ecográfico de la ovulación.	49
Anexo 10. Certificado de traducción de resumen del Trabajo de Integración Curricular	50

1. Título

Eficiencia del acetato de lecorelina para inducir la ovulación en yeguas.

2. Resumen

La sincronización de la ovulación es una herramienta indispensable en los programas de reproducción equina, ya que permite optimizar los tiempos para la inseminación artificial o monta. La lecirelina es un análogo de la GnRH que recientemente fue aprobada como inductor de la ovulación en la especie equina, sin embargo, existen escasos estudios que demuestren las condiciones adecuadas para su uso. El objetivo de este estudio fue evaluar la eficiencia del acetato de lecirelina como inductor de la ovulación en yeguas y su influencia en la dinámica folicular. Se utilizaron nueve yeguas cíclicas mestizas, con un rango de edades entre los 12 y 19 años, durante tres ciclos estrales que fueron distribuidos de manera aleatoria para que todas pasaran por los siguientes tres tratamientos: LECIRE_100 (100 µg de acetato de lecirelina), LECIRE_150 (150 µg de acetato de lecirelina) y el tratamiento control DESLO (1,8 mg de acetato de deslorelina). Las yeguas fueron inducidas al ser detectado un folículo preovulatorio >35 mm de diámetro y edema uterino grado 2-3. Para comprobar tasa y tiempo de ovulación, además de crecimiento folicular se realizó un seguimiento ecográfico a las 36, 42 y 48 horas post aplicación del tratamiento vía IM. Los resultados mostraron que no hubo diferencias estadísticamente significativas en la tasa de ovulación (LECIRE_100 y LECIRE_150: 77,77% y DESLO: 100%), el tiempo medio de ovulación (LECIRE_100: 40,71 h, LECIRE_150: 41,01 h y DESLO: 42,40 h), y el crecimiento folicular/día (LECIRE_100: 2,02 mm, LECIRE_150: 2,28 mm y DESLO: 1,67 mm). Se concluye que el acetato de lecirelina en dosis de 100 y 150 µg, es igualmente eficaz que el acetato de deslorelina para inducir la ovulación en yeguas, ofreciendo una alternativa en donde la deslorelina es limitada.

Palabras clave: reproducción equina, inductor ovulatorio, acetato de lecirelina, ultrasonografía

2.1. Abstract

Ovulation synchronization is an essential tool in equine reproduction programs, as it allows for optimizing timing for artificial insemination or natural mating. Lecirelin is a GnRH analog that was recently approved as an ovulation inducer in the equine species; however, there are few studies demonstrating the appropriate conditions for its use. The objective of this study was to evaluate the efficiency of lecirelin acetate as an ovulation inducer in mares and its influence on follicular dynamics. Nine crossbred cyclic mares, aged between 12 and 19 years, were used during three estrous cycles. These cycles were randomly distributed so that all mares underwent the following three treatments: LECIRE_100 (100 µg of lecirelin acetate), LECIRE_150 (150 µg of lecirelin acetate), and the control treatment DESLO (1.8 mg of deslorelin acetate). Mares were induced when a preovulatory follicle >35 mm in diameter and uterine edema grade 2-3 were detected. To assess ovulation rate and timing, as well as follicular growth, ultrasound monitoring was performed at 36, 42, and 48 hours post-treatment via intramuscular (IM) application. The results showed no statistically significant differences in ovulation rate (LECIRE_100 and LECIRE_150: 77.77%, DESLO: 100%), mean ovulation time (LECIRE_100: 40.71 h, LECIRE_150: 41.01 h, and DESLO: 42.40 h), or follicular growth per day (LECIRE_100: 2.02 mm, LECIRE_150: 2.28 mm, and DESLO: 1.67 mm). It is concluded that lecirelin acetate at doses of 100 and 150 µg is as effective as deslorelin acetate in inducing ovulation in mares, providing an alternative where deslorelin availability is limited.

Keywords: Equine reproduction, ovulation inducer, lecirelin acetate, ultrasonography

3. Introducción

A nivel mundial, la crianza caballar es una actividad de gran importancia en el área deportiva, reproductiva y laboral (Murray et al., 2023). La mayoría de países, principalmente aquellos en desarrollo, buscan mejorar la calidad del desempeño de sus equinos y garantizar tanto la continuidad como la mejora de las razas locales, por lo que optan por el uso de protocolos reproductivos como la inseminación artificial y la transferencia de embriones cuya eficacia depende de conocer con exactitud el momento de la ovulación (Garandán & Colmán, 2022; Nagy, et al., 2000).

En los países Latinoamericanos, incluyendo a Ecuador, el uso de fármacos inductores de la ovulación es una práctica que se ha implementado casi como una rutina en estos protocolos, otorgando a los Médicos Veterinarios la capacidad de controlar la ovulación (McKinnon, et al., 2011), lo que resulta crucial para coordinar el apareamiento natural o cualquier tipo de protocolo reproductivo, aumentando las probabilidades de concepción, reduciendo intervalos de descanso en caso de fallo y costos de los programas de reproducción (Klug & Jöchle, 2001; Cortés-Vidauri et al., 2018).

En el país, la disponibilidad de inductores ovulatorios específicos para la especie equina es limitada (Instituto Nacional de Estadística y Censos, 2022), aún son relativamente pocos los fármacos utilizados eficientemente para este fin, entre ellos, el acetato de histrelina, el acetato de deslorelina y la hormona gonadotropina coriónica humana (hCG), lo que limita tanto la variedad de opciones en el mercado local como su uso informado (Berezowski et al., 2004; Garandán & Colmán, 2022; Kainer, 2011).

En vista de esta situación, es imperativo analizar la posibilidad de usar el acetato de lecirelina como otra opción farmacológica para inducir la ovulación en yeguas, por el momento no existen estudios que indiquen la dosificación adecuada en esta especie, la bibliografía sobre este análogo de GnRH es tan escasa que el único estudio realizado es de Vavasseur et al., (2023) en el que se usó como dosis experimental 200 µg de Lecirelina, el doble de la dosis recomendada en la ficha técnica del fármaco, con el que se obtuvo una tasa de ovulación en yeguas del 71%. Por lo que aún no existen datos específicos sobre la dosis mínima necesaria y costo del fármaco.

Es por esto que, los objetivos de este estudio fueron:

- Estudiar la eficiencia del acetato de lecirelina como inductor de la ovulación en yeguas
- Evaluar la tasa y tiempo de ovulación en yeguas utilizando diferentes dosis de acetato de lecirelina

- Determinar la tasa de crecimiento y el tamaño del folículo preinducción utilizando acetato de leirelina como inductor de la ovulación.

4. Marco Teórico

4.1. Aparato Reproductor de la Yegua

El aparato reproductor de la yegua es un tracto tubular con forma de Y que se ubica dentro de la cavidad pélvica y detrás del recto. Su función principal es la producción de gametos femeninos para una adecuada reproducción y perpetuación de la especie (Davies, 2005; Galina & Valencia, 2006). El aparato reproductor de la yegua consta de órganos tanto extrínsecos como intrínsecos, los primeros son todos aquellos relacionados con el eje hipotalámico-hipofisiario-gonadal: retina, glándula pineal, hipotálamo, hipófisis (encargados de la producción de hormonas sexuales que interactúan con los órganos intrínsecos para regular los procesos endocrinos de la reproducción) (Brinsko et al., 2011), los órganos intrínsecos desde el exterior hasta el interior son: vulva, vagina, cérvix, cuerpo del útero, cuernos uterinos, oviductos y ovarios (Getty, 2002).

La vulva se encuentra en la parte más externa del aparato reproductor ventral al suelo de la pelvis (Melia et al., 2016), presenta dos labios vulvares redondos y prominentes que se encuentran en ángulo agudo y se unen para formar la comisura dorsal y ventral, cuando los labios están separados en la cavidad de la comisura ventral se encuentra el glande del clítoris (2,5 cm de ancho) asentado sobre la fosa del clítoris (Getty, 2002). Los labios vulvares gracias a su musculatura lisa constituida por haces circulares cumplen la función de coaptación vulvar, evitando la entrada de materiales extraños al tracto reproductivo (Brinsko et al., 2011).

La vagina es el canal tubular fibroelástico extendido horizontalmente a través de la cavidad pelviana desde la vulva hasta el cuello uterino o cérvix, en la hembra equina tiene de 15 a 20 cm de largo y al distenderse alcanza de 10 a 12 cm de diámetro (Getty, 2002). Se relaciona dorsalmente con el recto, ventralmente con la vejiga y lateralmente con la pared pelviana (Davies, 2005). Sirve como órgano copulador, se distiende para la entrada del pene durante la monta o la salida del feto durante el parto, secreta mucus durante las fases estrogénicas, principalmente en el estro y su epitelio escamoso estratificado se engrosa para protegerse durante el periodo de apareamiento (Senger, 2012). Además, su parte más caudal se denomina vestíbulo vaginal y se delimita por el orificio uretral externo por donde es expulsada la orina desde la vejiga (Adams & Bosu, 1988).

El cérvix o cuello del útero corresponde a la parte estrechada más caudal del útero que se une con el canal vaginal, en yeguas tiene unos 6 a 8 cm de longitud y de 3,5 a 4 cm de diámetro, no posee anillos cervicales (Getty, 2002). De manera general, el cérvix es flácido durante el celo, diferente de la hembra bovina, lo que permite que el semen sea depositado en

el cuerpo del útero, sin embargo, durante la preñez y el diestro, en donde predomina la progesterona, el cérvix se vuelve rígido y se cierra con ayuda del tapón mucoso (Brinsko et al., 2011).

En la especie equina el cuerpo del útero es un órgano cilíndrico-aplanado, muscular y hueco que se une cranealmente con los cuernos uterinos y caudalmente con cérvix, mide aproximadamente de 18 a 20 cm de longitud y unos 10 cm de diámetro (Getty, 2002), junto con el cérvix se unen a las paredes abdominales por dos pliegues peritoneales conocidos como ligamentos anchos del útero, posee tres capas, una capa mucosa o endometrio (interna), una capa muscular o miometrio (central) y una capa serosa o perimetrio (externa) que poseen un grosor variable dependiendo del estado reproductivo y la edad de la hembra (Melia et al., 2016).

Los cuernos uterinos (derecho e izquierdo) son cilíndricos, ligeramente cónicos, convexos y tienen aproximadamente 25 cm de longitud y de 2 a 3 cm de ancho (Getty, 2002), su extremidad caudal y unida al cuerpo del útero es más ancha mientras que su extremidad craneal forma una terminación obtusa mucho más fina que se une con los oviductos (Adams & Bosu, 1988).

Los oviductos o tubas uterinas, por su parte, son órganos tubulares que están constituidos por tres partes: infundíbulo, ampolla, e istmo (Brinsko et al., 2011). El infundíbulo tiene forma de embudo y es la porción más cercana al ovario, posee una superficie cubierta por proyecciones aterciopeladas llamadas fimbrias que se encargan de atrapar el ovocito en el momento de la ovulación (Brinsko et al., 2011). La ampolla o ámpula se une al istmo, es la porción más larga de la tuba uterina y es el lugar en el que se produce la fecundación (Senger, 2012). El istmo es la porción que conecta el ámpula con el útero constituyendo la unión útero-tubárica (Getty, 2002). Es importante destacar, que como en todas las especies animales los oviductos están recubiertos por el mesosalpinx, mismo que los sostiene y les sirve de “bolsa” (Hafez & Hafez, 2000).

La tuba uterina cumple la función de conducto de transporte del ovocito desde la fosa de la ovulación hasta el lumen del útero (Senger, 2012). La yegua posee el distintivo de que una vez que ocurre la fecundación y el ovocito se convierte en un embrión, este permanece en el oviducto aproximadamente de 5 a 5 días y medio antes de llegar al útero (Weber, et al. 2001).

Los ovarios de la yegua tienen forma de riñón, se reconocen como órganos con forma ovalada y de consistencia firme, están situados en la región sublumbar gracias a la contención de la parte anterior del ligamento ancho y se encuentran en contacto con la pared lumbar del abdomen (Adams & Bosu, 1988). Su tamaño varía entre el derecho y el izquierdo y dependiendo de la raza, etapa del ciclo estral y edad, normalmente son más grandes en equinos

de mayor estatura y en los más jóvenes (Hafez & Hafez, 2000). Generalmente, poseen de 5 a 8 cm de largo y 2 a 4 cm de ancho (Getty, 2002). En su constitución presentan una escotadura con una pequeña depresión conocida como fosa de la ovulación (fosa ovarii), en donde tiene lugar la ovulación y la formación del cuerpo lúteo (Brinsko et al., 2011)

4.2. Fisiología Reproductiva de la Yegua

La actividad reproductiva en la hembra equina comienza en el rango de 12 a 24 meses de edad, ya que es el momento en el que el tracto reproductor se ha desarrollado por completo (las gónadas son capaces de liberar gametos) e inicia su interacción con el sistema nervioso y endócrino (se activa el eje hipotalámico - hipofisario - gonadal) (Schatten & Constantinescu, 2007; Adams & Bosu, 1988) para provocar la primera ovulación (Aurich, 2011). A más de la edad, dicha actividad reproductiva también se ve influenciada por factores como el fotoperiodo, la nutrición y temperatura ambiental (Pryor & Tibary, 2005; Aurich, 2011).

La yegua es considerada poliéstrica estacional de días largos, lo que quiere decir que necesita mayor cantidad de horas luz para presentar ciclos estrales recurrentes y entrar en actividad reproductiva y ovárica, lo que generalmente ocurre en primavera y verano (Brinsko et al., 2011).

El patrón de estacionalidad reproductiva de la hembra equina está marcado por la presencia o ausencia de la ovulación (Pryor & Tibary, 2005). Durante las estaciones no reproductivas, otoño e invierno, la gran mayoría de las yeguas presentan un estado de anestro reproductivo, en este periodo sus gónadas no desarrollan ninguna estructura, hay una secreción mínima de hormonas sexuales (Galina & Valencia, 2006) y la incidencia ovulatoria es casi nula (Aurich, 2011), mientras que durante la primavera y principalmente el verano el pico ovulatorio alcanza su máximo ya que este va aumentando conforme las horas luz van en incremento (Brinsko et al., 2011; Schatten & Constantinescu, 2007).

Sin embargo, las zonas ecuatoriales presentan una duración del día relativamente constante a lo largo del año y las yeguas pueden no verse mayormente influenciadas por la cantidad de horas luz como ocurre en las regiones con estaciones marcadas. En Ecuador la duración del día es bastante estable y presenta mínimas variaciones en el año, lo que resulta en que las yeguas de esta área no experimentan cambios estacionales significativos que se asocien a la cantidad de luz que reciben (Galina & Valencia, 2006).

4.3. Ciclo Estral

El ciclo estral se puede definir como el periodo entre una ovulación y la siguiente, en la hembra equina tiene una duración que oscila entre los 18 a 24 días con un promedio de 21 ± 2 días (Hafez, 2002; Andrade, et al., 2011; Galina & Valencia, 2006). El ciclo se puede dividir en dos fases, presenta una fase folicular o estrogénica y una fase luteínica o progesterónica (Cortés, et al. 2018; Brinsko, et al., 2011).

La fase folicular es denominada estro y es aquella en la que la hembra es sexualmente receptiva al macho y su aparato reproductor está preparado para aceptar, albergar y transportar espermatozoides hasta el ámpula para que ocurra la fecundación, esta fase tiene una duración de 5 a 7 días y en ella los folículos entran en etapa de crecimiento, selección y se termina por la maduración de un solo folículo dominante que es el que posteriormente ovulara (Larentis, et al., 2018). Durante el crecimiento folicular hay secreción de estrógenos (E2), mismos que provocan el estro conductual, en el que la yegua muestra, principalmente, deseo sexual y aceptación al macho (Andrade, et al., 2011). La ovulación se presenta en un rango de 24 a 48 horas antes de finalizar el estro, y posterior a ella inicia el descenso de los niveles de estrógenos (Brinsko, et al., 2011; Ginther, et al, 2005).

La fase luteal denominada diestro es el periodo restante del ciclo, en la que la hembra no es receptiva al macho y el tracto genital está listo para aceptar, albergar y nutrir al embrión, esta fase inicia inmediatamente después de la ovulación con la aparición del cuerpo lúteo (CL) productor de progesterona (P4) y el cese del comportamiento del celo y termina con la lisis o destrucción del mismo, tiene una duración de 14 a 15 días (Klein, 2012).

4.4. Eje Hipotalámico-hipofisario-gonadal

La regularidad de los ciclos estrales es determinada por la producción de diferentes hormonas secretadas por el hipotálamo, glándula pituitaria y gónadas (Rangel, et al., 2009).

El hipotálamo se encuentra ocupando una pequeña porción del encéfalo, y entre los procesos automáticos y vitales que regula se encuentra la actividad sexual (Klein, 2012). Para regular dicha actividad, el hipotálamo emite la Hormona liberadora de gonadotropina (GnRH) para lo cual posee dos centros de liberación de la misma, el centro tónico que genera GnRH de manera basal después de la pubertad y el centro cíclico que al ser estimulado por los estrógenos producidos en los folículos en crecimiento genera los picos de GnRH (Neely, 1991; Knobile, 1980; Klein, 2012).

La glándula pituitaria o hipófisis se divide en tres partes, un lóbulo anterior denominado adenohipófisis (pars distalis), un lóbulo intermedio llamado pars intermedia y un lóbulo posterior denominado neurohipófisis (pars nervosa) (Klein, 2012; Galina & Valencia, 2006). En el control de la actividad reproductiva actúan únicamente el lóbulo anterior y posterior. La adenohipófisis, al ser estimulada por la GnRH produce Hormona Foliculoestimulante (FSH) que se encarga del crecimiento y desenvolvimiento folicular, y la Hormona Luteinizante (LH) que interviene en la ovulación, formación y mantenimiento del CL (Neely, 1991 & Klein, 2012). La neurohipófisis produce oxitocina que ayuda durante el parto y el descenso de leche (provoca contracciones) (Galina & Valencia, 2006).

Las gónadas femeninas u ovarios son órganos diana de las hormonas antes mencionadas, estos poseen folículos que presentan receptores tanto para FSH como para LH y se encargan de producir estrógenos (E2) que producen una retroalimentación positiva en el centro pulsátil del hipotálamo para generar los picos de GnRH e inhibina que detiene la acción de la FSH (Knoblie, 1980).

4.4.1. Proceso de Acción del Eje Hipotálamo-hipofisiario-gonadal

El centro tónico del hipotálamo genera una producción basal de GnRH que actúa sobre la adenohipófisis para la producción de FSH y LH que actuarán sobre las gónadas (Schatten & Constantinescu, 2007). Cuando la yegua ha alcanzado la pubertad y su aparato reproductor está completamente desarrollado, la FSH puede actuar sobre las células de la granulosa de los folículos presentes en los ovarios para que estos inicien un proceso de crecimiento folicular (Galina & Valencia, 2006). La LH actúa sobre las células de la teca para que produzcan testosterona, misma que atraviesa la lámina basal del folículo y es convertida en E2 por las células de la granulosa (Klein, 2012).

Cuando suben los niveles de E2, estos provocan una retroalimentación positiva en el hipotálamo y el centro pulsátil produce el pico de GnRH y este provoca los picos de FSH y LH (Davies, 2005). La FSH hace que el folículo se desarrolle completamente y se empieza a producir inhibina para detener su acción (Ginther & Pierson, 1989). Una vez el folículo sea dominante, el pico de LH provoca la ovulación e inmediatamente después las células de la granulosa se luteinizan, se crea el CL por acción de la LH y las células de la granulosa del CL pasan de producir E2 a producir progesterona (P4) (Klein, 2012).

La P4 genera una retroalimentación negativa en el hipotálamo y para la producción de GnRH (Galina & Valencia, 2006). Posterior a los 14-15 días de diestro el endometrio uterino provoca prostaglandina (PGF2 α) que es liberada al torrente sanguíneo hasta llegar al ovario en

donde inhibe la producción de P4 en las células de la granulosa y se da la luteolisis o destrucción del CL y se da paso a un nuevo ciclo (Stabenfeldt, et al. 1975 & Klein, 2012).

4.5. Fotoperíodo

De manera general, en la yegua el ciclo estral se rige, en gran parte, por la presencia del fotoperíodo, al que se conoce como la cantidad de horas luz a las que está expuesto un animal en un día (Boeta et al., 2011). Las yeguas son animales poliestrícicos estacionales que ciclan cuando la longitud del día es más larga, el número medio de horas luz al día que una hembra necesita para empezar a ciclar es de 16 horas (Ramírez, et al., 2010; Correa & Fernández, 2017).

El fotoperíodo influye en la secreción de melatonina vía neuroendocrina, y sigue una serie de pasos que son cruciales para la regulación reproductiva de la yegua, mismos que inician durante las horas de oscuridad con la percepción del estímulo de la ausencia de luz por los fotorreceptores de la retina (Correa & Fernández, 2017), cuando hay menos cantidad de luz, los fotorreceptores envían señales a través del nervio óptico al núcleo supraquiasmático (NSQ) del hipotálamo que opera como reloj biológico interno y regula el ritmo circadiano endógeno con los ciclos luz-oscuridad (Simonneaux & Ribelayga, 2003), el NSQ se comunica con el ganglio cervical superior (GCS) hasta llegar a la glándula pineal (GP) en donde sirve como traductor, convirtiendo la información neural en una señal hormonal y produciendo la melatonina (Boeta et al., 2011; Rocha, et al., 2011). La melatonina actúa sobre el hipotálamo para inhibir la producción de GnRH, que a su vez inhibe la liberación de gonadotropinas: FSH y LH por la hipófisis (Cortés, et al., 2018).

Es decir, la actividad reproductiva de las yeguas aumenta conforme se incrementa las horas luz (primavera-verano) ya que se levanta la inhibición del eje hipotálamo - hipofisario - gonadal por parte de la melatonina, e iniciando la producción de GnRH lo que estimula la adenohipofisis para que genere gonadotropinas FSH y LH dando comienzo a la actividad reproductiva (Samper, et al., 2002).

En la zona Ecuatorial existen horas de luz constante durante todo el año, por lo que la actividad reproductiva de las yeguas no se ve afectada en gran manera por el fotoperíodo, puede estar influenciada por otros factores como temperatura, disponibilidad de alimento e incluso por el comportamiento social de las mismas (Samper, 2009). Aunque cabe recalcar que el 75 % de las yeguas pertenecientes al clima templado del Ecuador responden al aumento normal de las horas luz en el día y el otro 25 % cicla todo el año (Ramírez, et al., 2010).

4.6. Ovulación

La ovulación es el proceso mediante el que la pared folicular se desintegra para liberar un gameto femenino u ovocito y el fluido folicular en la fosa de la ovulación, el ovocito con su respectiva corona radiada son recibidos por las fimbrias del infundíbulo y el líquido folicular se deposita en cavidad abdominal (Chávez, et al., 2018). En las yeguas la ovulación se produce de 24 a 48 horas antes de finalizar el periodo de estro, cuando el folículo pre-ovulatorio presenta forma de pera y un tamaño aproximado de 35 a 55 mm (Andrade, et al., 2011).

El proceso de ovulación ocurre en respuesta al incremento en los niveles de LH, esta hormona tiene efecto sobre el folículo provocando una serie de cambios que empiezan por la tumefacción muy rápida del mismo, induce a las células de la granulosa y de la teca a la secreción de progesterona y disminución de la secreción de estrógenos y promueve la secreción de enzimas proteolíticas por parte de las células de la teca para debilitar la pared capsular del folículo, disminuyendo su grosor y deformandola (Berezowski, et al., 2014; Gastal, et al., 2000). Durante este proceso también hay un crecimiento acelerado del propio folículo (3 mm por día) y de los vasos sanguíneos en la pared folicular lo que provoca una transducción de plasma hacia él, aumentando aún más la tumefacción (Andrade, et al., 2011). El resultado de todos estos cambios, especialmente del conjunto tumefacción-degeneración de la pared folicular provocan la rotura del folículo y la consecuente evaginación del ovocito (Ginther, 1974).

Después de la ovulación las células de la granulosa comienzan un proceso de luteinización, dando lugar a la formación del CL, mismo que inicia la secreción de P4, las concentraciones de esta hormona van en aumento y alcanzan su punto máximo aproximadamente al noveno día lo que coincide con el crecimiento máximo del CL (Gastal, et al., 2000). Si la yegua no queda preñada, entre los días 14 y 15 del ciclo, el útero segrega PGF2 α provocando la regresión del CL y marcando el inicio de un nuevo ciclo estral (Ginther, et al., 2007).

4.7. Examen Reproductivo de la Yegua

Un examen reproductivo es un procedimiento de rutina que tiene como finalidad determinar preñez, diagnosticar patologías en el aparato reproductor y principalmente, confirmar la ciclicidad de las hembras para relacionarla con la actividad ovárica y así poder determinar el desarrollo folicular y el momento en el que se dará la ovulación (Melia, et al.,

2016). Los resultados de este examen pueden ser registrados en una ficha de seguimiento reproductivo (Klein, 2012).

4.7.1. Contención de la Yegua y Examinación Reproductiva General o Externa

Para realizar cualquier chequeo sea o no ginecológico en yeguas, es importante que la misma se encuentre bajo una restricción adecuada y segura para sí misma, como para el examinador (Gastal, et al., 2000). En caso de chequeos ginecológicos, la sujeción mínima pero efectiva es clave y esta puede variar de una yegua a otra, aquellas acostumbradas a exámenes reproductivos frecuentes tienden a necesitar menor contención que aquellas yeguas no acostumbradas o de temperamento muy nervioso (Vogelsang, et al., 1989).

Es ideal emplear una manga de manejo o un brete de contención, sin embargo, en caso de no disponer de estas herramientas, se puede hacer uso de las propias puertas de caballerizas o paredes de baja altura como medida de protección, además se necesita de un asistente que se encargue de sujetar la cola de la yegua o adecuar un espacio del que se puede colgar para evitar que obstaculice la inspección (Ureña, 2012).

La examinación reproductiva externa, por su parte, se basa en la inspección del individuo en general. Se debe empezar por la evaluación de la conformación externa del animal, condición corporal y estado nutricional, examinación visual y por palpación del cuerpo de la yegua con el fin de determinar patologías reproductivas (freemartinismo), o patologías sistémicas que tengan repercusiones sobre el correcto funcionamiento del aparato reproductor, finalmente se debe realizar el control de los genitales externos, labios vulvares y ubre (Melia, et al., 2016).

4.7.2. Palpación Rectal

La palpación rectal es una técnica de examen físico que permite evaluar y obtener información acerca del estado reproductivo de los animales sin la necesidad de procedimientos invasivos. Este procedimiento se deberá realizar una vez se haya ejecutado la correcta sujeción de la paciente y la examinación externa de la misma (Getty, 2002).

Inicia cuando el veterinario inserta su mano por el recto de la yegua, con el fin de palpar a través de la pared del recto y de esta manera evaluar los órganos reproductivos internos, como cérvix, cuerpo y cuernos del útero y ovarios (Hafez, 2002). Por palpación rectal se logra recolectar información como consistencia y tamaño de la pared uterina, condición del cérvix y los ovarios: tamaño y posición (Brinsko, et al., 2011), características que puede variar según la

fase del ciclo estral en la que se encuentre el animal, su clasificación puede visualizarse en la siguiente tabla:

Tabla 1. Cambios en el tracto genital de la yegua asociados a la fase del ciclo estral

Etapa del ciclo	Cérvix	Útero	Ovarios
<i>Estro</i>	Relajado/moderadamente abierto	Edematoso Flácido	Flácidos Presencia de estructuras fluctuantes
<i>Diestro</i>	Edematoso Firme	Tono aumentado Tubular	Presencia de folículos <25mm o CL
<i>Anestro</i>	Estrecho/cerrado Moderadamente firme o fino Abierto	Flácido Sin presencia de edema	Sin estructuras palpables

Fuente: Rossdale & Navado (1998)

4.7.3. Técnica de Palpación

La palpación rectal de un yegua debe realizarse de la manera más estéril y menos agresiva posible, es necesario cubrir la mano menos dominante con un guante ginecológico suave, delgado, flexible, y bien lubricado (la mano que se usa con más frecuencia se encarga de tareas como manejo de ultrasonido, inseminación, extracción, transferencia de embriones, etc.) (Greenhoff & Kenney, 1975; Ginther, 1992).

La mano enguantada y lubricada deberá formar un cono con los dedos e insertarse suavemente en el recto a través del esfínter anal, en esta situación ayuda realizar presión leve hacia adelante y lentas rotaciones de la mano hasta que entre por completo, hay que tener en consideración que el recto de la especie equina es sumamente delicado y tiende a desgarrarse con mayor facilidad que el de la vaca por lo que todo el proceso debe realizarse con suavidad y lentitud (Greenhoff & Kenney, 1975).

Una vez se pase el esfínter anal, es necesario retirar la mayor cantidad de material fecal del recto y colon distal, lo que se logra pasando la mano en forma de cono por encima de cierta cantidad de heces, para luego ahuecarla colocándola sobre las bolas fecales y finalmente retirar lentamente el brazo, extrayendo con él las heces, el proceso debe repetirse hasta que el canal rectal quede vacío (Ginther, 1992; Taylor & Hillyer, 1999).

Liberado el canal rectal se procede con la palpación de las estructuras que conforman el aparato reproductivo de las yeguas, para esto se toma como referencia el cérvix, el borde anterior del útero y el ovario (Brinsko, et al., 2011). En yeguas cuyo tracto reproductivo es fisiológico y no se encuentran preñadas, el cérvix se encuentra en la cavidad pélvica, mientras que el borde anterior del útero y los ovarios se encuentran en cavidad abdominal (Hafez, 2002). Para palpar el cérvix la mano extendida deberá realizar movimientos de lado a lado en la

cavidad pélvica mientras se hace presión hacia abajo, en la mayoría de los casos el cérvix es fácilmente localizable, pero en la fase de estro puede relajarse hasta volverse casi imperceptible (Ginther, 1974).

El borde anterior del útero puede localizarse al avanzar lentamente por el recto mientras se presiona la mano hacia abajo hasta sentir un espacio más allá del borde de la pelvis, o al ingresar profundamente el brazo en el recto hasta llegar a la pelvis y buscar el espacio, al llegar la mano deberá ahuecarse y presionar un poco más sobre la pared rectal y retraerse, resultando en el agarre del borde uterino anterior (Ginther, 1992; Brinsko, et al., 2011). Al localizar el borde anterior del útero es relativamente fácil encontrar los ovarios, ya que solamente es necesario seguir el borde hacia la izquierda o hacia la derecha de manera craneal hasta el área sublumbar y el ovario podrá ser tocado con la yema de los dedos (Taylor & Hillyer, 1999). La retracción leve del cuerno uterino ipsilateral ayuda a llevar el ovario más abajo para facilitar su palpación (Getty, 2002).

Es importante tener en consideración que si durante el proceso de palpación, la mano del examinador es empujada por los movimientos peristálticos del recto, se debe esperar unos segundos, parar todo tipo de movimiento y no poner resistencia, en caso de que el recto se llene de sangre los dedos deben mantenerse en una onda peristáltica y luego retirarse suavemente para permitir la salida del aire acumulado (Taylor & Hillyer, 1999).

4.7.4. Ultrasonografía

La ultrasonografía o ecografía transrectal es considerada un método diagnóstico para la evaluación del tracto genital de las hembras equinas, se destaca por su precisión en la detección de las estructuras del aparato reproductor femenino, patologías en el mismo y preñez (Ramírez, et al., 2010). Específicamente permite detectar con mayor exactitud y de manera temprana la presencia o ausencia de cuerpos lúteos, folículos dominantes, edema uterino y por tanto el momento en el que se dará la ovulación y la viabilidad de las gestaciones, además, permite monitorear el avance o no del ciclo reproductivo de las hembras (Vogelsang, et al., 1989). La ultrasonografía es una herramienta veterinaria que necesita de la interacción de los factores: examinador, paciente equino y transductor (Taylor & Hillyer, 1999; Melia, et al., 2016).

Un ecógrafo básico está conformado por tres partes principales, unidad de procesamiento, pantalla y transductor, de las cuales el transductor es la parte que ingresa por el canal del recto de la yegua para realizar la examinación (Azevedo, et al., 2021). Los transductores tienen múltiples cristales piezoeléctricos interconectados entre sí electrónicamente dispuestos de manera rectangular y que vibran en respuesta a una corriente

eléctrica, es por esto que son capaces de emitir haces de ultrasonido a través del recto generando imágenes como consecuencia de la interacción de estos con las superficies corporales (Vogelsang, et al., 1989). El transductor se encarga tanto de emitir los pulsos ultrasónicos como de captar las ondas cuando estas son reflejadas por los tejidos para remitirlos a la unidad de procesamiento que se encarga de generar la imagen que se puede visualizar en la pantalla (Ramírez, et al., 2010; Ginther, & Pierson, 1984). La terminología utilizada para interpretar una imagen ecográfica se basa en lo siguiente:

Aquellas imágenes producidas por órganos que reflejan todo o la mayoría del haz de ultrasonido y que generalmente se logran visualizar de color blanco (huesos, cálculos o calcificaciones) son llamadas hiperecogénicas (Melia, et al., 2016). Los tejidos blandos, por su parte, reflejan parcialmente el haz de ultrasonido produciendo poca intensidad y menor brillantez, por lo que en la pantalla se refleja una escala de grises a la que se denomina hipogenicidad (Hernández, et al., 2009). Finalmente, aquellas estructuras que contienen líquido en su interior (vejiga, folículos ováricos, quistes foliculares) no reflejan ningún haz, únicamente reflejan imágenes negras en la pantalla que son denominadas anecogénicas o anecoicas (Taylor & Hillyer, 1999; Vogelsang, et al., 1989).

La ecogenicidad de las estructuras del tracto reproductivo de las yeguas varía según la fase del ciclo estral, durante el anestro, el útero se presenta con ecogenicidad baja (oscuro) (Ramírez, et al., 2010; Muñoz, 2019), debido, principalmente, a que el endometrio se encuentra delgado y poco vascularizado, sin embargo, conforme la yegua entra en la fase de estro, el útero se vuelve más ecogénico ya que el espesor del endometrio aumenta y hay mayor vascularización, en esta fase el útero presenta un aspecto de una rebanada de naranja o rueda de carro debido al edema localizado en los dobleces endometriales conocido como edema uterino (Melia, et al., 2016). El edema uterino se provoca por el aumento en los niveles de estrógenos y es un signo muy importante para la determinación del celo además de un indicador eficaz para predecir el momento de la ovulación (Hernández, et al., 2009), este puede ser clasificado de la siguiente manera:

Tabla 2. Clasificación de los grados de edema uterino en yeguas

Grado del edema	Características
0	Homogeneidad de pared uterina, sin edema Cuerpo lúteo y cérvix cerrado
1	Cérvix moderadamente blando Folículo 25 a 35 mm Pliegues endometriales difíciles de detectar
2	Cantidad moderada de edema en cuerpo del útero Folículo > 35 mm

	Pliegues uterinos marcados
3	Edema fácil de visualizar a través de todo el útero (forma de naranja o llanta)
	Folículo de 38 mm
4	Cantidad fisiológica máxima de edema uterino
	Folículos > 40 mm
	Pliegues uterinos más anchos (forma de llanta o naranja muy marcada)
5	Edema uterino anormal, irregular y desorganizado
	Patológico

Fuente: Samper (2009)

Ultrasonográficamente, los folículos del ovario pueden observarse como estructuras redondeadas de carácter anecogénico (negras), ya que estos se encuentran llenos de líquido, en yeguas un folículo dominante aumenta de tamaño conforme se acerca el momento de la ovulación como se presenta en la Tabla 1. El cuerpo lúteo es una estructura temporal del ovario que se forma posterior a la ovulación, y su ecogenicidad puede variar dependiendo de su estado funcional, un CL fisiológico y activo se puede visualizar como una estructura casi hiperecogénica (brillante y bien definida), pero un CL en regresión se presenta más hipoecogénico y menos definido (Greenhoff & Kenney, 1975; Weber, et al.,2001; Muñoz, 2019).

4.8. Inducción de la Ovulación

En la crianza equina la inducción de la ovulación es un procedimiento muy utilizado debido a la variabilidad del estro que puede presentar esta especie, además del extenso intervalo desde el inicio del celo hasta el momento exacto de la ovulación (Briant, et al., 2003). El objetivo principal de la aplicación de este procedimiento es sincronizar la ovulación con el momento del apareamiento o de la inseminación (Gomes, et al., 2014; Jardim, et al., 2020).

Un folículo dominante normal, en el que no se ha intervenido, ovularía en un periodo de 3 a 5 días (Cazales, et al., 2020), sin embargo, aquellos en los que se induce la ovulación, pueden madurar antes y ovular entre 28-48 horas post tratamiento, esto dependerá de la variabilidad individual referente a la respuesta de los folículos ante la presencia de LH (Jardim, et al., 2020). Se ha indicado que en yeguas este proceso debe darse tomando en cuenta algunos datos específicos como el diámetro folicular (mayor a 35 mm, ya que es cuando ya responde a LH) (Yoon, 2012), forma y fluctuación del folículo dominante, edema uterino mínimo de grado 2 y cérvix relajado, además se debe tener en cuenta aspectos más generales como el análisis de la yegua a profundidad (edad, condición corporal, ciclicidad) (Ferris, et al., 2012).

El manejo reproductivo por inducción de la ovulación requiere de protocolos hormonales, para los que la elección de un agente específico es esencial, esta elección puede

basarse en factores como lo son: costo y disponibilidad, época del año, edad de la yegua, tamaño folicular y lo más importante éxito previo del agente inductor (Dutra, et al., 2016; Newcombe, et al., 2016). Al respecto se han reportado numerosos estudios en yeguas sobre la utilización como inductores de la ovulación eficientes, entre ellos hCG y análogos de GnRH entre los que destaca el acetato de deslorelina (Briant, et al., 2003; Yoon, 2012).

4.8.1. Gonadotropina Coriónica Humana (hCG)

La gonadotropina coriónica humana (hCG) es una glicoproteína producida en los citotrofoblastos de las vellosidades coriónicas de la placenta humana y se considera el agente más común para inducir la ovulación en yeguas, siendo, por ende, el de mayor disponibilidad en el mercado (Bucca & Carli, 2011; Cazales, et al., 2023; Dutra, et al., 2016).

Su uso como inductor ovulatorio fue descrito por primera vez en 1939, actualmente se conoce que la hCG es luteinizante y luteotrópica con poca actividad FSH, es decir, posee acción similar a la LH, por lo que es capaz de reducir la duración de celo y el intervalo hasta la ovulación (Cazales, et al., 2023; Newcombe, et al., 2016). En yeguas puede unirse a los receptores para LH en las células de la teca y granulosa del folículo dominante en el ovario, provocando de esta manera la maduración final de ese folículo y la ovulación se da en aproximadamente 24-48 horas post tratamiento (Gomes, et al., 2014).

El uso de hCG como inductor de la ovulación en hembras equinas, mejora la eficiencia reproductiva al disminuir el intervalo desde el inicio del estro hasta la ovulación, lo que, a su vez, facilita la predicción del momento exacto en el que el animal ovulará, permitiendo así la sincronización (Ferris, et al., 2012; Garandán & Colmán, 2022). Al aplicar hCG se debe considerar requisitos básicos como la presencia de un folículo con diámetro > 35 mm y edema uterino en grado 2 a 4 según la escala de clasificación de edema uterino de Samper (2009), ya que el fármaco posee una vida media de 8 a 12 horas. Además, en yeguas debe administrarse a razón de 1500 a 4000 UI con un promedio de 2500 UI por vía intramuscular (IM) o intravenosa (IV), siendo preferida esta última vía (Bucca & Carli, 2011; McCue, et al., 2007).

En los años 2000-2010 algunos estudios informaron que el uso repetitivo y prolongado de hCG durante una misma temporada de reproducción resultaría en una menor eficiencia de este agente inductor, debido al desarrollo de anticuerpos “anti-hCG”, sin embargo, no hay mayor incidencia de este problema en la práctica diaria (Bucca & Carli, 2011; McCue, 2003). Estudios posteriores han sugerido que la disminución en la eficiencia de la terapia hormonal no

está relacionada con la presencia de anticuerpos, sino, más bien con la dosis utilizada (Campbell, 2012; Rodríguez, et al., 2013).

También se cuestiona su habilidad como inductor ovulatorio en yeguas viejas o con complicaciones reproductivas, ya que investigaciones reportan que la administración de hCG en yeguas mayores de 16 años de edad tiene menor respuesta que en aquellas más jóvenes (McCue, 2003), y que en yeguas a las que se les aplicó el tratamiento al inicio de temporada (meses de agosto, septiembre y octubre) presentan menor tasa ovulatoria frente a las que se les aplicó al final de temporada (noviembre, diciembre y enero) (Bucca & Carli, 2011). Es por esto que la eficacia de esta terapia hormonal es del 89% y se ha comprobado que en hembras equinas con más de un folículo preovulatorio aumenta la posibilidad de provocar ovulaciones dobles (Cazales, et al., 2023; McCue, et al., 2007; Garandán & Colmán, 2022).

4.8.2. Acetato de Deslorelina

El acetato de deslorelina es un análogo sintético de la hormona liberadora de gonadotropina, cuyo uso como inductor de la ovulación en yeguas fue aprobado por la FDA en 2010 (Chávez, et al., 2018). La deslorelina, al ser un análogo de GnRH actúa de manera similar a la hormona natural, pero tiene una mayor duración y potencia de acción, lo que le permite inducir la ovulación y promover una mejor sincronización entre la monta natural o inseminación artificial y el momento exacto en el que el ovocito es liberado del folículo, reduciendo el número de ciclos estrales necesarios para lograr preñeces, aspecto que es crucial para mejorar las tasas de concepción y la eficiencia reproductiva de las yeguas (Samper, et al., 2002; Ferris, et al., 2012).

El mecanismo de acción de la deslorelina consiste en la estimulación de las células gonadotrópicas de la hipófisis anterior para sintetizar y liberar LH en el torrente sanguíneo, a través del cual llega hasta el tracto reproductivo de la hembra, específicamente a los ovarios, en donde se une a los receptores para LH presentes en las células de la granulosa y de la teca en el folículo preovulatorio, induciendo la maduración folicular y la ovulación en yeguas cíclicas (McCue, et al., 2007; Tomazella, 2013).

Antiguamente, el acetato de deslorelina se administraba en yeguas en formulaciones de implantes que generalmente eran de liberación lenta, acuosas y liofilizada con la intención de inducir una ovulación programada (Gomes, et al., 2014). Actualmente, el acetato de deslorelina puede ser inyectado por vía intramuscular y presenta una eficiencia reportada que oscila entre el 83 y el 93% dando lugar a la ovulación de 36 a 48 horas post tratamiento (Jardim, et al.,

2020; Chávez, et al., 2020), a esto se le incluye su gran disponibilidad en el mercado mundial y la capacidad que tiene para reducir el número de visitas del examinador veterinario para llevar a cabo el control folicular (debido al intervalo que hay entre la aplicación del tratamiento y la ovulación) (Lara, et al., 2021) y se explica por qué se considera como uno de los inductores de la ovulación más eficientes y utilizados en yeguas (Cazales, et al., 2023).

El acetato de deslorelina se usa en yeguas con buena actividad ovárica, cuando el folículo preovulatorio ha alcanzado un tamaño adecuado, generalmente, >35 mm (Lara, et al., 2021). La dosis más comúnmente recomendada es de 1,8 mg (Ferris, et al., 2012), sin embargo, en las fichas técnicas de los fármacos inductores de la ovulación a base de deslorelina, se recomienda usar hasta 2,5 mg por la dificultad de medición de la misma con jeringuillas convencionales, esto vía intramuscular o subcutánea (Chávez, et al., 2018).

4.8.3. Acetato de Lecirelina

El acetato de lecirelina es un análogo sintético de la hormona liberadora de gonadotropinas cuyo uso ha sido recientemente autorizado en bovinos y conejos. Además, su uso se ha evaluado en burros y pequeños rumiantes, sin embargo, son escasos los estudios acerca de la utilización y eficiencia del acetato de lecirelina como un inductor ovulatorio en la especie equina (Fries et al., 2010; Barreiros, et al., 2016).

Hasta ahora se conoce que al igual que otros análogos de GnRH, la lecirelina actúa sobre las células gonadotrópicas, uniéndose a los receptores de GnRH de la hipófisis anterior para estimular la liberación de las gonadotropinas FSH y LH al torrente sanguíneo, por el que circula, principalmente la LH (Picard, et al., 2015), hasta llegar a los ovarios de la hembra en los que actúa sobre las células de la teca y de la granulosa para unirse con sus receptores para LH e inducir la maduración del folículo preovulatorio y la ovulación (Cosentino et al., 2020; Picard, et al., 2015).

Se ha comprobado que en las especies estudiadas el acetato de lecirelina permite inducir adecuadamente la ovulación, mejorar la regulación y sincronización del ciclo estral y determinar el momento exacto en el que los animales ovularán, lo que a su vez permite mejorar la eficiencia, tener una mayor flexibilidad en el manejo reproductivo y disminuir el intervalo ovulación-gestación (Barreiros, et al., 2016; Akhtar et al., 2018). Por otra parte, varios estudios han determinado que la terapia hormonal a base de lecirelina es menos eficiente al ser aplicado en hembras con folículos inmaduros, problemas reproductivos (quistes ováricos, infecciones), ciclos estrales irregulares y salud general comprometido o estrés (Cosentino et al., 2020).

Actualmente, en la especie equina este análogo de GnRH es poco utilizado por la falta de información que existe al respecto (Barreiros, et al., 2016). Se conoce que el acetato de lecorelina se administra en yeguas cíclicas cuando el folículo preovulatorio haya alcanzado un tamaño >35 mm, edema uterino superior al de grado 2 según la clasificación de Samper (2009) y un cérvix blando (Akhtar et al., 2018). Las fichas técnicas de aquellos fármacos inductores de la ovulación a base de lecorelina recomiendan una dosis de 100 µg del compuesto, aplicado por vía intramuscular, subcutánea o intravenosa (Vavasseur, et al., 2023).

Por su parte Vavasseur y colaboradores en el año 2023 realizaron un estudio comparativo sobre la eficiencia de lecorelina y hCG en la inducción de la ovulación en yeguas, en el que usaron como dosis base el doble de lo recomendado (200 µg) por vía intravenosa, obteniendo ovulaciones a las 24-48 horas post tratamiento en un porcentaje de 71% para lecorelina y de 83% para hCG y un porcentaje de gestaciones de 67% para lecorelina y de 57% para hCG (Vavasseur, et al., 2023). Por lo que se llega a la conclusión de que el acetato de lecorelina es seguro y bien tolerado por las yeguas. Sin embargo, es importante continuar investigando su uso, para lograr optimizar los protocolos de dosificación, mejorar la sincronización de la ovulación y adaptar los tratamientos a las diferentes condiciones y poblaciones equinas, todo esto para asegurar la efectividad del tratamiento.

tratamientos de manera aleatoria. En el primer ciclo 3 yeguas recibieron el tratamiento LECIRE_100 (100 µg de acetato de lecorelina), 3 yeguas el tratamiento LECIRE_150 (150 µg de acetato de lecorelina) y 3 yeguas el tratamiento control DESLO (2,5 mg de acetato de deslorelina). En el segundo y tercer ciclo el tratamiento se distribuyó aleatoriamente con el fin de determinar la tasa de ovulación de cada tratamiento y compararlos para determinar su eficiencia.

5.2.3. *Tamaño de la Muestra y Tipo de Muestreo*

Las unidades experimentales fueron 9 yeguas cíclicas mestizas, con un rango de edades entre los 12 y 19 años y con una condición corporal media de 4 según la escala del 1-9 propuesta por Henneke et al., (1983), las yeguas analizadas pastorean libremente con agua ad libitum, su dieta contiene 4 kg de concentrado dividido en tres raciones diarias, heno de avena dos veces al día y sal mineral una vez al día.

En cuanto al tipo de muestreo, las yeguas fueron seleccionadas mediante muestreo no probabilístico, por conveniencia, siendo seleccionadas en función de su historial reproductivo y examen ginecológico, que incluyó palpación rectal y ecografía.

5.2.4. *Técnicas*

5.2.4.1. *Palpación Rectal*

La palpación rectal se realizó diariamente a partir del tercer día post-prostaglandina, para obtener datos de tono uterino (1-4), puntuación que se asignó de la siguiente manera: 1, útero flácido (estro), 2, tono intermedio bajo (flacidez media), 3, tono intermedio alto (rigidez media) y 4, útero turgente o muy rígido (Hayes & Ginther, 1986) y datos referentes al tono de cérvix (1-3), en donde, 1, cérvix duro y cerrado al tacto, 2, cérvix intermedio con mayor diámetro y 3, cérvix flácido y abierto al tacto (Anexo 4).

5.2.4.2. *Acompañamiento de Desarrollo Folicular Mediante Evaluación Ecográfica.*

La presencia de ciclos estrales y desarrollo folicular se evaluó mediante ultrasonografía transrectal (Anexo 5) con ayuda de un ecógrafo Mindray CP-50 Vet, modo B (Anexo 2). El trabajo de cada ciclo y por cada yegua consistió en: comprobar con la imagen ecográfica la aparición de un cuerpo lúteo, cinco días después realizar la aplicación de prostaglandina, a partir de ese momento dejar transcurrir tres días y empezar con las evaluaciones ecográficas diariamente hasta determinar la presencia de un folículo dominante >35 mm y edema uterino

grado 2-3 (Anexo 6, 7 y 8), cumplidos estos requerimientos, proceder con la aplicación de los tratamientos LECIRE_100, LECIRE_150 y DESLO de manera aleatoria y finalmente acompañar ecográficamente la estructura hasta el momento de la ovulación (Anexo 9). Para la tasa ovulatoria se consideró solo a aquellas yeguas que ovularon hasta las 48 horas.

Para plasmar la información, se utilizó una ficha de seguimiento de desarrollo folicular (Anexo 3) en la que se registró tono uterino (1-4), tono de cérvix (1-3), tamaño folicular con sus medidas longitudinales y transversales, crecimiento folicular, tamaño del folículo preovulatorio y presencia o no de la ovulación después de la aplicación del tratamiento.

5.2.5. Variables de Estudio

5.2.5.1. Variables Cualitativas.

- Tasa de ovulación
- Ovulación doble

5.2.5.2. Variables Cuantitativas.

- Tiempo de ovulación
- Crecimiento folicular total: tamaño final - tamaño preovulatorio
- Tasa de crecimiento del folículo después de la inducción/hora: crecimiento folicular total/última hora evaluada post-inducción
- Tasa de crecimiento del folículo después de la inducción/día: tasa de crecimiento hora*24
- Tamaño del folículo pre-inducción
- Aplicación del inductor de la ovulación (LECIRE_100, LECIRE_150, DESLO)

5.2.6. Procesamiento y Análisis de la Información

Los resultados fueron analizados utilizando un ANOVA mediante el procedimiento MIXED del SAS, ya que en el diseño de cuadrado latino se consideran efecto fijo, en este caso, el tratamiento y efectos aleatorios, el ciclo estral (momento) y el animal. Para comparar las medias resultantes se utilizó un t.test protegido en donde los p valores $\leq 0,05$ fueron considerados como significativos.

Para las variables binomiales “tasa de ovulación” y “ovulación doble” que se califican como positiva o negativa (SI o NO), se trabajó en porcentajes con ayuda de una tabla de frecuencia misma que fue comparada con un chi cuadrado mediante un GLIMMIX del SAS, en

donde, de igual manera, la variable fija fue el tratamiento y las variables aleatorias el ciclo y el animal.

5.3. Consideraciones Éticas

Los animales fueron manejados según las normas para el cuidado y uso de animales en investigación según el Código Orgánico del Ambiente (N 983, Ecuador).

6. Resultados

6.1. Tasa de ovulación

Los resultados mostraron que, no existen diferencias significativas entre los tratamientos utilizados a base de deslorelina y lecorelina en cuanto a la tasa de ovulación ($P > 1,00$) dentro de las 48 horas post-inducción. Cabe recalcar que, al utilizar dosis de 100 y 150 μg de lecorelina se obtuvieron porcentajes de ovulación de 77,77% cómo se especifica en la Tabla 3.

Tabla 3. Porcentaje de ovulaciones en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecorelina 100 μg) y LECIRE_150 (lecorelina 150 μg) hasta 48 horas post-inducción.

Tratamiento	Ovulación	
	Presencia n (%)	Ausencia n (%)
<i>DESLO</i>	8/8 (100)	0/8 (0,00)
<i>LECIRE_100</i>	7/9 (77,77)	2/9 (22,22)
<i>LECIRE_150</i>	7/9 (77,77)	2/9 (22,22)

*No fue encontrada diferencia estadística ($P > 1,00$).

6.2. Ovulación doble

Al analizar la tasa de ovulación doble que provocaron los tratamientos DESLO, LECIRE_100 y LECIRE_150 no se obtuvieron diferencias entre ellos ($P > 0,99$). Sin embargo, solo se encontró presencia de ovulaciones dobles en el tratamiento con acetato de deslorelina (DESLO) (Tabla 4).

Tabla 4. Porcentaje de ovulaciones dobles en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecorelina 100 μg) y LECIRE_150 (lecorelina 150 μg).

Tratamiento	Ovulación doble	
	Presencia n (%)	Ausencia n (%)
<i>DESLO</i>	2/8 (25,00)	6/8 (75,00)
<i>LECIRE_100</i>	0/9 (0,00)	9/9 (100)
<i>LECIRE_150</i>	0/9 (0,00)	9/9 (100)

*No fue encontrada diferencia estadística ($P > 0,99$).

6.3. Tiempo medio de ovulación

Según el análisis no existe diferencia estadística ($P > 0,71$) entre las medias de tiempo requerido hasta la ovulación para cada tratamiento, siendo que con todos los tratamientos experimentales ovularon antes de las 43 horas (Tabla 5).

Tabla 5. Promedio en horas del tiempo de ovulación en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg).

Tratamiento	Tiempo medio de ovulación (horas)
<i>DESLO</i>	42,40
<i>LECIRE_100</i>	40,71
<i>LECIRE_150</i>	41,01

*No fue encontrada diferencia estadística (P> 0,71).

6.4. Momento de la ovulación después de la inducción hormonal

Los resultados obtenidos al examinar el momento exacto en el que cada tratamiento inductor provocó la ovulación en las yeguas se representan en la Tabla 6. El tratamiento control DESLO fue el único que presentó el 100% de ovulaciones hasta las 42 horas post inducción y ninguna yegua presentó folículo hemorrágico anovulatorio (HAF). Los tratamientos LECIRE_100 y LECIRE_150 provocaron el 44,44% de ovulaciones hasta las 36 horas. De las yeguas tratadas con LECIRE_100 un 22,22% ovuló después de las 48 horas y de las tratadas con LECIRE_150 un 22,22% presentó un HAF.

Tabla 6. Distribución de las ovulaciones en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg).

Horas	Tratamiento		
	DESLO n (%)	LECIRE_100 n (%)	LECIRE_150 n (%)
<i>Hasta 36 h</i>	-	4/9 (44,44)	4/9 (44,44)
<i>Hasta 42 h</i>	8/8 (100)	1/9 (11,11)	-
<i>Hasta 48 h</i>	-	2/9 (22,22)	3/9 (33,33)
<i>> 48 h</i>	-	2/9 (22,22)	-
<i>HAF</i>	-	-	2/9 (22,22)

HAF: folículo hemorrágico anovulatorio

6.5. Crecimiento folicular total

El crecimiento folicular total fue considerado el último momento de evaluación del folículo previo a la ovulación menos el tamaño del folículo en el momento de la inducción. El tratamiento control DESLO presentó la media estimada de crecimiento folicular final más baja (2,50 mm), mientras que los tratamientos experimentales con acetato de lecirelina tuvieron un crecimiento folicular total que supera los 3,8 mm (Tabla 7). Las diferencias no fueron significativas a nivel estadístico (P> 0,44).

Tabla 7. Promedio en milímetros del crecimiento folicular total en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.

Tratamiento	Crecimiento folicular total (mm)
<i>DESLO</i>	2,50
<i>LECIRE_100</i>	3,80
<i>LECIRE_150</i>	4,30

*No fue encontrada diferencia estadística (P> 0,44).

6.6.Tasa de crecimiento folicular por hora

Al analizar la tasa de crecimiento folicular por hora, se determinó que no hubo diferencias significativas (P> 0,75). LECIRE_150 obtuvo el mayor crecimiento, alcanzando los 0,10 mm (Tabla 8).

Tabla 8. Promedio en milímetros del crecimiento folicular por hora en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.

Tratamiento	Crecimiento folicular/hora (mm)
<i>DESLO</i>	0,07
<i>LECIRE_100</i>	0,08
<i>LECIRE_150</i>	0,10

*No fue encontrada diferencia estadística (P> 0,75).

6.7.Tasa de crecimiento folicular por días

El tratamiento control DESLO presentó una media de 1,67 mm de crecimiento folicular diaria, en cambio los tratamientos LECIRE_100 y LECIRE_150 obtuvieron una media de crecimiento diario que supera los 2 mm como se representa en la Tabla 9. Aun así, los resultados no mostraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos (P> 0,75), lo que sugiere que la tasa de crecimiento diaria no se ve afectada por el tipo de tratamiento.

Tabla 9. Promedio en milímetros del crecimiento folicular por día en yeguas inducidas con DESLO (deslorelina 1,8mg), LECIRE_100 (lecirelina 100 µg) y LECIRE_150 (lecirelina 150 µg) hasta 48 horas post-inducción.

Tratamiento	Crecimiento folicular/día (mm)
<i>DESLO</i>	1,67
<i>LECIRE_100</i>	2,02
<i>LECIRE_150</i>	2,28

*No fue encontrada diferencia estadística (P> 0,75).

6.8.Tamaño del folículo preinducción

Con fines de iniciar el estudio con una muestra de yeguas homogénea, se revisó el tamaño del folículo preinducción y se determinó que todos los tratamientos se mantuvieron con una media próxima a los 37 mm, como se representa en la Tabla 10, razón por la que estos valores no mostraron diferencias significativas ($P > 0,90$).

Tabla 10. Promedio en milímetros del tamaño del folículo preovulatorio en yeguas inducidas con *DESLO* (deslorelina 1,8mg), *LECIRE_100* (lecirelina 100 μ g) y *LECIRE_150* (lecirelina 150 μ g).

Tratamiento	Tamaño del folículo preovulatorio (mm)
<i>DESLO</i>	37,68
<i>LECIRE_100</i>	37,22
<i>LECIRE_150</i>	37,50

*No fue encontrada diferencia estadística ($P > 0,90$).

7. Discusión

La inducción de la ovulación es una herramienta clave en los programas de reproducción equina para sincronizar los tiempos y la eficiencia reproductiva, a las yeguas en fase de estro se les puede administrar un agente inductor de la ovulación con el fin de obtener una ovulación programada (Gomes, et al., 2014). El acetato de deslorelina, un análogo sintético de la hormona liberadora de gonadotropina (GnRH), fue aprobada en 2010 por la FDA como inductor de la ovulación en yeguas (Chávez, et al., 2018). Este compuesto actúa de manera similar a la GnRH natural, pero su mayor duración y potencia permiten una sincronización precisa entre la ovulación y la monta o inseminación artificial, reduciendo así los ciclos estrales necesarios para lograr preñeces, mejorando tasas de concepción y la eficiencia reproductiva (Lara, et al., 2021). Actualmente se considera uno de los inductores de la ovulación más eficientes y utilizados en la especie (Cazales, et al., 2023).

Por su parte, el acetato de lecirelina, también un análogo sintético de GnRH, ha sido recientemente autorizado en bovinos, equinos y pequeños rumiantes como inductor de la ovulación (Cosentino et al., 2020). En la especie equina, su uso aun es limitado debido a la falta de estudios que respalden su eficiencia (Vavasseur et al., 2023). Las empresas farmacéuticas recomiendan la administración en dosis de 100 µg en yeguas cíclicas con folicos preovulatorios que alcancen tamaños de 35 mm en adelante y posean signos de edema uterino grado 2-3. Vavasseur et al. (2023) mencionan que, aunque menos utilizado que el acetato de deslorelina, el acetato de lecirelina sigue siendo una opción potencial para inducir la ovulación en yeguas, ya que en su estudio se obtuvo una tasa ovulatoria de 71% utilizando una dosis elevada.

Ambos inductores presentan mecanismos de acción similares al estimular las células gonadotrópicas de la hipófisis anterior para sintetizar y liberar LH y FSH induciendo la ovulación en yeguas (Picard, et al., 2015; McCue, et al., 2007; Tomazella, 2013). Sin embargo, la principal diferencia radica en su accesibilidad y costos, mismos que se constituyen como factores clave en la elección del tratamiento en diversas regiones, incluyendo la nuestra (Garandán & Colmán, 2022; Kainer, 2011). Mientras que la deslorelina es reconocida por su eficacia y uso extendido, la lecirelina surge como una alternativa más accesible sobre todo en zonas en donde la deslorelina no tiene una gran disponibilidad y esto deriva en un precio más elevado. La falta de estudios comparativos sólidos sobre el acetato de lecirelina en yeguas es lo que limita su adopción generalizada entre los Médicos Veterinarios, pero investigaciones como la presente permiten comenzar a vislumbrar su potencial.

Las yeguas inducidas con el tratamiento control a base de acetato de deslorelina 1,8 mg, en el presente estudio, obtuvieron una tasa ovulatoria correspondiente al 100%. Todas ovularon hasta las 42 horas posterior a la aplicación del inductor, lo que resulta, en parte, consistente con lo reportado por Chávez et al. (2020), en donde, al aplicar deslorelina como inductor ovulatorio, ocho de ocho yeguas analizadas ovularon representando el 100% de las mismas. Sin embargo, difieren en el tiempo de respuesta, ya que, en el estudio de 2020 el tiempo de ovulación fue más tardío siendo a las $46,75 \pm 0,48$ horas, encontrándose dentro del rango que se considera adecuado entre las 36 y 48 horas post tratamiento (Jardim, et al., 2020; Chávez, et al., 2020).

Los resultados también difieren de los obtenidos por Ferris et al. (2012) donde el 89,9% de 138 yeguas presentó ovulación después de aplicar la misma dosis de acetato de deslorelina, con un tiempo promedio de $41,4 \pm 9,4$ horas. Estas comparaciones refuerzan la eficacia de la deslorelina y confirman que la tasa ovulatoria de este inductor se encuentra entre el 83 y el 93% (Berezowski et al., 2004; Jardim et al., 2020; Chávez et al., 2020). Sin embargo, mientras que en el presente estudio todas las yeguas respondieron de manera uniforme, alcanzando la ovulación hasta las 42 horas, los estudios de Chávez et al. (2020) y Ferris et al. (2012) muestran una mayor dispersión en los tiempos de ovulación. Esto sugiere que, aunque la deslorelina es un inductor eficaz, el momento exacto de la ovulación puede estar influenciado por factores externos como la nutrición, las condiciones climáticas, el manejo del estrés en las yeguas o la cantidad de unidades experimentales analizadas.

Los tratamientos experimentales con acetato de lecorelina como inductor de la ovulación a dosis de 100 y 150 μg obtuvieron, ambos, una tasa ovulatoria de 77,77% y un tiempo de ovulación de 40,71 y 41,01 horas respectivamente sin diferencias estadísticamente significativas respecto al tratamiento control con deslorelina. Estos datos son ligeramente superiores de los reportados por Vavasseur et al. (2023), donde al aplicar una dosis de 200 μg de acetato de lecorelina a 40 yeguas bajo las mismas condiciones preovulatorias, se obtuvo una tasa ovulatoria de 71% dentro de un rango de 24-48 horas posteriores a la inyección del inductor. Lo que sugiere que, dosis más bajas de lecorelina (100 y 150 μg) pueden resultar en tasas de ovulación semejantes, aunque el rango de tiempo en el que se produjeron las ovulaciones en el presente estudio fue más ajustado.

Esta diferencia puede estar relacionada con el tamaño de la muestra, ya que Vavasseur et al. (2023) trabajó con un grupo más extenso de unidades experimentales, lo que pudo haber generado mayor variabilidad en los tiempos de respuesta. Sin embargo, en el estudio realizado

por Awan et al., (2016) el 100% de 30 yeguas inducidas con acetato de lecirelina ovularon hasta las 48 horas post inyección, por lo que los investigadores llegaron a la conclusión de que el acetato de lecirelina es igualmente efectivo que el hCG (tratamiento control utilizado) para la inducción de la ovulación. Sin embargo, este autor no indica las dosis utilizadas en su estudio.

El tamaño del folículo antes de la inducción es un indicador clave en la sincronización de la ovulación, un folículo mayor de 35 mm se asocia con una probabilidad más alta de éxito en la inducción y en la consecuente ovulación (Muñoz, 2019). Varios estudios han demostrado que el tamaño folicular en el momento de la inducción está correlacionado con el tiempo de respuesta ovulatoria, lo que refuerza la importancia de realizar la inducción en el momento adecuado del ciclo estral. Andrade et al. (2011) también sugieren que el tamaño del folículo influye no solo en el éxito de la ovulación, sino también en la tasa de preñez subsecuente.

Las investigaciones realizadas por Chávez et al. (2020), Vavasseur et al. (2023) y Awan et al., (2016) también tomaron como base de tamaño del folículo preovulatorio 35 mm en adelante. Vavasseur et al. (2023) reporta que el tamaño del folículo en el momento de la inducción no difirió significativamente entre los tratamientos control con hCH y experimental con acetato de lecirelina, lo que concuerda con la presente investigación en la que el tamaño del folículo preovulatorio se mantiene en los 37 mm como promedio y no existe diferencia significativa entre los tratamientos control y experimentales LECIRE_100 y LECIRE_150, partiendo así de un grupo homogéneo de yeguas para inducir.

La tasa de crecimiento folicular/día fisiológica que debería presentar una yegua tras la aplicación de un inductor de la ovulación es de aproximadamente 2,8 mm al día (Ginther et al., 2004). Lara et al. (2021) reportaron que al aplicar 1,5 mg de acetato de deslorelina el crecimiento folicular diario en las yeguas estudiadas fue de $2,42 \pm 0,16$ mm. Por su parte, Chávez et al. (2020) obtuvieron una tasa de crecimiento folicular/día de $0,48 \pm 0,006$ mm al aplicar una dosis de 1mg de deslorelina. En el presente estudio al emplear una dosis mayor de 1,8 mg de acetato de deslorelina, se observó una tasa de crecimiento folicular/día de 1,67 mm. El que esta tasa sea ligeramente inferior a la reportada por Lara et al. (2021), podría deberse a diferencias en el manejo reproductivo, la condición fisiológica de las yeguas o la metodología utilizada. Sin embargo, al ser superior a la tasa de crecimiento reportada por Chávez et al. (2020), sugiere que el aumento en la dosis de este inductor puede influir positivamente en el crecimiento folicular, aunque factores como la edad, raza y condiciones ambientales en las que se encuentran las yeguas inducidas deben ser considerados.

Además, al aplicar acetato de lecorelina en dosis de 100 y 150 μg no se encontraron diferencias estadísticamente significativas con el tratamiento control con acetato de deslorelina en cuanto a la tasa de crecimiento folicular. Esto sugiere que ambos inductores son igualmente eficaces para promover el crecimiento folicular. Por lo tanto, el acetato de lecorelina, en estas dosis, se presenta como una alternativa eficaz para la inducción ovulatoria en yeguas.

En la reproducción equina, el que una yegua presente ovulación múltiple, generalmente conduce a preñeces dobles, condición conocida como gestación de alto riesgo (Mckinnon, 2007). Está bien documentado que el útero de las yeguas solo puede soportar la gestación de un solo feto, por lo que la presencia de gemelos compromete tanto el desarrollo como la supervivencia fetal y en caso de complicación, también se pone en riesgo la salud de la madre (Davies & Newcombe, 2008). Dado que las gestaciones dobles suelen resultar en abortos espontáneos o, si llegan a término, la viabilidad de los potros es baja (Brinsko, et al., 2011). Sin embargo, en el caso de yeguas donantes de embriones, la ovulación múltiple puede ser muy deseada. Uno de los métodos para aumentar la eficiencia de la transferencia de embriones en yeguas es precisamente aumentar el número de embriones recuperados por donante mediante la inducción de la ovulación múltiple, permitiendo obtener más embriones viables en un ciclo, optimizando el rendimiento reproductivo en programas de reproducción asistida (Squires et al., 2003).

Raz et al. (2009) compararon los efectos de la FSH y la deslorelina para inducir ovulaciones dobles en yeguas donantes de embriones y concluyeron que al aplicar 63 μg de deslorelina dos veces al día hasta que el folículo alcanza un tamaño $>35\text{mm}$ fue eficaz para inducir una ovulación doble en las yeguas estudiadas. De manera similar, Nagao et al. (2012) determinaron que en yeguas con un folículo $>25\text{mm}$ y un folículo adicional de $>20\text{mm}$ la administración de 100 μg de deslorelina indujo eficazmente la doble ovulación. En el presente estudio, al aplicar una dosis única de 1,8 mg de acetato de deslorelina, se obtuvo un 25% de ovulaciones dobles, en contraste con los tratamientos experimentales con acetato de lecorelina, en los que no se presentó ninguna ovulación doble.

Estos resultados sugieren que la lecorelina es preferible a la deslorelina cuando se desea inducir una ovulación normal, sin riesgo de ovulaciones dobles, en yeguas con sus propios embriones. Sin embargo, si el objetivo es aumentar la probabilidad de recolectar múltiples embriones para ser transferidos, la deslorelina parece ser una opción más eficaz, ya que tiene una mayor probabilidad de inducir ovulaciones dobles.

En la Región Sierra de Ecuador, donde el acceso a la deslorelina es, en parte, limitado y su costo es considerablemente elevado, el acetato de lecorelina se presenta como una alternativa viable para la inducción de la ovulación en yeguas. En este estudio, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas en la tasa y tiempo de ovulación, ni en la tasa de crecimiento folicular entre los tratamientos con deslorelina y lecorelina, lo que indica que, desde un punto de vista estadístico, ambos inductores son igualmente eficaces. Este hallazgo es especialmente relevante para los programas de reproducción equina en la Sierra Ecuatoriana, donde el uso de lecorelina, al ser más accesible y económico, permite obtener resultados comparables en términos de eficiencia reproductiva. De esta manera, se pueden optimizar los costos sin comprometer la calidad de los resultados, lo que permite a veterinarios y criadores aplicar programas de reproducción de manera eficiente y costo-efectiva, sin depender exclusiva y necesariamente de inductores de mayor costo como la deslorelina.

8. Conclusiones

El acetato de lecorelina en dosis de 100 y 150 µg IM, es un inductor de la ovulación igualmente eficaz que el acetato de deslorelina. Este hallazgo refuerza la viabilidad de la lecorelina como una alternativa más accesible, especialmente en zonas donde la deslorelina es de difícil acceso o su costo es elevado.

La administración de acetato de lecorelina en dosis de 100 y 150 µg IM produjo una tasa ovulatoria semejante a la deslorelina dentro de las 48 horas posterior a la inducción de la ovulación, lo que indica que la lecorelina, incluso en dosis bajas ofrece un tiempo de respuesta ovulatoria ajustado y comparable con el acetato de deslorelina.

El acetato de lecorelina promueve el crecimiento folicular y asegura la ovulación en yeguas en forma similar que el acetato de deslorelina.

9. Recomendaciones

Utilizar acetato de lecorelina en los programas de reproducción como una alternativa al acetato de deslorelina, siempre que no se desee conseguir ovulaciones múltiples.

Preferir la utilización de acetato de lecorelina en dosis de 100 µg para evitar la posible aparición de HAF con dosis de 150 µg.

Realizar estudios a mayor escala para determinar cuáles son los focos de variabilidad entre los tratamientos.

10. Bibliografía

- Adams, G., & Bosu, W. (1988). Reproductive physiology of the nonpregnant mare. An overview and update. *Veterinary Clinics Of North America: Equine Practice*, 4(2), 161-176.
- Andrade, F., Pérez, J., D`Oliveira-, A., Do Vale Filho, V. R., Marc, H., Chacón J., L., & Arias, S. A. (2011). Foliculogénesis y ovulación en la especie equina. *Revista de Medicina Veterinaria*, (22)43. <https://doi.org/10.19052/mv.563>
- Akhtar, M., Saleem, M., Ahmad, E., Ahmad, T., Ahmad, I., Lashari, H., Ayaz, M., Lodhi, L., & Hussain, I. (2018). Effect of lecirelin acetate, hCG or progesterone administration on day 7 post-insemination on conception rate and progesterone concentration in cross-bred cattle. *Iraqi Journal Of Veterinary Sciences*, 32(2), 149-153. https://www.vetmedmosul.com/article_153842_d50395f6884ad77e5530039e02f042f6.pdf
- Aurich, C. (2011). Reproductive cycles of horses. *Animal Reproduction Science*, 124(3-4), 220-228. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2011.02.005>
- Awan, F. S., Mehmood, M. U., Sattar, A., & Ahmad, N. (2016). Comparative efficacy of hCG or GnRH analogue (lecirelin acetate) on follicular dynamics, degree of endometrial edema, sexual behavior, ovulation and pregnancy rate in crossbred broodmares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 41, 71–72. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2016.04.062>
- Azevedo, M., Souza, N., Sales, F., Ferreira, J., Chaves, M., Travassos, J., Santos, J., de Oliveira, M. (2021). Evaluation of corpus luteum vascularization in recipient mares by using color doppler ultrasound. *Acta Scientiae Veterinariae*. 49(1): 1-7 <https://doi.org/10.22456/1679-9216.110960>
- Barreiros, T., Laurini, C., Vianna, F., Junior, L., Junior, J., Hidalgo, M., Mendonça, H. & Blaschi, W. (2016). Dinámica folicular en novillas Nelore tratadas con acetato de lecirelina para la resincronización de la ovulación. *Animal playback*, 13, 422-422.
- Berezowski, C. J., Stich, K. L., Wendt, K. M., & Vest, D. J. (2004). Clinical comparison of 3 products available to hasten ovulation in cyclic mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 24(6), 231-233. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2004.05.007>
- Boeta, M., Díaz, M., & Hayen, S. (2011). *Manual de la práctica de profundización en reproducción equina* (1.ª ed.). Universidad Nacional Autónoma de México. https://www.abogadogeneral.unam.mx/sites/default/files/archivos/RepositorioCont/1_

Facultades/11_FacMedVeterinariayZootecnia/28_ManualdeLaPracticadeProfundizacio
nenReproduccionEquina.pdf

- Briant, C., Ottogalli, M., Morel, M., & Guillaume, D. (2003). Use of a GnRH antagonist, antarelix, associated or not with hCG, to control ovulation in cyclic pony mares. *Domestic Animal Endocrinology*, 24(4), 305-322. [https://doi.org/10.1016/S0739-7240\(03\)00012-2](https://doi.org/10.1016/S0739-7240(03)00012-2)
- Brinsko, S., Blanchard, T., Varner, D., Schumacher, J., Love, C., Hinrichs, K., & Hartman, D. (2011). *Manual of equine reproduction* (3.a ed.). Missouri, Elsevier. https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/5102130/mod_resource/content/1/Brinsko%20C%20S.P.%20et%20al.%20MANUAL%20OF%20EQUINE%20REPRODUCTION.pdf
- Bucca, S., & Carli, A. (2011). Efficacy of human chorionic gonadotropin to induce ovulation in the mare, when associated with a single dose of dexamethasone administered at 29 breeding time: Efficacy of human chorionic gonadotropin to induce ovulation when associated with dexamethasone. *Equine Veterinary Journal*, 43, 32-34. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.2011.00488.x>
- Campbell, M. (2012). It's all in the timing: Ovulation induction in the mare. *The Veterinary Record*, 170(21), 538-539. <https://doi.org/10.1136/vr.e3552>
- Cazales, N., Estradé, M. & Costa, R. (2020). Inseminación artificial con semen congelado equino: Reacción inflamatoria, transporte espermático y técnica de inseminación. *Veterinaria (Montevideo)*, 56(214). <https://doi.org/10.29155/vet.56.214.2>
- Cazales, N., Pereyra, F., Icatt, S., Colmán, N., Camacho, C., Estradé, M., & Mattos, R. (2023). hCG versus histrelin acetate: Ovulation inducing agents in mares (*Equus caballus*) in a commercial breeding program in Uruguay. *Journal of Equine Veterinary Science*, 125, 104698. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2023.104698>
- Chávez, E., Baltodano, J., & Caballero, C. (2018). Efecto del uso de acetato de deslorelina en la inducción de ovulación de yeguas Caballo Peruano de Paso. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 29(2), 713-719.
- Chávez, E., Gutiérrez, D., Lechuga, A., Avila, F., Cadena, S., & Hernández, A. (2020). Acetato de deslorelina y gonadotropina coriónica humana y su respuesta ovulatoria en yeguas postparto. *Abanico veterinario*, (10)111 <https://doi.org/10.21929/abavet2020.17>
- Cosentino, I., Balaro, M., Leal, F., Bade, A., De Figueiredo, L., Gonçalves, F., De Souza, P., Pereira, P., Bartlewski, P. & Brandão, F. (2020). Ovarian activity in dairy Saanen

- goats subjected to a short-term ovulation induction protocol and a single injection of lecorelin (GnRH analog) given 28 h or 34 h after progestin pre-treatment. *Small Ruminant Research*, 191(1), 106214.
<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2020.106214>
- Correa, L., & Fernández, J. (2017). Influencia de la melatonina sobre la fisiología y la conducta de ungulados. *Rev. Investig. Altoandin.*, 19(3), 337-350.
<http://www.scielo.org.pe/pdf/ria/v19n3/a11v19n3.pdf>
- Cortés, Z., Aréchiga, C., Rincón, M., Rochín, F., López, M. & Flores, G. (2018). Revisión: El Ciclo Reproductivo de la Yegua. *Abanico veterinario*, 8(3), 14-41.
<https://doi.org/10.21929/abavet2018.83.1>
- Davies, M. (2005). *Fisiología de la reproducción de los équidos, cría y manejo de la yeguada* (1.ª ed.). Editorial ACRIBA, S. A. ISBN 978-84-200-1056-4
- Davies, M., & Newcombe, J. (2008). The efficacy of different hCG dose rates and the effect of hCG treatment on ovarian activity: Ovulation, multiple ovulation, pregnancy, multiple pregnancy, synchrony of multiple ovulation: In the mare. *Animal Reproduction Science*, 189-199.
- Dascanio, J. (2017). Twin Reduction: Manual Technique. Primera ed., págs. 226-240. In J. J. Dascanio, & P. McCure, *Equine Reproductive Procedures*. Wiley BlackWell, USA
- Dutra, L., Pires, A., & Kroef, A. (2016). Indução da ovulação em éguas: Uma revisão. 40(1), 17-21.
- Ferris, R. A., Hatzel, J. N., Lindholm, A. R. G., Scofield, D. B., & McCue, P. M. (2012). Efficacy of Deslorelin Acetate (SucroMate) on Induction of Ovulation in American Quarter Horse Mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 32(5), 285-288.
<https://doi.org/10.1016/j.jevs.2011.11.007>
- Fries, H., Souza, L., Faccin, J., Reckziegel, M., Hernig, L., Marimon, Bernardi, M., Wentz, I., & Bortolozzo, F. (2010). Induction and synchronization of ovulation in sows using a gonadotropin-releasing hormone analog (Lecirelin). *Anim. Reprod.*, 7(4), 362-366.
<http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/animalreproduction/issues/download/v7n4/pag362-366.pdf>
- Galina, C., & Valencia, J. (2006). Endocrinología de la reproducción. En *Reproducción de Animales Domésticos* (Tercera edición). Editorial LIMUSA S. A.
- Garandán, S. I., & Colmán, N. J. (2022). *Comparación entre acetato de histerelina y gonadotropina coriónica humana (hCG) como inductores de la ovulación en yeguas (Equus caballus)* [Tesis de grado]. Universidad de la República.

- Gastal, E., Gastal, M., Nogueira, G., Bergfelt, D., Ginther, O. (2000). Temporal interrelationships among luteolysis, FSH and LH concentrations and follicle deviation in mares. *Theriogenology*, 53, pp. 925-940. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(00\)00240-5](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(00)00240-5)
- Getty, R. (2002). Sistema urogenital de los equinos. En *Sisson y Grossman Anatomía de los animales domésticos* (5.^a ed., Tomo 2, pp. 585-605). MASSON, S. A.
- Ginther, O. (1974). Occurrence of anestrus, estrus, diestrus, and ovulation over a 12-month period in mares. *Am J Vet Res*, 35, pp. 1173-1179.
- Ginther, O & Pierson, A (1984). Anatomía ultrasónica de los ovarios equinos. *Teriogenología*, 21(3), 471–483. doi:10.1016/0093-691x(84)90409-6
- Ginther, O., & Pierson, R. (1989). Regular and irregular characteristics of ovulation and the interovulatory interval in mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 9(1), pp. 4–12. [https://doi.org/10.1016/s0737-0806\(89\)80110-8](https://doi.org/10.1016/s0737-0806(89)80110-8)
- Ginther, O. (1992). *Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects*, ed 2, Cross Plains, WI, Equiservices, 1-40.
- Ginther, O. Gastal, E., Gastal, M., Bergfelt, D., Baerwald, A. & Pierson, R. (2004). Comparative study of the dynamics of follicular waves in mares and women. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.104.031054>
- Ginther, O., Beg, M., Gastal, E., Gastal, M., Baerwald, A., & Pierson, R. (2005). Systemic concentrations of hormones during the development of follicular waves in mares and women: A comparative study. *Reproduction (Cambridge, England)*, 130(3), 379-388. <https://doi.org/10.1530/rep.1.00757>
- Ginther, O., Gastal, E., Gastal, M., & Beg, M. (2007). Effect of prostaglandin F2 α on ovarian, adrenal, and pituitary hormones and on luteal blood flow in mares. *Domestic Animal Endocrinology*, 32(4), 315–328. <https://doi.org/10.1016/j.domaniend.2006.04.006>
- Ginther, O., Gastal, E., Gastal, M., Utt, M. y Beg, M. (2007b). Flujo sanguíneo lúteo y producción de progesterona en yeguas. *Ciencia de la reproducción animal*, 99(1-2), 213–220. doi:10.1016/j.anireprosci.2006.05.018
- Gomes, R. G., Oliveira, R. L., de Castro Schutzer, C. G., Rigo Barreiros, T. R., & Seneda, M. M. (2014). Effect of Deslorelin and/or Human Chorionic Gonadotropin on Inducing Ovulation in Mares During the Transition Period Versus Ovulatory Season. *Journal of Equine Veterinary Science*, 34(9), 1140-1142. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2014.06.015>

- Greenhoff, G. & Kenney, R. (1975). Evaluation of reproductive status of non-pregnant mares, *JAVMA* 167: 449-458.
- Hafez, E., & Hafez, B. (2000). Folliculogenesis, Egg Maturation, and Ovulation. *In* *Reproduction in Farm Animals* (pp. 68-81). John Wiley & Sons, Ltd.
<https://doi.org/10.1002/9781119265306.ch5>
- Hafez, E. (2002). *Reproducción e inseminación artificial en animales* (7 edición). Nueva editorial interamericana.
- Hayes, K. & Ginther, O. (1986). Role of progesterone and estrogen in development of uterine tone in mares. *Theriogenology*, 25(5), p.581-590.
- Hernández, P. J. E., Fernández, R. F., Cabrera, A. L., & Rodríguez, M. S. (2009). Evaluación por ultrasonido del crecimiento de la vesícula embrionaria y embrión en yeguas criollas de México. *Revista de Salud Animal*, 31(1), 46-49.
- Hughes, J., Stabenfeldt, G., & Evans, J. (1975). The oestrous cycle of the mare. *Reprod Fertil, Suppl*, 23(1), 155–160.
- Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2022). Tabulados de la Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua ESPAC 2022. Dirección Producción de Estadística Agropecuarias y Ambientales.
- Jardim, C. C., Ferraz, P. J., Gomes, D. R., Sá, M. A. F., Frazier, L. K., Dutra, G. A., Jesus, V. L. T., & Jacob, J. C. F. (2020). Use of different ovulation inductors in equine. *Journal of Equine Veterinary Science*, 89, 103094. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2020.103094>
- Kainer, R.A. (2011) Internal reproductive anatomy. En *Equine Reproduction*, 2nd edn. Wiley-Blackwell, Philadelphia, London, pp. 1582–1597.
- Klein, B. G. (2012). *Cunningham. Fisiología Veterinaria* (5a ed.). Elsevier España. ISBN 978-1-4377-2361-8
- Klug, E., & Jöchle, W. (2001). Advances in synchronizing estrus and ovulations in the mare: A mini review. *Journal of Equine Veterinary Science*, 21(10), 474-479.
[https://doi.org/10.1016/S0737-0806\(01\)70200-6](https://doi.org/10.1016/S0737-0806(01)70200-6)
- Knobile, E. (1980). The pulsatile release of LH-RH and gonadotrophins. *Recent Prog. Hor. Res* (45)2, pp. 36–53.
- Lara, J., Herrera, J., Estrada, A., Bautista, M., & Gómez, B. (2021). Respuesta reproductiva en yeguas criollas tratadas con acetato de deslorelina. *Abanico veterinario*, (11)407.
<https://doi.org/10.21929/abavet2021.43>

- Larentis, G., Bastos, H., Camozzato, G., Santos, G., & Mattos, R. (2018). Do Therapeutic Doses of Phenilbutazone Affect Ovulation Processes in Mares? *Journal of Equine Veterinary Science*, 66, 150-151. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2018.05.188>
- McCue, P. (2003). Chapter 5.7. Induction of Ovulation. *Current Therapy in Equine Medicine (1)* (pp. 240-242). <https://doi.org/10.1016/B978-0-7216-9540-2.50079-7>
- McCue, P., Magee, C., & Gee, E. (2007). Comparison of Compounded Deslorelin and hCG for Induction of Ovulation in Mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 27(2), 58-61. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2006.12.003>
- McKinnon, A. (2007). *Twin reduction techniques*. In: *Current therapy in Equine Reproduction*. Saint Louis: Saunders Elsevier
- McKinnon, A., Squires, E., Vaala, W., Varner, D. (2011) *Equine Reproduction*. Ed. Wiley Blackwell 2a ed. United Kindom, Cap. 179, pp.1716-1727.
- Melia, J., Agil, M., Supriatna, I., & Amrozi, D. (2016). Anatomy and ultrasound imaging of reproductive organs of Gayo mares during Estrous cycle. *Jurnal Kedokteran Hewan*, 10(2), 103-108. <https://jurnal.usk.ac.id/JKH/article/view/5026>
- Muñoz, B. (2019). Importancia del uso sistemático de la ecografía en el manejo reproductivo de la yegua fina sangre de carrera. *Avances en Ciencias Veterinarias*, 10(1).
- Murray, G., Munstermann, S., & Lam, K. (2023, mayo). *Beneficios y retos que implica la expansión mundial de los eventos ecuestres: Nuevas normas para la población de caballos de competición y zonas libres de enfermedades equinas en los países*. 81^a Sesión General Asamblea Mundial. https://www.woah.org/fileadmin/Home/eng/Publications_%26_Documentation/docs/pdf/TT/2013_E_81SG_10.pdf
- Nagao, J., Neves Neto, J. R., Papa, F, Alvarenga, M., Freitas-Dell'Aqua, C. & Dell'Aqua, J. (2012). Induction of double ovulation in mares using deslorelin acetate. *Animal Reproduction Science*. Vol. 136(1-2). Pp 69-73. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2012.10.015>.
- Nagy, P., Guillaume, D. & Daels, P. (2000). Estacionalidad en yeguas. *Ciencias de la reproducción animal*, 60(1) , 245-262
- Neely, D. (1991). Endocrinología reproductiva y fertilidad de la yegua. En *Reproducción equina* (1.^a ed.). Editorial Hemisferio Sur.
- Newcombe, J., & Cuervo-Arango, J. (2016). Comparison of the efficacy of different single doses of buserelin with hCG for timed ovulation induction in the mare. *Journal of Equine Veterinary Science*, 41, 57. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2016.04.030>

- Picard, N., Lhermie, G., Florentin, S., Merle, D., Frein, P., & Gayrard, V. (2015). Effect of gonadorelin, lecorelin, and buserelin on LH surge, ovulation, and progesterone in cattle. *Theriogenology*, *84*(2), 177-183.
<https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2015.03.004>
- Pryor, P., & Tibary, A. (2005). Management of estrus in the performance mare. *Clinical Techniques In Equine Practice*, *4*(3), 197-209.
<https://doi.org/10.1053/j.ctep.2005.07.001>
- Rangel, L., Alarcón, M., Galina, C., Hernández, J., Porras, A., Valencia, J., Balcazar, J., Boeta, M., Flores, H., & Páramo, R. (2009). *Manual de Prácticas de Reproducción Animal*. Editorial de la Universidad Nacional Autónoma de México.
https://fmvz.unam.mx/fmvz/licenciatura/coepa/archivos/manuales_2013/Manual%20de%20Practicas%20de%20Reproduccion%20Animal.pdf
- Ramírez, G., Gutiérrez, C., & Ramos, M. (2010). Dinámica folicular en yeguas paso fino colombiano medido por ultrasonografía en la Sabana de Bogotá. *Revista de Medicina Veterinaria* (19)1, 21-35. <https://doi.org/10.19052/mv.781>
- Rocha, R., de Matos, M., de Lima, L., Saraiva, M., Alves, A., Rodrigues, A., & de Figueiredo, J. (2011). Melatonina e reprodução animal: implicações na fisiologia ovariana. *Acta Veterinaria Brasilica*, *5*(2), 147-157.
- Rodríguez, G., Bazán, G., Rodríguez, J., Espinoza, B., Vásquez, C., Lucas, L. & Huanca, W. (2013). Evaluación del folículo ovárico de yeguas criollas postadministración de hCG. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *24*(2), 189- 193.
<https://doi.org/10.15381/rivep.v24i2.2490>
- Rossdale, P., & Navado, M. (1998). El caballo: de la concepción a la madurez. Editorial Acribia.
- Samper, J., Jensen, S., Sergeant, J., & Estrada, A. (2002). Timing of induction of ovulation in mares treated with Ovuplant or Chorulon. *Journal of Equine Veterinary Science*, *22*(7), 320-323. [https://doi.org/10.1016/s0737-0806\(02\)70080-4](https://doi.org/10.1016/s0737-0806(02)70080-4)
- Samper, J. C. (2009). *Equine Breeding Management and Artificial Insemination*. Elsevier Health Sciences.
- Schatten, H., & Constantinescu, G. (2007). Comparative Reproductive Physiology of Domestic Animals. In *Comparative Reproductive Biology* (First edition). Blackwell Publishing. ISBN-13: 978-0-8138-1554-1
- Senger, P. L. (2012). *Pathways to pregnancy & parturition* (3. ed). Current Conceptions. ISBN 0-9657648-3-4

- Simonneaux, V., & Ribelayga, C. (2003). Generation of the melatonin endocrine message in mammals: a review of the complex regulation of melatonin synthesis by norepinephrine, peptides, and other pineal transmitters. *Pharmacological reviews*, 55(2), 325-395.
- Squires, E., Carnevale, E., McCue, P., Bruemmer, J. (2003) Embryo technologies in the horse. *Theriogenology*, Vol. 59(1). Pp151-170. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(02\)01268-2](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(02)01268-2).
- Stabenfeldt, G. H., Hughes, J. P., Evans, J. W., & Geschwind, I. I. (1975). Unique aspects of the reproductive cycle of the mare. *Reprod. Fertyl. (Suppl.)* (23)1, pp. 155–160.
- Taylor, F. & Hillyer, M. (1999). *Técnicas diagnósticas en medicina equina; enfermedades genitales, fertilidad y gestación*. Serrahima Formosa. Zaragoza, ES. pp. 117-120.
- Tomazella, D. (2013). *Eficácia no tratamento para indução de ciclicidade em éguas fora do período reprodutivo*. Repositorio de la Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”.
<https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/126716/000840528.pdf>
- Turner, D. D., García, M. C., & Ginther, O. J. (1979). Follicular and gonadotrophic changes throughout the year in pony mares. *Am. J. Vet. Res*, 40, 1694–1700.
- Ureña, F. (2012). *Comportamiento reproductivo. Ontogenia de la conducta sexual del macho y de la hembra y su desarrollo en las diferentes especies domésticas. Procedimientos de control bajo diferentes sistemas de cría*. Universidad de Córdoba.
http://www.uco.es/organiza/departamentos/prodanimal/economia/aula/img/pictorex/06_07_04_TEMA_15.pdf
- Vavasseur, L., Berlande, L., Gourtay, C., Briot, L., Derisoud, E., Chavatte-Palmer, P., & Bruyas, J.-F. (2023). Comparison of the efficacy of Lecirelin and hCG for ovulation induction in mares. *Journal of Equine Veterinary Science* (125), 104753.
<https://doi.org/10.1016/j.jevs.2023.104753>
- Vogelsang, M., Vogelsang, S., Lindsey, B., & Massey, J. (1989). Reproductive performance in mares subjected to examination by diagnostic ultrasound. *Theriogenology*, 32(1), 95– 103. [https://doi.org/10.1016/0093-691x\(89\)90525-6](https://doi.org/10.1016/0093-691x(89)90525-6)
- Weber, J., Causey, R., & Emmans, E. (2001). Induction of luteolysis in mares by ultrasound guided intraluteal treatment with PGF2alpha. *Theriogenology*, 55(9), 1769–1776.
[https://doi.org/10.1016/s0093-691x\(01\)00519-2](https://doi.org/10.1016/s0093-691x(01)00519-2)
- Yoon, M. (2012). The Estrous Cycle and Induction of Ovulation in Mares. *Journal of Animal Science and Technology*, 54. <https://doi.org/10.5187/JAST.2012.54.3.165>

11. Anexos

Anexo 1. Operacionalización de las variables

Variable	Tipos de Variables	Definición operacional	Indicadores o medidas
Aplicación de un inductor de la ovulación	Variable independiente	Dosis de 100µg de acetato de lecorelina Dosis de 150µg de acetato de lecorelina Dosis de 2,5 mg de acetato de deslorelina	LECIRE_100, LECIRE_150, DESLO
Tasa de ovulación	Variable dependiente	Porcentaje de yeguas que ovulan con las dosis establecidas	Si/No
Ovulación doble	Variable dependiente	Porcentaje de yeguas que presentaron ovulación doble	Si/No
Tiempo de ovulación	Variable dependiente	Tiempo en horas después de la inducción	Horas
Crecimiento folicular total	Variable dependiente	Tamaño final del folículo posterior a la aplicación del tratamiento	Milímetros
Tasa de crecimiento del folículo después de la inducción/hora	Variable dependiente	Tamaño del folículo mm/horas	Milímetros sobre horas
Tasa de crecimiento del folículo después de la inducción/día	Variable dependiente	Tamaño del folículo mm/día	Milímetros sobre día
Tamaño del folículo preovulatorio al momento de la inducción	Variable dependiente	Tamaño del folículo preovulatorio en mm	Milímetros

Anexo 4. Examen ginecológico realizado a las yeguas.



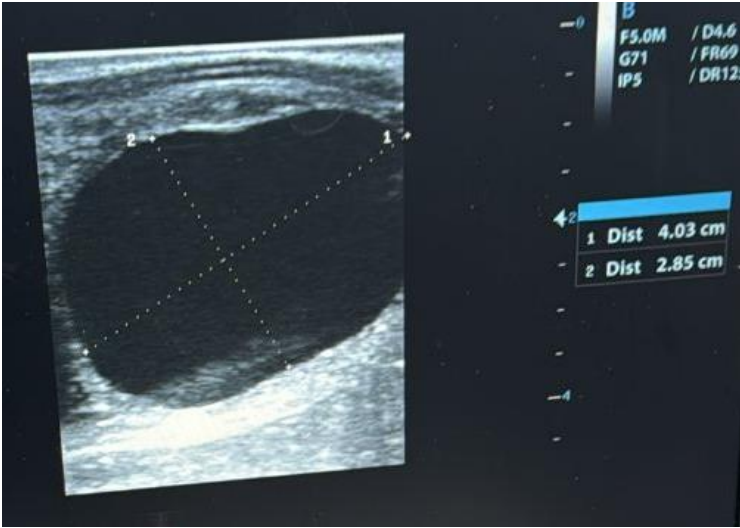
Anexo 5. Seguimiento ecográfico de los ciclos estrales.



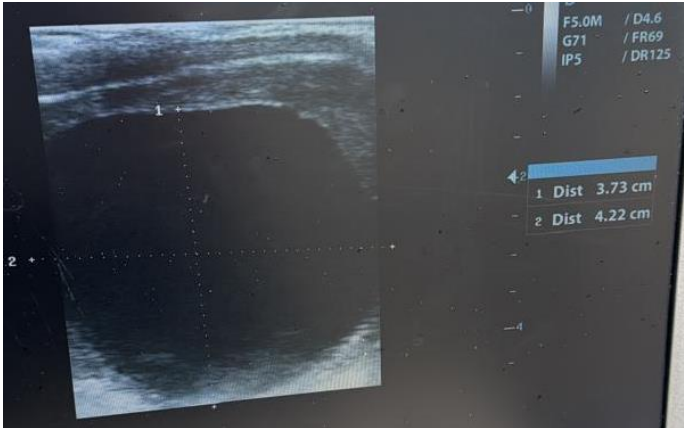
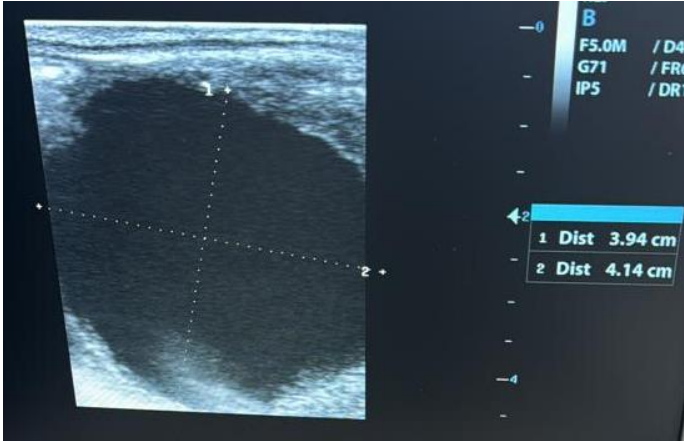
Anexo 6. Folículo >35 mm y edema uterino 2-3.



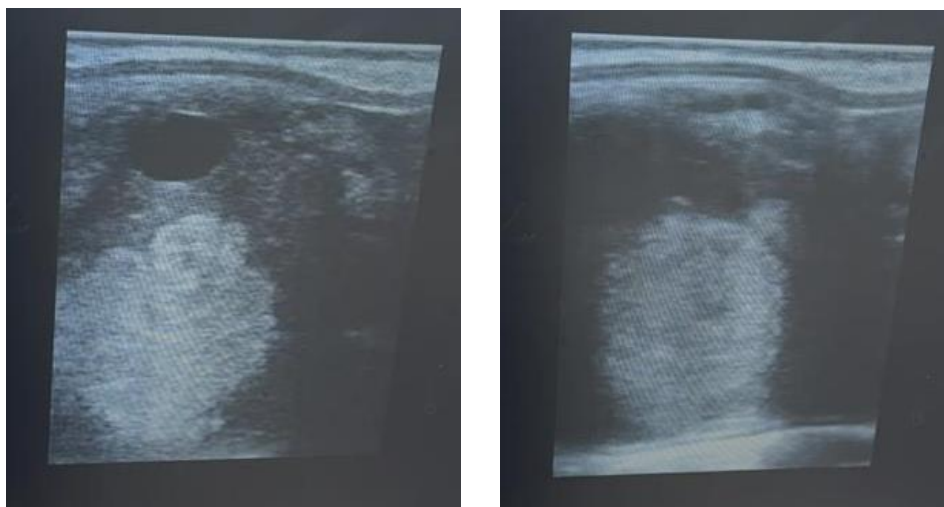
Anexo 7. Seguimiento ecográfico del tamaño del folículo preinducción.



Anexo 8. Seguimiento ecográfico del crecimiento folicular.



Anexo 9. Seguimiento ecográfico de la ovulación.



Anexo 10. Certificado de traducción de resumen del Trabajo de Integración Curricular

CERTIFICACIÓN DE TRADUCCIÓN

Loja, 05 de marzo de 2025

Lic. Viviana Valdivieso Loyola Mg. Sc.

DOCENTE DE INGLÉS

A petición verbal de la parte interesada:

CERTIFICA:

Que, desde mi legal saber y entender, como profesional en el área del idioma inglés, he procedido a realizar la traducción del resumen, correspondiente al Trabajo de Integración Curricular titulado **Eficiencia del acetato de lecirelina para inducir la ovulación en yeguas**, de la autoría de: **Wendy Alejandra Merizalde Jiménez**, portadora de la cédula de identidad número **1104701154**

Para efectos de traducción se han considerado los lineamientos que corresponden a un nivel de inglés técnico, como amerita el caso.

Es todo cuanto puedo certificar en honor a la verdad, facultando a la portadora del presente documento, hacer uso del mismo, en lo que a bien tenga.

Atentamente. -



VIVIANA DEL CISNE
VALDIVIESO LOYOLA

Lic. Viviana Valdivieso Loyola Mg. Sc.

1103682991

N° Registro Senescyt 4to nivel **1031-2021-2296049**

N° Registro Senescyt 3er nivel **1008-16-1454771**