



Universidad
Nacional
de Loja

Facultad
**Agropecuaria y de Recursos
Naturales Renovables**

Carrera de
**Medicina
Veterinaria y
Zootecnia**

**“DINÁMICA Y TAMAÑO FOLICULAR PRE-OVULATORIO DE
YEGUAS EN LA ZONA ECUATORIAL CON Y SIN INDUCCIÓN DE
LA OVULACIÓN”**

Trabajo de tesis previo a la obtención del título de
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

AUTORA

TAMARA ANABEL ROSALES CORREA

DIRECTORA

DRA. ELENA CAROLINA SERRANO RECALDE, Ph.D.

LOJA-ECUADOR

2021

CERTIFICACIÓN DE TESIS

Dra. Elena Carolina Serrano Recalde, Ph.D

DIRECTORA DE TESIS

CERTIFICO:

Que he revisado la presente tesis titulada **“DINÁMICA Y TAMAÑO FOLICULAR PRE-OVULATORIO DE YEGUAS EN LA ZONA ECUATORIAL CON Y SIN INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN”** realizada por el Srta. Egresada **Tamara Anabel Rosales Correa**, la misma que **CULMINO DENTRO DEL CRONOGRAMA APROBADO DE LA SEGUNDA PRORROGA**, cumpliendo con todos los lineamientos impuestos por la Universidad Nacional de Loja, por lo cual, **autorizo que se continúe con el trámite de graduación.**

Loja, 17 de septiembre del 2021

Atentamente



Firmado electrónicamente por:
**ELENA CAROLINA
SERRANO RECALDE**

Dra. Elena Carolina Serrano Recalde, Ph.D.
Directora de Tesis

CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Que el trabajo de tesis titulado: “**DINÁMICA Y TAMAÑO FOLICULAR PRE-OVULATORIO DE YEGUAS EN LA ZONA ECUATORIAL CON Y SIN INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN**”, de la autoría de la Srta. Egresada TAMARA ANABEL ROSALES CORREA, previo a la obtención del título de Médica Veterinaria Zootecnista, ha incorporado las observaciones realizadas por el tribunal en el momento de la calificación.

Por lo que se autoriza la impresión del trabajo y la continuación de los trámites de graduación.

Loja, 12 de Noviembre de 2021.



Firmado electrónicamente por:
**WILMER AUGUSTO
VACACELA AJILA**

Dr. Wilmer Augusto Vacacela Ajila, Mg.Sc.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL



Firmado por
**HERMOGENES
RENECHAMBA
OCHOA
1102116678
EC**

Dr. Hermógenes René Chamba Ochoa, Mg.Sc.

VOCAL



Firmado electrónicamente por:
**MAURO IVAN
GUEVARA
PALACIOS**

Dr. Mauro Iván Guevara Palacios, Ph.D.

VOCAL

AUTORÍA

Yo, **Tamara Anabel Rosales Correa**, declaro ser autora del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma por: los conceptos, ideas, resultados, conclusiones, y recomendaciones vertidas en el desarrollo del presente trabajo de investigación, son de absoluta responsabilidad de su autor.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional- Biblioteca Virtual.

AUTORA: Tamara Anabel Rosales Correa

FIRMA:



Firmado electrónicamente por:
**TAMARA ANABEL
ROSALES CORREA**

CÉDULA: 1105078560

FECHA: Loja, 15 de Noviembre de 2021

CARTA DE AUTORIZACIÓN

Yo **Tamara Anabel Rosales Correa**, declaro ser la autora de la tesis titulada “**DINÁMICA Y TAMAÑO FOLICULAR PRE-OVULATORIO DE YEGUAS EN LA ZONA ECUATORIAL CON Y SIN INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN**” como requisito para optar al grado de Médica Veterinaria Zootecnista, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la reproducción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera, en el Repositorio Digital Institucional (RDI):

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, 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 de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, firmo en la ciudad de Loja a los quince días del mes noviembre del año dos mil veintiuno.

FIRMA:



Firmado electrónicamente por:
**TAMARA ANABEL
ROSALES CORREA**

Autora: Tamara Anabel Rosales Correa
Cédula de identidad: 1105078560
Dirección: Loja, Av. Zoilo Rodríguez y Atenas.
Correo electrónico: tamara.rosales@unl.edu.ec
Celular: 0986179922

DATOS COMPLEMENTARIOS

Directora de Tesis

Dra. Elena Carolina Serrano Recalde, Ph.D.

Tribunal de Grado:

Dr. Wilmer Augusto Vacacela Ajila, Mg. Sc. (presidente)
Dr. Hermógenes René Chamba Ochoa, Mg. Sc. (Vocal)
Dr. Mauro Iván Guevara Palacios, Ph.D. (Vocal)

AGRADECIMIENTO

Primeramente, a **Dios y a la Santísima Virgen del Cisne**, por estar siempre conmigo dándome la fuerza necesaria para enfrentar cada adversidad presentada durante mi vida, por darme su bendición, haberme iluminado y llenado de fortaleza para siempre seguir adelante junto a los seres que más amo, mi **FAMILIA**.

A mi madre, **Mónica Correa Jaramillo**, por el inmenso amor y cariño que me ha brindado siempre. Por las enseñanzas y ejemplos de vida, por aquellos consejos, por su fuerza de voluntad y fortaleza en los duros momentos que hemos pasado juntas. **Gracias Mamá te amo.**

A mis hermanas **Michelle y Noelia**, gracias por el aliento y el apoyo brindado durante mi carrera y en el curso de la conquista de un sueño. **Mi mayor fortaleza ustedes.**

A mi esposo, **Favian Soto**, gracias por tu paciencia y tu apoyo incondicional, por escucharme y calmarme cada vez que lo necesitaba cuando sentía que ya no podía, por estar siempre a mi lado brindándome tu amistad incondicional y por estar siempre dispuesto a ayudarme siempre que lo necesite. **Te Amo.**

A mi pequeña hija **Yarely Soto** y a mi pequeño sobrino **Jack Vargas**, quienes a su pequeña edad me han motivado a continuar superándome cada día y me han dado la fuerza necesaria para continuar y cumplir mi meta propuesta. **Los amo son mi vida.**

Mi directora de tesis, **Dra. Carolina Serrano Recalde**, ¡gracias por todo! Por la confianza, cariño, amistad y sobretodo paciencia y ánimo. Por las enseñanzas académicas brindadas, las cuales me permitieron crecer como persona. **Fue un placer trabajar a su lado.**

Al **Dr. Roberto Bustillos Huilca** por su contribución en el desarrollo de este proyecto quien me impartió sus conocimientos y fue parte esencial en del mismo.

Mis más sincero agradecimiento y afecto a todos los que conforman la prestigiosa U.N.L, especialmente a los **Directivos, Docentes y Administrativos** de la carrera de **Medicina Veterinaria y Zootecnia** que me han llenado de nuevos conocimientos en mi trayecto universitario para que pueda crecer día a día profesionalmente y formarme como **Médica Veterinaria Zootecnista.**

De igual manera quiero expresar mi más profundo agradecimiento al **Grupo de Caballería Mecanizada N°18 “Cazadores de los Ríos”**, por permitirme desarrollar mi trabajo investigativo en sus instalaciones donde he culminado la parte más importante de mi carrera y a todas aquellas personas que conforman dicho establecimiento donde construir amistades duraderas y que de una u otra manera me apoyaron incondicionalmente.

Finalmente, y no menos importantes les quiero agradecer su apoyo incondicional a mis **amigas y amigos**, quienes me extendieron la mano en días más difíciles alentándome a seguir adelante, sin desfallecer. **Gracias por su apoyo.**

Tamara Anabel Rosales Correa

DEDICATORIA

La presente tesis investigativa va dedica con amor y orgullo a mis amados padres, **Nelson Rosales**, un hombre ejemplar que me enseñó seguir adelante y nunca rendirme, quien a pesar de ya no estar conmigo me dejó los mejores recuerdos de mi vida y quien desde cielo me otorga su bendición y me cuida siempre, a mi hermosa madre **Mónica Correa**, quien me ha inculcado los valores que me caracterizan, la perseverancia, la honradez, la dedicación, la sencillez y la humildad, para crecer como buen profesional, para ser fuerte y siempre dar la cara frente a cada adversidad que se presente.
LO LOGRAMOS MAMÁ.

No puedo olvidarme de las personas más importantes de mi vida mis hermanos **Ronald, Michelle, y Noelia** quienes que con su apoyo incondicional me han enseñado que la vida tiene mil sentidos, quienes que con sus locuras y risas formaron la parte más bonita de mi vida y marcaron mi niñez para siempre. **Los amo.**

A mi compañero de vida **Favian Soto**, por ser aquella persona incondicional, que a pesar de mis tropiezos siempre ha estado ahí para brindarme su mano y sobre todo por su sacrificio y esfuerzo para verme convertida en una profesional. **Te amo con todo mi corazón.**

A mi preciosa hija **Yarely Valerie** por ser mi fuente de motivación e inspiración para poder superarme cada día y así poder luchar para que la vida nos depare un futuro mejor. A mi amado sobrino **Jack Alfredo** por ser aquella personita que con sus risas y travesuras me motivan a superarme cada día y decir que esta vida es perfecta por que los tengo a mi lado.

A mis ángeles de la guarda, **Alfredo Correa** mi segundo padre, gracias por inculcarme principios que me han formado como una persona de bien, a **Jack Guevara** mi pequeño ángel quien me enseñó a amar la cosa más preciada del mundo la Vida. **Los Extraño cada Día**

A mi directora de Tesis **Dra. Carolina Serrano** por la paciencia brindada, y enseñanzas impartidas.

Además, quiero dedicarles con mucho entusiasmo el esfuerzo de esta investigación a **Ricardina y Ursulina**, mis abuelitas que han estado apoyándome día a día, alentándome y dándome fuerzas para cumplir mis metas.

A **Gabriela, Deicy, Yuliana, Andrés, Jonathan**, mis grandes amigos, quienes me apoyaron siempre, me brindaron animamos y me alentaron a seguir adelante y culminar mi meta. **Gracias por todo**

Al personal que conforma las **Caballerizas del GCM. 18 “Cazadores de los Ríos”**, mis nuevos amigos, por impartirme conocimientos, brindarme tranquilidad y armonía durante el tiempo de realización de mi trabajo de campo, por la ayuda brindada y por siempre estar dispuestos a colaborarme. **Muchas Gracias**

Finalmente les dedico mi tesis a todos los miembros de mi familia quienes han dejado en mí una huella imborrable y han marcado mi vida, especialmente a mis tías y tíos, primos y primas porque son los mejores consejeros de vida y han ido motivándome durante el transcurso de mi carrera.

Con amor

Tamara Anabel Rosales Correa

ÍNDICE GENERAL

PORTADA.....	I
CERTIFICACIÓN DE TESIS	II
CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO.....	III
AUTORÍA.....	IV
CARTA DE AUTORIZACIÓN	V
AGRADECIMIENTO	VI
DEDICATORIA	VII
ÍNDICE DE TABLAS	XI
ÍNDICE DE FIGURAS.....	XII
TÍTULO	XIV
RESUMEN	XV
ABSTRACT.....	XVI
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA YEGUA	4
2.1.1. Vulva.....	4
2.1.2. Vagina	5
2.1.3. Cérvix.....	5
2.1.4. Cuerpo del Útero	6
2.1.5. Cuernos Uterinos.....	6
2.1.6. Oviductos	7
2.1.7. Ovarios	8
2.2. FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA.....	8
2.3. CICLO ESTRAL.....	10
2.4. EJE HIPOTALAMO- HIPOFISIS-GÓNADA DE LA YEGUA.....	11
2.4.1. El Hipotálamo y la Hormona Liberadora de Gonadotropinas (GnRH)	11
2.5. ENDOCRINOLOGÍA.....	13
□ <i>Melatonina</i>	14
□ <i>Estrógenos (E2)</i>	15
□ <i>Progesterona (P4)</i>	16
□ <i>Prostaglandina (PGF2α)</i>	16

2.6.	DINAMICA FOLICULAR.....	17
2.7.	FOTOPERÍODO.....	20
□	<i>Acción del fotoperiodo en la reproducción equina.....</i>	21
2.8.	FISIOLOGÍA DEL EDEMA UTERINO.....	23
2.9.	OVULACIÓN.....	25
□	<i>Formación del Cuerpo Lúteo.....</i>	27
2.10.	FALLA OVULATORIA.....	28
2.11.	ALIMENTACIÓN Y NUTRICIÓN.....	29
2.12.	EXAMEN REPRODUCTIVO DE YEGUAS.....	30
2.12.1.	Palpación Rectal.....	31
2.12.2.	Técnica de Palpación Rectal.....	32
2.13.	ULTRASONOGRAFÍA.....	33
2.13.1.	Preparación Técnica del Paciente y la Proyección de Imagen.....	35
2.14.	TERAPIA HORMONAL PARA LA INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN.....	38
2.14.1.	Gonadotropina Coriónica Humana (hCG).....	39
2.14.2.	Hormona Liberadora de Gonadotropina (GnRH).....	40
2.14.3.	Prostaglandinas (PGF ₂ α).....	43
2.15.	SITUACIÓN CLIMATICA DE LA CIUDAD DE LOJA.....	43
2.15.1.	Clima.....	43
3.	METODOLOGÍA.....	46
3.1.	MATERIALES.....	46
3.1.1.	Materiales de Campo.....	46
3.1.2.	Materiales de Oficina.....	46
3.2.	MÉTODOS.....	47
3.2.1.	Ubicación.....	47
3.2.2.	Descripción de la Investigación.....	47
3.2.3.	Descripción e Identificación de los Grupos.....	48
3.2.4.	Técnica.....	49
3.2.5.	Variables de Estudio.....	51
3.2.6.	Análisis de la Información.....	51
4.	RESULTADOS.....	53
4.1.	EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA/ AUSENCIA DE LA OVULACIÓN EN YEGUAS.....	53
4.2.	TIEMPO MEDIO DE OVULACIÓN EN YEGUAS.....	53

4.3.	MOMENTO DE LA OVULACIÓN DESPUES DE LA INDUCCIÓN HORMONAL.....	55
4.4.	TEMPERATURA AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN.....	56
4.5.	HUMEDAD AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN.....	57
4.6.	PRECIPITACIÓN AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN.....	59
4.7.	NUBOSIDAD AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN.....	60
4.8.	TAMAÑO DEL FOLICULO AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN	61
4.9.	TAMAÑO DEL FOLÍCULO PRE-OVULATORIO HASTA LAS 48 HORAS POS INDUCCIÓN	63
4.10.	TAMAÑO DE FOLÍCULO PRE OVULATORIO HASTA LA OVULACIÓN	64
4.11.	CRECIMIENTO FOLICULAR INDUCCIÓN-OVULACIÓN	65
4.12.	CRECIMIENTO FOLICULAR EN DÍAS	66
4.13.	CRECIMIENTO FOLICULAR EN HORAS	66
5.	DISCUSIÓN	67
6.	CONCLUSIONES	77
7.	RECOMENDACIONES	78
8.	REFERENCIAS.....	79
	ANEXOS	97

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Efecto de uso de acetato de buserelina como inductor de la ovulación en yeguas ...	42
Tabla 2. Orden de aplicación de los tratamientos distribuidos aleatoriamente.....	49
Tabla 3. Caracterización de las variables.....	51
Tabla 4. Distribución de las ovulaciones después de la inducción con los tratamientos	55

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de presencia de ovulación de yeguas	53
Figura 2. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tiempo de ovulación (horas) de yeguas	54
Figura 3. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la temperatura ambiental (°C)	57
Figura 4. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la humedad ambiental (%).	58
Figura 5. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la precipitación ambiental (mm)	60
Figura 6. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la nubosidad ambiental (%).	61
Figura 7. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tamaño del folículo pre-ovulatorio (mm) .	62
Figura 8. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tamaño del folículo pre ovulatorio (mm) hasta las 48h	63
Figura 9. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tamaño del folículo pre-ovulatorio (mm) hasta la ovulación.	64
Figura 10. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo del crecimiento del folículo pre-ovulatorio (mm) hasta la ovulación.	65
Figura 11. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo del crecimiento folicular diario pre-ovulatorio (mm) de yeguas.	66
Figura 12. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo del crecimiento folicular pre-ovulatorio (mm) hora de yeguas.	67
Figura 13. Reconocimiento de las instalaciones e identificación de los animales.	97
Figura 14. Reconocimientos de la características fanerópticas de cada una de las yeguas.	97
Figura 15. Ecógrafo utilizado	98
Figura 16. Fichas de examen ginecológico y de seguimiento de desarrollo folicular.	98
Figura 17. Examen Ginecológico Completo.	98
Figura 18. Distribución aleatoria de las yeguas en los diferentes tratamientos	99
Figura 19. Folículo ≥ 35 mm y edema uterino 2-3°	99
Figura 20. Administración hormonal de cada uno de los tratamientos por vía IV y IM.	99
Figura 21. Control diario de las yeguas	100

Figura 22. Control de la aplicación de los tratamientos.....	100
Figura 23. Verificación de la presencia o no de ovulación y la hora en la que esta se produjo.....	101
Figura 24. Toma de constantes ambientales durante la inducción de los tratamientos y evaluación de la ovulación.....	101

**“DINÁMICA Y TAMAÑO FOLICULAR PRE-OVULATORIO DE
YEGUAS EN LA ZONA ECUATORIAL CON Y SIN INDUCCIÓN DE
LA OVULACIÓN”**

RESUMEN

La presente investigación se realizó con el propósito de demostrar que la terapia hormonal a base de hCG o GnRH como inductores de la ovulación, sirven para solucionar la condición clima que afecta la ovulación. Existe controversia del uso de Acetato de Buserelina (análogo de GnRH), en dosis única como inductor de la ovulación en equinos. Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue evaluar el efecto del acetato de buserelina sobre la ovulación y el tiempo en el que ocurre este proceso en yeguas de regiones de clima mayormente nublado. El trabajo fue realizado en Loja, Ecuador, entre agosto 2020 y abril 2021. La temperatura promedio local fue 16,1°C, la humedad relativa 76,7%, precipitación 0,07 mm y nubosidad de 70%. Se utilizaron 8 yeguas sin raza definida, de 4 -15 años de edad, con condición corporal entre 3 – 3,5. Todos los animales pasaron por los 4 tratamientos aleatoriamente. Se utilizó ultrasonografía para monitorear el desarrollo folicular, en la presencia de un folículo ≥ 35 mm y edema endometrial de 2 a 3 mm, fue aplicado uno de los siguientes tratamientos: Control (sin aplicación hormonal); hCG (2,500UI de hCG por vía intravenosa (IV)); AB (42 μ g de Acetato de Buserelina por vía intramuscular (IM)) o la Combinación de hCG + AB. Posteriormente se verificó la ovulación a las 36, 42, 48 y 60 horas de la inducción. Cinco días después de la ovulación o en la confirmación de la presencia de un cuerpo lúteo, se administró 0,263 mg de Cloprostenol sódico, con el objetivo de acortar el ciclo estral para una siguiente evaluación folicular. Los tratamientos hCG y Combinación hCG+AB presentaron el 100% de ovulaciones en un tiempo promedio de 39h desde la inducción, diferente ($p < 0,05$) de los tratamientos Control y AB que obtuvieron 37,5% (99,43h) y 25% (115,71h) respectivamente. Ambos tratamientos, Control y AB, tuvieron una yegua que presentó folículo hemorrágico anovulatorio (HAF). No se observó efecto de la temperatura ambiental, humedad relativa, precipitación y nubosidad sobre la ovulación ($p > 0,05$). El tamaño del folículo pre-ovulatorio hasta las 48 horas posteriores a la inducción del tratamiento Control (44,31 \pm 1,16) mm fue mayor ($p < 0,05$) que el tratamiento hCG (41,5 \pm 3,52) mm y Combinación hCG+AB (39,56 \pm 2,01) pero fue similar al tratamiento AB (43,75 \pm 3,79). El tamaño del folículo pre-ovulatorio desde la inducción hasta la ovulación, del tratamiento Control (45,19 \pm 1,41) y el tratamiento AB (45,12 \pm 4,53) mm fue mayor ($p < 0,05$) que la Combinación hCG+AB (39,56 \pm 2,01) mm y el crecimiento total del folículo pre-ovulatorio (mm) desde la inducción hasta la ovulación, del tratamiento Control (7,21 \pm 2,97) y el tratamiento AB (6,07 \pm 3,62) mm tuvo una tendencia a ser mayor ($p < 0,1$) al tratamiento hCG (2,25 \pm 0,29) mm y hCG+AB (2,5 \pm 1,08) mm. El crecimiento del folículo pre-ovulatorio (mm) por día y hora, desde la inducción hasta la ovulación fue similar ($p > 0,05$), entre los tratamientos variando entre 1,19 a 1,43mm /día. El crecimiento folicular por hora varía entre 0,05 a 0,06 mm /hora. Se puede concluir que la utilización de acetato de buserelina en dosis única de 42 μ g IM, no es eficiente en la inducción de la ovulación en yeguas de regiones de clima mayormente nublado.

Palabras clave: folículo, hCG, GnRH, HAF, nubes.

ABSTRACT

The present research was carried out with the purpose of demonstrating that hormonal therapy based on hCG or GnRH as ovulation inducers, serve to solve the climatic condition that affects ovulation. There are controversial findings about the use of buserelin acetate, a GnRH analogue, in hastening ovulation in estrus mares. Hence, the aim of this study was to evaluate the effectiveness of buserelin acetate on ovulation and the time when it occurs in mares of regions where the weather is mostly cloudy. The investigation was performed in Loja-Ecuador, from August 2020 to April 2021. The mean local temperature was 16.1°C, relative humidity 76.7%, precipitation 0.07 mm and cloud cover 70%. Eight mixed race mares of 4 – 15 years old, with body condition between 3 – 3,5 were used. All the animals went through the 4 treatments randomly. Ultrasonography was used to monitor follicular development, in the presence of a follicle ≥ 35 mm and endometrial edema of 2 to 3, one of the following treatments was applied: Control (without hormonal application); hCG (2,500IU of hCG intravenously (IV)); AB (42 μ g of Buserelin Acetate intramuscularly (IM)), or a Combination of hCG + AB. Subsequently, ovulation was verified at 36, 42, 48 and 60 hours after induction or later every 12 hours until ovulation. Five days after ovulation or upon confirmation of the presence of a corpus luteum, 0.263 mg of cloprostenol sodium was administered, with the aim of shortening the estrous cycle for a subsequent follicular evaluation. The hCG and hCG+AB combination g treatments presented 100% ovulation in an average time of 39h from induction, different ($p < 0.05$) from the Control and AB treatments that obtained 37.5% (99.43h) and 25% (115.71h) respectively. Both treatments, Control and AB, had a mare that presented hemorrhagic anovulatory follicle (HAF). There was no effect of environmental temperature, relative humidity, precipitation and cloudiness on ovulation ($p > 0.05$). The pre-ovulatory follicle size up to 48 hours post induction of the Control treatment (44.31 \pm 1.16) mm was larger ($p < 0.05$) than the hCG treatment (41.5 \pm 3.52) mm and hCG+AB Combination treatment (39.56 \pm 2.01), but was similar to the AB treatments (43.75 \pm 3.79). The pre-ovulatory follicle size from induction to ovulation of Control treatment (45.19 \pm 1.41) and AB treatment (45.12 \pm 4.53) mm was larger ($p < 0.05$) than hCG+AB Combination treatment (39.56 \pm 2.01) mm, and the total pre-ovulatory follicle growth (mm) from induction to ovulation of the Control treatment (7.21 \pm 2.97) and AB treatment (6.07 \pm 3.62) mm had a tendency to be larger ($p < 0.1$) than the hCG (2.25 \pm 0.29) mm and hCG+AB (2.5 \pm 1.08) mm treatment. The pre-ovulatory follicle growth (mm) per day and hour, from induction to ovulation was similar ($p > 0.05$), among the treatments varying between 1.19 to 1.43 mm /day and the follicular growth per hour varied between 0.05 to 0.06 mm /hour. We can conclude that buserelin acetate in a single dose of 42 μ g IM is not efficient to induce ovulation in mares of regions with mostly cloudy weather.

Keywords: follicle, hCG, GnRH, HAF, cloudy.

1. INTRODUCCIÓN

La yegua es considerada como poliéstrica estacional necesita de mayor cantidad de horas luz/día para entrar en actividad reproductiva (Samper, 2000), la cual generalmente empieza entre los 12 a 24 meses, donde el tracto reproductor comienza a interactuar con otras zonas del cuerpo y provoca la primera ovulación (Cíntora, 2007), la actividad ovárica equina va aumentando conforme las horas luz van en incremento en el hemisferio Sur el patrón cíclico regular corresponde a los meses de octubre a marzo (temporada reproductiva o ovulatoria). Inmediatamente la actividad ovárica va reduciendo conforme va disminuyendo la duración de luz diaria, hasta llegar a cesar durante la época de los meses de mayo a julio (temporada anovulatoria) (Ginther 1992 & Nagy et al., 2000). Estas dos épocas están separadas entre sí por períodos de transición (Sharp, 1986).

La estacionalidad reproductiva de la hembra equina está regulada por los cambios en la duración del fotoperiodo (periodo de la luz/día), aunque está influenciada por la temperatura ambiente, la disponibilidad de alimento durante estas épocas (Guerin y Wang, 1994; Fitzgerald y McManus, 2000 & Nagy et al., 2000). Dichos factores convierten a la yegua en uno de los animales domésticos de más dificultoso manejo reproductivo (Davies, 2005; Galina y Valencia, 2008).

El efecto del fotoperiodo en la dinámica folicular ovárica, es visible cuando más lejos de la línea ecuatorial se encuentre la yegua, sin embargo, aún en latitudes relativamente cercanas al Ecuador (Boeta et al., 2006), se presentan épocas anovulatorias en las zonas de clima tropical (Ramírez et al., 2010; Rodríguez G. et al., 2013). Por esta circunstancia, una de

las situaciones que preocupa a los propietarios de equinos es poder obtener un máximo rendimiento reproductivo de las yeguas (Rodríguez, 2008).

La inducción de la ovulación en yeguas se ha vuelto un método de rutina en reproducción, ya que la inseminación artificial y transferencia de embriones requieren una precisa exactitud del tiempo de ovulación, lo cual garantiza el uso de hormonas (Cortés-Vidauri et al., 2018). La gonadotropina coriónica humana (hCG), ha sido la primera hormona utilizada para inducir la ovulación en yeguas y su uso es todavía aplicado (Figuereido et al., 2011), a diferencia del acetato de Buserelina (AB), que es un fármaco agonista de la hormona liberadora de las gonadotropinas (GnRH) (Barrier-Battut et al., 2001) y es eficiente para causar un aumento en las concentraciones de LH e inducir la ovulación en yeguas cíclicas (McKinnon et al., 1993; Mumford et al., 1995) y en período de transición (Fanelli, D et al., (2021).

Esta investigación estuvo enmarcada en demostrar que mediante la utilización de una terapia hormonal a base de la administración de hCG, y un análogo de GnRH (Acetato de Buserelina) individualmente y simultáneamente se puede llegar a la ovulación, en condiciones de clima mayormente nublado. Como dato general cabe recalcar que nuestro país se encuentra ubicado sobre la línea ecuatorial lo que produce poca estacionalidad a lo largo del año, siendo solo dos estaciones definidas: húmeda o invierno y seca o verano; en la ciudad de Loja estas dos estaciones no están bien definidas debido a que en los meses más secos donde se espera mayor luminosidad hay lluvias constantes y falta de luz solar, lo cual interfiere en la reproducción de hembras equinas de esta ciudad, provocando falla ovulatoria.

Por lo tanto, objetivos planteados en este estudio fueron: Estudiar la dinámica y tamaño folicular pre ovulatorio de yeguas cíclicas en la zona ecuatorial con y sin inducción de la ovulación, Observar el comportamiento reproductivo de yeguas cíclicas bajo las condiciones climáticas en latitud 3°59'35.3" S y altura de 2,150msnm. Comprobar si la combinación de dos

hormonas hCG y Acetato de Buserelina es más efectiva para la inducción de la ovulación de yeguas cíclicas que la utilización de esas hormonas de forma individual en regiones de la zona ecuatorial de altura.

Como hipótesis del trabajo investigativo tenemos: La administración de hCG induce efectivamente la ovulación en yeguas cíclicas en regiones de la zona ecuatorial de altura con nubosidad >60%. La administración de Acetato de Buserelina induce efectivamente la ovulación en yeguas cíclicas en regiones de la zona ecuatorial de altura con nubosidad >60%. La administración combinada de dos hormonas hCG y Acetato de Buserelina induce efectivamente la ovulación en yeguas cíclicas en regiones de la zona ecuatorial de altura con nubosidad >60%.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA YEGUA

El aparato reproductor de la hembra equina se encuentra colgado sobre la doble lámina de peritoneo que sostiene a los ovarios, oviductos, útero, cervix y parte anterior de la vagina y vulva (Morel & Berasategui, 2006). Estos órganos, producen el ovocito o célula sexual de la hembra, facilitando la fertilización y otorgando el ambiente adecuado para el desarrollo embrionario y fetal, (Youngquist & Threlfall, 2007). Por otro lado, se encuentran las estructuras que interactúan con los órganos ya mencionados, y que desarrollan un rol fundamental en la regulación de los procesos endocrinológicos de la reproducción: glándula pineal, la retina, el hipotálamo y la glándula hipófisis (Brinsko et al., 2011).

2.1.1. Vulva

La vulva, se encuentra en la parte externa del aparato reproductor, está conformada por dos labios que se reúnen en las comisuras dorsal y ventral y que se unen en la porción media del tracto para formar las dos comisuras en el sitio de unión donde la abertura vulvar vertical normalmente inicia 5 a 7 cm directamente por debajo del ano, y tiene una longitud de entre 12 a 15 cm (Brinsko et al., 2011), en la comisura inferior se encuentra la fosa del clítoris (Morel & Berasategui, 2006).

2.1.2. Vagina

La vagina es el órgano copulatorio y el sitio de expulsión de orina durante la micción, y generalmente se encuentra entre el vestíbulo y la entrada al cérvix (Morel & Berasategui, 2006). Además es un órgano tubular que se extiende horizontalmente entre 15 y 20 cm dentro de la cavidad pélvica, desde el orificio externo del cérvix hasta el pliegue transversal que recubre el orificio externo de la uretra (Brinsko et al., 2011), cumple una actividad secretora de mucus que depende del estado endocrino de la hembra, siendo mayor frecuencia en el periodo de estro o celo durante la cual el epitelio escamoso estratificado que la conforma se engrosa notoriamente protegiendo el interior de la misma durante la cobertura y sirve de alojamiento para el órgano copulador masculino y previene la entrada de los microorganismos (Morel & Berasategui, 2006).

2.1.3. Cérvix

En la hembra equina el tamaño del cérvix mide de 6 a 8 cm de largo aproximadamente y tiene la forma de semicono plano y no presenta anillos cervicales como en el bovino. El cérvix posee varios pliegues longitudinales donde su pared relativamente delgada con muy poco tejido conectivo (Morel & Berasategui, 2006). El cérvix es flácido durante el celo diferente a otras especies lo que permite que el pene del padrillo haga presión sobre el mismo en la cópula y el semen sea depositado con fuerte presión dentro del útero al momento de la eyaculación (Morel & Berasategui, 2006) y durante la preñez y el diestro, donde predomina la progesterona el cérvix permanece cerrado y rígido (Youngquist & Threlfall, 2007). Además, es un órgano dinámico, cuyo epitelio refleja su función, presentando células ciliadas y células

productoras de mucus (Samper et al., 2007) el cual sirve como lubricante o sellante, dependiendo de la etapa del ciclo estral o preñez (Brinsko et al., 2011).

2.1.4. Cuerpo del Útero

El cuerpo del útero de la yegua mide en promedio de 15 a 20 cm de longitud y su grosor en el extremo anterior es de 4 a 6 cm, estrechándose a medida que se acerca al cérvix, el cuerpo del útero es más desarrollado que los cuernos uterinos (Morel & Berasategui, 2006). La pared uterina está conformada por tres capas perimetrio, miometrio y endometrio. El perimetrio es la capa externa, el miometrio es la capa media, compuesta por fibras musculares dispuestas longitudinalmente, y el endometrio o capa más interna (mucosa). El endometrio o capa interna uterina es importante en la regulación de la función lútea durante el ciclo estral y preñez de la hembra (Youngquist & Threlfall, 2007). El grosor de las capas de la pared uterina, y el tono del miometrio, varían considerablemente de acuerdo al estado reproductivo y la edad de la hembra (Allen, 1995).

2.1.5. Cuernos Uterinos

Los cuernos uterinos en la hembra equina son convexos, con la curvatura mayor dirigida hacia el frente, hacia abajo y lateralmente. Tienen forma ligeramente cónica, y miden 10 a 16 cm de largo y 2 a 3 cm de ancho en su extremo ovárico, siendo más anchos en su unión con el cuerpo del útero, su consistencia varía dependiendo de la etapa reproductora y de la etapa del ciclo estral en la que se encuentre en animal, durante el estro los cuernos uterinos son flácidos y durante el diestro están rígidos. (Morel & Berasategui, 2006).

2.1.6. Oviductos

Los oviductos son órganos tubulares que se originan de los conductos de Müller y se divide en tres partes: el infundíbulo (porción más cercana al ovario), la ampolla (porción media), y por último el istmo (segmento que conecta la ampolla con la unión útero tubárica) (Brinsko et al., 2011). Estas estructuras son el segmento inicial del tracto tubular reproductivo de la yegua (Youngquist & Threlfall, 2007). Como en todas las especies animales los oviductos se encuentran recubiertos por el mesosalpinx el cual sostiene los oviductos y sirve de bolsa y rodea al ovario. El infundíbulo tiene forma de embudo, su superficie está cubierta por un gran número de proyecciones aterciopeladas denominadas fimbrias (Morel & Berasategui, 2006). El ámpula se une con el istmo del oviducto tiene un diámetro relativamente grande, con su parte interna caracterizada por la presencia de pliegues de la mucosa con abundante epitelio ciliar y es el sitio de fertilización.

El istmo tiene un diámetro menor que el ámpula y su punto de unión con el útero se denomina unión útero-tubar (Morel & Berasategui, 2006). La porción proximal de las trompas de Falopio proporciona un conducto para el transporte del ovocito desde la fosa de ovulación, hacia el sitio de fecundación en la unión de la ampolla al istmo (Youngquist & Threlfall, 2007; Schnobrich, 2019). Una particularidad de la yegua, es que una vez que el ovocito fue fertilizado, y se convierte en un embrión, permanece en las trompas uterinas por aproximadamente 5 días y medio antes de entrar al lumen del útero (Weber et al., 1991; Schnobrich, 2019).

2.1.7. Ovarios

Los ovarios o gónadas, están contenidos en la parte anterior del ligamento ancho en la región sublumbar de 5 a 10 cm directamente anteriores al tercio superior de la espina ilíaca tienen una forma de riñón. Se reconocen como estructuras de forma ovalada irregular de consistencia firme. Sus dimensiones varían entre el derecho y el izquierdo y en cada animal, dependiendo del tamaño del cuerpo, edad, etapa del ciclo estral. En promedio su medida es de 5 a 8 cm de longitud por 2 a 4 cm de diámetro, la amplitud con que se movilizan los ovarios está limitada por el mesovario y la posición del útero (Morel & Berasategui, 2006).

El ovario de la especie equina, en comparación con el de otros animales domésticos, tiene la zona vascular en la superficie del órgano. Esa zona rodea como una campana el ovario en el margen mesovarial. En la parte opuesta del ovario hay una zona libre de vasos sanguíneos mayores, la fosa ovárica (fossa ovarii), que está cubierta por un epitelio germinativo (Liebich, 2010). En la fosa ovarii, el folículo maduro (folículo de Graaf) puede alcanzar la superficie del ovario. En este lugar se desarrolla el estigma, donde tiene lugar la ovulación y la formación del cuerpo lúteo (König et al. 2015).

2.2. FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA

La actividad reproductora de la hembra equina comienza a los 12 a 24 meses, en este momento el tracto reproductor interactúa con otras zonas del cuerpo y provoca la primera ovulación del ciclo reproductivo cuya finalidad es garantizar que la hembra sea cubierta por el macho o inseminada artificialmente en el momento preciso para asegurar la preñez (Cíntora, 2007).

La yegua es considerada como poliéstrica estacional, necesita de mayor cantidad de horas luz para entrar en actividad reproductiva (Samper, 2000), y en actividad ovárica en la época primavera y verano estas dos estaciones están separadas por los períodos de transición (Sharp, 1986). La estacionalidad reproductiva de la hembra equina, está regulada por los cambios en la duración del fotoperiodo (periodo de luz de cada día), además está influenciada por la temperatura, la disponibilidad del alimento en estas épocas según el estudio de (Guerin & Wang, 1994; Fitzgerald y McManus, 2000; Nagy et al., 2000) y la raza (Samper, 2000).

La luz ejerce su efecto mediante la producción de melatonina a través de la glándula pineal en los períodos de oscuridad, la cual bloquea la producción de hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) y por el hipotálamo (Ginther, 1992). Cuando se produce el incremento de horas de luz día se produce períodos cortos con altas concentraciones de melatonina, que permiten el incremento en la frecuencia y amplitud de la liberación de pulsos de gonadotropinas (Hughes et al., 1972; Palmer et al., 1982).

En general, existe un patrón de estacionalidad reproductiva marcada en la presencia o ausencia de la ovulación, en el cual la incidencia ovulatoria es mínima o ausente durante la época invernal presentando periodos anovulatorios y va en aumento durante la primavera, alcanzando el pico máximo durante el verano, y va disminuyendo en el otoño. También hay yeguas que presentan ciclos regulares durante todo el año sin excepciones (Ginther et al., 2004).

La actividad ovárica equina va aumentando conforme las horas luz van en incremento, en el hemisferio Sur, el patrón cíclico regular va desde octubre a marzo (temporada ovulatoria), y va en reducción, hasta llegar a finalizar durante la época mayo a julio (temporada anovulatoria) (Ginther 1992 & Nagy et al., 2000). Estas dos épocas están separadas entre sí por períodos de transición (Sharp, 1986). En el hemisferio norte la temporada ovulatoria y de

anestro cambian debido a que la longitud del día es diferente y sigue un patrón opuesto al presentado por hemisferio Sur (Ginther 1992; Nagy et al., 2000).

2.3. CICLO ESTRAL

El ciclo estral de la yegua, es el período en el cual se producen entre dos o más ovulaciones seguidas, acompañadas por la presencia de un estro, celo o calor y donde las concentraciones de progesterona (P4) están por debajo de 1 ng/ml, y este se suele dividir en dos fases: la fase folicular (proceso ovulatorio) y la fase lútea (diestro), la duración del ciclo estral normal de la yegua es de veintiún o veintidós días (22 ± 3 días) (Andrade Souza et al., 2011; Neely et al., 1989).

En el ciclo estral al hipotálamo se considera como el punto clave de control reproductivo ya que los gonadotropos secretan la hormona GnRH, y esta provoca la estimulación, la síntesis y la liberación de las gonadotropinas: hormona folículo-estimulante (FSH) y luteinizante (LH), las cuales son responsables de la dinámica folicular ovárica, la producción de estrógenos, la ovulación y la luteinización del cuerpo lúteo (Andrade Souza et al., 2011).

El estro o celo es el período en el cual la yegua exhibe signos de conducta receptiva sexual al padrillo, también conocida como fase folicular, varía de 4 a 7 días en la yegua (Neely et al., 1989). Está presidida por el crecimiento, selección, maduración del folículo dominante y posteriormente la ovulación, presentándose rápida disminución de las concentraciones plasmáticas de estrógenos (Andrade Souza et al., 2011). La ovulación se presenta generalmente entre las 24 a 48 horas antes de finalizar el estro, luego de la misma en la cavidad del folículo

colapsado se forma el cuerpo lúteo (Neely et al., 1989) y el incremento de las concentraciones de LH va de forma lenta, alcanzando el pico 24 horas pos ovulación (Andrade Souza et al., 2011).

La fase lútea se considera como el período restante del ciclo estral, esta fase dura alrededor de 14 a 15 días, variando de acuerdo a la duración del estro (Neely et al., 1989). Se inicia con la ovulación, la formación del cuerpo lúteo y posteriormente la secreción de progesterona (P4).

2.4. EJE HIPOTALAMO- HIPOFISIS-GÓNADA DE LA YEGUA

2.4.1. El Hipotálamo y la Hormona Liberadora de Gonadotropinas (GnRH)

El hipotálamo es el órgano que se encuentra en la base del cerebro, y sus neuronas producen GnRH. La GnRH, en la eminencia media, difunde a los capilares del sistema porta-hipofisiario y de aquí a las células de la adenohipófisis en donde su función es estimulación, la síntesis y la secreción de las hormonas hipofisarias FSH y LH (Morel & Berasategui, 2006).

La GnRH es activada debido a que la melatonina deja de ejercer su acción sobre el hipotálamo y al haber días de mayor horas luz, el eje hipotálamo-hipófisis se activa y esta hormona puede ser secretada de forma pulsátil, para así liberar FSH y LH (Morel & Berasategui, 2006). Una alta frecuencia pulsátil de GnRH causara liberación de LH, mientras que una baja frecuencia pulsátil de la primera causara liberación de FSH (Neely et al., 1989).

2.4.1.1. Hipófisis y su actividad hormonal.

La hipófisis está dividida en adenohipófisis y neurohipófisis, desde el punto de vista reproductivo, es el lóbulo anterior, el cual secreta seis tipos de hormonas diferentes entre las cuales están la LH y la FSH las cuales son gonadotrofinas hipofisarias (Neely et al., 1989; Morel & Berasategui, 2006).

El trabajo de (Evans & Irvine, 1975), indica que durante la estación reproductiva de la yegua existen en cada ciclo dos picos de FSH separados por 10 a 11 días de intervalo. Esta liberación fue confirmada posteriormente por otros investigadores (W. Allen, 1980; Turner et al., 1979). La adenohipófisis libera FSH y LH, la FSH es la responsable del proceso de crecimiento y maduración folicular, y la LH interviene en el proceso de ovulación, formación y mantenimiento del cuerpo lúteo (Morel & Berasategui, 2006 & Knobilo, 1980). La FSH es liberada por la hipófisis anterior o adenohipófisis, su órgano blanco son los ovarios donde tiene como función el desarrollo de los folículos que son reclutados; sus concentraciones basales surgen una liberación bifásica del final del celo, estas concentraciones se encuentran entre los días 9 al 12 del ciclo estral, que se asocia teóricamente con la maduración final y la ovulación del folículo (Neely et al., 1989; Morel & Berasategui, 2006). Su principal pico se presenta cerca a la ovulación e inicia el día 15 con el pico de 4 ng/ml, incrementándose hasta que alcanza los 9 ng/ml durante el estro (Morel & Berasategui, 2006).

La hormona LH es secretada por adenohipófisis, y se libera de forma pulsátil o tónica, la frecuencia de dichos pulsos incrementa de 0,38 a 4,74 pulsos/día a medida que la yegua inicia el ciclo estral. Las concentraciones de LH que se presentan en concentraciones bajas en los días 6 y 15 del ciclo, comienzan a aumentar cerca del inicio del estro (día 17),

haciendo su pico máximo dos días después de ocurrida la ovulación y luego declina lentamente debido a que tiene una vida media prolongada, alcanzado sus concentraciones basales aproximadamente el día 5 o 6 del ciclo (Miller et al., 1980; Noden et al., 1975; Stabenfeldt et al., 1975). Los estrógenos son los encargados de producir los signos característicos del estro en la hembra equina y su sincronía con la ovulación, los niveles estrogénicos van en aumento desde su nivel más bajo 1 ng/ml, con una frecuencia de 1,4 pulsos/ 24 horas por varios días antes del estro.

La gonadotropina FSH promueve el desarrollo y crecimiento folicular, la FSH (Bergfelt et al., 2001). Los folículos producen estradiol e inhibina. El estradiol ejerce la retroalimentación (+) sobre GnRH (Ginther et al., 2008) y la inhibina sobre FSH (Bergfelt & Ginther, 1985); además la LH ayuda a la ovulación (Ginther, 1992). En las yeguas cíclicas en la temporada reproductiva con presencia de mayor cantidad de horas luz, las ovulaciones se repiten cada 21 días en promedio para constituir el ciclo estral (Ginther & Pierson, 1989; Ginther, 1992; Ginther et al., 2008).

2.5. ENDOCRINOLOGÍA

La endocrinología del ciclo estral de la yegua, implica el equilibrio entre hormonas producidas por las glándulas: pineal, hipotalámica, pituitaria, los ovarios y el endometrio las cuales asociadas a su vez a cambios físicos y comportamentales, pero aun siendo más importante el fotoperiodo, el cual determina la presencia de estacionalidad y el ciclo estral equino (Ramírez et al., 2010); sin embargo el efecto del fotoperiodo sobre la dinámica folicular de la yegua , es más contundente cuando más lejos se encuentre el animal de la línea

ecuatorial en latitudes relativamente cercanas al Ecuador hay una estacionalidad anovulatoria, la más común para zonas de clima tropical (Ramírez et al., 2010 ; Rodríguez G. et al., 2013).

Las funciones del organismo en particular se están sometidas al control hormonal y nervioso por ello la reproducción equina no es la excepción, ya que generalmente está regida principalmente por hormonas, las cuales se incorporan a la sangre o a la linfa para ser transportadas a distintos órganos , en donde ejercen su función sobre el llamado órgano blanco (Morel & Berasategui, 2006), dentro de la reproducción existen hormonas que interactúan entre ellas para lograr controlar el ciclo estral propio de cada especie.

A continuación, se indicará cuáles son las hormonas involucradas en la reproducción equina y cuál es su función.

- *Melatonina*

Es la hormona que mayor importancia juega en el control endocrino del ciclo estral de la yegua, la cual es producida generalmente en las noches por la glándula pineal, que, bajo la influencia de días cortos, inhibe la actividad del eje central, a medida que los días se hacen más largos cesa la influencia de esta sobre el eje y permite la producción de la hormona GnRH, lo que estimula la producción de FSH Y LH (Malpaux et al., 2001; Malpaux, Thiéry, & Chemineau, 1999).

La secreción de melatonina aumenta al comienzo de la fase oscura y disminuye rápidamente al final de la noche. Una breve exposición a la luz durante la fase oscura resulta en una disminución inmediata de la concentración de melatonina seguida de un retorno a

concentraciones de melatonina en la fase oscura cuando finaliza la exposición a la luz (Guillaume & Palmer, 1991; Palmer & Guillaume, 1992).

La presencia o ausencia de la luz del día es percibida por la glándula pineal, por medio de mensajes neurales a partir de la percepción de la retina del ojo (Lucas et al., 1999; Simonneaux & Ribelayga, 2003). Aún no se conoce el mecanismo correcto por el cual la melatonina controla el hipotálamo, pero cree que probable que los opioides endógenos (β endorfina), y dopamina estén involucrados en su función (Morel & Berasategui, 2006).

- *Estrógenos (E2)*

Los E2 son producidos por los folículos, este es luego transformado a P4, el cual depende de la enzima aromatasa que es la FSH dependiente, este 24 a 48 horas antes de la ovulación alcanza un pico de 10-15 pg/ml y cae inmediatamente después del estro a niveles basales. Los estrógenos son los responsables de los cambios comportamentales de la conducta sexual de la yegua cuando está en estro o celo, y están asociados a la receptividad sexual (Morel & Berasategui, 2006; Ginther et al., 2005; Relave et al., 2007 & Gary et al., 2007).

El estrógeno generalmente es producido por la simultanea colaboración de las células de la teca y la granulosa donde las células tecales convierten el colesterol en progesterona, que luego se difunde a las células de la granulosa y se transforman en 17β – estradiol, cuya conversión final dependerá de la acción de la enzima aromatasa (Ginther et al., 2005; Relave et al., 2007 & Gary et al., 2007). Durante la fase lútea, la concentración de estradiol baja y sufre

ligeras elevaciones repentinas producto de la formación de nuevos folículos dominantes en las continuas oleadas de crecimiento folicular en el ovario (Ginther et al., 2005).

- *Progesterona (P4)*

Es producida por el cuerpo lúteo (CL), sus niveles basales empiezan a elevarse después de 24 horas que se ha producido la ovulación, alcanzando el nivel máximo a los 4-5 días después pos ovulación con 10 ng/ml hasta el día 15 del ciclo estral. Tiene un efecto de inhibición en la liberación de GnRH (Morel & Berasategui, 2006). La P4 está encargada de preparar al útero para el inicio de la preñez, al mismo tiempo esta inhibe la ovulación por parte de otros folículos y la aparición del estro. (Ginther et al., 2005; Ginther, 2012).

- *Prostaglandina (PGF2 α)*

La liberación de prostaglandina se da de forma pulsátil, y es producida por el endometrio de la pared uterina y es la causante de la caída de los niveles de P4 ya que causa la luteólisis (Morel & Berasategui, 2006). Esta luteólisis resulta de la disminución de las concentraciones de P4 circulante, que produce un descenso detectable dentro de las primeras 4 horas, con concentraciones menores a 1ng/ml ocurriendo dentro de las 40 horas de la liberación inicial de PGF2 α la cual elimina el bloqueo de secreción de LH (Morel, 2003; Brinsko et al., 2010).

- *Inhibina y Activina*

La inhibina es producida por el o los folículos grandes, cercanos a la ovulación, ésta causa una retroalimentación negativa sobre la producción de FSH, lo que quiere decir que

inhibe a la hormona FSH. En cambio la Activina, la cual ha sido aislada del líquido folicular, causa una retroalimentación positiva sobre la secreción de FSH (Nambo et al., 2002; Ginther et al., 2005; Youngquist & Threfall, 2007; Donadeu & Watson, 2007), lo que quiere decir que estas moléculas son las moduladoras de la acción de la FSH (Morel & Berasategui, 2006). Las inhibinas, como las activinas actúan de forma paracrina, inhibiendo y estimulando el crecimiento de los folículos subordinados respectivamente, su acción es sistémica inhibiendo la secreción de FSH a nivel hipofisario (Gigli et al., 2006).

2.6. DINAMICA FOLICULAR

El desarrollo folicular ovárico es un proceso dinámico y complejo, marcado por la proliferación y diferencia de células que conforman el folículo, proporcionando el medio ambiente óptimo para la maduración del ovulo y su preparación para la fertilización después de la ovulación (Armstrong & Webb, 1997). El desarrollo folicular incluye señales endocrinas, paracrinas y autocrinas, dentro del ovario y el intercambio de señales endocrinas entre los ovarios y la glándula hipófisis (Driancourt, 1991), y que manifiesta la asociación de interacción entre sí de hormonas, factores de crecimiento, sistemas de comunicación celular y genes (Roche & Boland, 1991).

En las yeguas, así como en caso de la mujer, el ciclo estral está caracterizado por presentar ondas de crecimiento folicular ovárico (Hughes et al., 1972; Ginther et al., 2008) a diferencia de la especie bovina que puede llegar a presentar hasta 4 ondas foliculares (Ginther et al., 2008). Durante un ciclo estral de la yegua pueden ocurrir una o más oleadas (Lucy et al., 1992), las ondas foliculares tienen dos patrones típicos: una onda folicular mayor, que posee

folículos dominantes y subordinados, pudiendo normalmente iniciar en la segunda mitad del ciclo estral donde el folículo dominante de la última oleada del ciclo estral, está destinado a ovular (Ginther et al., 2008; Savio et al., 1990), y una onda folicular menor o secundaria, en la cual el folículo mayor no alcanza el diámetro necesario para iniciar su divergencia entre los folículos subordinados, iniciándose mayormente al final del estro hasta el inicio del diestro (Ginther, 1979; Dinger & Noiles, 1984).

Las ondas foliculares ováricas que surgen a la segunda mitad del ciclo estral y que terminan en la ovulación son conocidas como ondas foliculares primarias, y las ondas que emergen entre el final de la fase estral y el inicio de la fase lútea se conocen como ondas foliculares secundarias (Ginther, 1979; Gastal, 2000; Ginther et al., 2008). El comienzo de la onda de crecimiento folicular está influenciada por el incremento en las concentraciones de FSH según, Dinger & Noiles, (1984); Gastal, (2000); Ginther et ál., (2008), que en la especie equina y otras especies es responsable del reclutamiento y selección de los folículos con diámetro de promedio de 13 mm (equinos), y que a los cuatro a cinco días estas la alcanzan su valor máximo en la sangre y los folículos mayores alcanzan un tamaño promedio entre 19 a 22 mm. En este momento, los folículos mayores inician la divergencia en diámetro, que se caracteriza por la selección y el crecimiento continuo de un folículo mayor, que estará considerado como dominante, reduciéndose el crecimiento de los folículos remanentes, tornándose como subordinados (Gastal, 2000).

La diferencia de diámetro y tamaño entre los folículos dominantes, al inicio de la selección, equivale al período de crecimiento de 24 horas, aparentemente, este es el momento el folículo de mayor tamaño es decir el dominante o Graaf establece un dominio en el proceso, antes que el folículo secundario pueda alcanzar un diámetro similar al dominante y es aquí

donde el folículo dominante (FD) ejecuta su papel primario en la suspensión de la concentración de FSH (Ginther et ál., 2003; Ginther, 2000).

El crecimiento del folículo dominante (FD), después del proceso de selección y reclutamiento, es depende menos de FSH, cuya concentración se mantiene debido a la producción de estrógeno (E2) e inhibina, las cuales generan una retroalimentación negativa en la hipófisis. Sin embargo, el mantenimiento de la concentración mínima de FSH es esencial para su supervivencia para evitar la atresia del folículo dominante (FD) (Mihm & Bleach, 2003). Después del proceso de selección y reclutamiento, el crecimiento y la actividad estrogénica del folículo es controlado por la LH. El folículo seleccionado supera la dependencia de FSH, llegando a ser extremadamente sensible a la pulsatilidad de LH y adquiriendo receptores para esta hormona en las células de la granulosa.

La dependencia para mantener el crecimiento del folículo dominante con concentraciones menores de FSH, se relaciona con la elevación en la concentración de estradiol (Ginther, 2000), y a menores concentraciones de proteínas ligadoras al factor de crecimiento, permitiendo que se dispongan mayores concentraciones intrafoliculares de IGF-1(Granger, 1989), induciendo los receptores para la LH y regulando la actividad de la enzima aromatasa (Fortune, 2003; Mihm & Bleach, 2003). Los IGF 1 y 2, estimulan las actividades mitogénicas y esteroidogénicas de las células tecales y de la granulosa reguladas por los mecanismos endocrinos, autocrinos y paracrinos (Voge et ál., 2004).

Se ha indicado que la selección de folicular dominante en la yegua depende de la asociación en cambios en las concentraciones de FSH, durante el crecimiento y el desarrollo folicular. La elevación de las concentraciones de LH circulante puede ejercer un papel

importante en el crecimiento continuo del folículo mayor (Ginther et ál., 2003). No se conoce si la hormona LH es utilizada por el folículo dominante antes, durante o después del inicio de la selección folicular, aunque ciertos autores sugieren que la LH no interviene en el crecimiento del FD, hasta que se inicia su divergencia (Gastal, 2000; Ginther, 2000; Andrade Souza et al., 2011).

2.7. FOTOPERÍODO

Al fotoperiodo se lo conoce como la duración de las horas luz día, y es muy importante en las yeguas ya que sus ciclos estrales se rigen por la presencia de fotoperiodo y por la disponibilidad de alimento durante la época reproductiva. Las yeguas animales reproductores de días largos con mayor luminosidad, que completan el ciclo estral regular cuando la longitud del día es más larga (Ramírez. J, 2006). El fotoperiodo medio de luz día que las yeguas necesitan en la transición del anestro al estro es de 16 horas aproximadamente, entonces pasan a la fase de transición por cerca de 30 a 45 días, antes de la presencia del primer ciclo estral verdadero. Cada ciclo estral dura de 19 a 22 días generalmente hasta la presencia de gestación o anestro. Las yeguas no pueden detectar la diferencia entre la influencia luz artificial o natural, por lo que los criadores utilizan la iluminación artificial para estimular el estro antes de la estación reproductiva (Córdoba et al., 2017). Cuando las yeguas se mantienen en condiciones de iluminación constante, es decir días largos o cortos reanudan su ritmo anual a pesar influencia de la estimulación o inhibición de iluminación (Kooistra & Ginther, 1975; Scraba & Ginther, 1985).

- *Acción del fotoperiodo en la reproducción equina*

En la especie equina tanto macho y la hembra tiene su período reproductivo durante la estación de días largos. Este ritmo reproductivo anual está controlado por la longitud de luz del día. Cuando los ovarios están inactivos, el tratamiento con luz artificial durante 14,5 horas día, hace que ocurra la primera ovulación del año en forma anticipada. El mensaje luminoso es transformado en impulso nervioso por las células especializadas de la retina, estos impulsos se transmiten por el núcleo supraquiasmático y por el núcleo superior cervical a la glándula pineal.

La secreción de GnRH, está regulada por los neuromedidores tales como la dopamina, noradrenalina, serotonina y opioide como el naloxano que induce la secreción de GnRH seguida por liberación de FSH y LH durante el período de inactividad invernal así mismo la hormona producida por la glándula tiroides también parece actuar en la secreción de GnRH (Ureña, 2012).

El porcentaje de ovulación de las yeguas aumenta significativamente conforme se ve aumentado el fotoperiodo diario sobre las 12 horas del equinoccio primaveral que ocurre el (21 de marzo) y disminuye cuando la luz del día disminuye por debajo de las 12 horas del equinoccio otoñal del (21 septiembre) en el hemisferio norte (Ramírez. J, 2006). Generalmente, hay mayor número de ovulaciones naturales en yeguas durante los períodos máximos de presencia de luz de los días de junio. En los equinos y otros animales domésticos originarios de las zonas templadas también se observa la presencia de la estacionalidad reproductiva que varía del fotoperiodo. Los otros factores del medio ambiente como: temperatura, alimentación, relaciones interindividuales y condiciones de cría son considerados como secundarios y

capaces de modificar en condiciones particulares, la actividad reproductiva de los animales domésticos.

- *Melatonina en el Fotoperiodo*

La melatonina indica al organismo la duración del día y la noche e indica período del año correspondiente (Rocha et al., 2011). La disminución de las concentraciones de melatonina aumenta la liberación de GnRH por parte hipotálamo y esta a su vez libere FSH y LH, haciendo posible el desarrollo folicular en los ovarios; por otro lado, en los días donde no ha presencia de luz, se vinculan a la caída en la secreción de GnRH y consecuente disminución en la actividad ovárica (Tomazella, 2013; Ferreira, et al., 2006). En este sentido, es posible establecer que, con el aumento del fotoperiodo y la baja en concentraciones de melatonina, no se afectan los parámetros fisiológicos como la reproducción y el control de la temperatura corporal, dado la actividad ovárica de la yegua (Días, 2018).

- *Período de Transición*

A medida que la duración del fotoperiodo aumenta, las yeguas van entrando en el período de transición, donde los ovarios regresan a la actividad cíclica correspondiente produciendo folículos, que no siempre llegan a ovular debido a las bajas concentraciones en niveles de LH presentes; así los períodos de estro pueden prolongarse de 15 a 60 días y resultar en calores divididos (Cortés et al., 2018).

- *Estacionalidad en Condiciones Ecuatoriales*

El 75% de las yeguas del clima templado, responden al aumento normal de la luz día, el otro 25%, ciclan todo el año; de este modo, los equinos residentes cerca de la línea ecuatorial también presentan ciclos durante todo el año (Ramírez Gutiérrez, 2001). Por otro lado, durante el otoño e invierno, época del año en la cual disminuye el fotoperiodo, la yegua presenta un período de transición y anestro invernal, la yegua aumenta su eficiencia reproductiva a medida que hay aumento del fotoperiodo y, por el contrario, disminuye cuando se reduce el fotoperiodo (Brinsko et al., 2011^a).

2.8. FISIOLÓGÍA DEL EDEMA UTERINO

El edema uterino es provocado por el incremento de los niveles de estrógeno y los E2 son los responsables de aumentar el grado de edema en todo el tracto reproductor (Samper. J. C., 2009). Los estrógenos y la progesterona ejercen poderosas acciones sobre la estructura y función del endometrio. Durante la fase folicular (cuando los estrógenos están elevados), las glándulas endometriales son generalmente rectas con células con actividad mitótica. Hacia el final de la fase estral, estas glándulas incrementan su longitud, haciéndose más onduladas y acumulan glucógeno (Bacha & Bacha, 2001). El edema uterino es uno de los signos más importantes para la determinación de celo, esta se manifiesta como forma de una llanta de carro cuando se ecografía o a manera de naranja cortada por la mitad. Cuando el estrógeno alcanza su nivel máximo y la yegua se encuentra próxima a ovular, la intensidad del edema comienza a disminuir poco a poco, en algunos casos las yeguas llegan a ovular con un edema casi indetectable. (Samper. J. C., 2009), indica el puntaje numérico de los grados de edema uterino que podemos encontrar en una yegua y que significa cada uno:

- a. *Edema uterino 0*. Se caracteriza por la homogeneidad de la pared del útero y la presencia de un cuerpo lúteo y la cérvix cerrada son característica en este grado.
- b. *Edema uterino 1*. Se forma cuando la yegua recién está entrando en celo y se caracteriza por tener una cérvix suave a palpación y un folículo de 25-35 mm dependiendo generalmente de la raza y tamaño de la yegua y los pliegues uterinos son complicados de detectar.
- c. *Edema uterino 2*. El primer signo de edema uterino será encontrado mayormente en el cérvix con una forma de esqueleto de pez a la ultrasonografía y los folículos están mayor de 35 mm y los pliegues uterinos ya se pueden distinguir.
- d. *Edema uterino 3*. Los folículos tendrán un tamaño de 38 mm y los pliegues uterinos son fáciles de reconocer ya que están más gruesos diferente a la clasificación anterior. Algunas veces se puede encontrar un edema de un grado mayor en este estadio.
- e. *Edema uterino 4*. Se espera la presencia de folículos >40 mm y el incremento en el ancho de los pliegues uterinos, teniendo bordes hiperecóticos y centro hipocogénico. Aún se puede encontrar la forma de llanta. En una yegua cíclica, es aquí donde el edema comienza a disminuir, sin afectar el tamaño del folículo, el cual puede variar de forma en su migración a la fosa ovulatoria.
- f. *Edema uterino 5 o hiperedema*. En este grado de edema los pliegues del endometrio están anormalmente gruesos y van perdiendo su estructura de llanta del útero con edema, y es persistente después de la ovulación y generalmente es frecuente en presencia de folículos grandes y preovulatorios, también puede aparecer en presencia de folículos de cualquier tamaño. La presencia de este edema es evidente cuando aparece un edema prematuro con un folículo grande a los 14 a 15 días post ovulación.

2.9. OVULACIÓN

La ovulación se produce 36 a 48 horas antes de terminar el estro, es el proceso mediante el cual se desintegra la pared folicular para dejar en libertad al ovocito y al fluido folicular en la fosa de ovulación. El ovocito y la corona radiada se ubican en el oviducto y el líquido folicular es depositado en cavidad abdominal y las hormonas que se encuentran en el líquido folicular se absorben y luego actúan el tracto reproductivo de la hembra respectivamente (Bergfelt et al., 1991). En las yeguas que presentan dos folículos dominantes y tienen doble ovulación, con 24 horas de intervalo entre ellas, podría provocar doble gestación lo cual sucede generalmente en el 40% de los casos (Ginther et al., 2008^d).

Para que ocurra la ovulación, hay presencia de luteólisis y la reducción de los niveles de progesterona (P4), así como el descenso en los niveles de estradiol en los días previos a la ovulación provocando una retroalimentación negativa sobre el hipotálamo e incrementando la liberación de GnRH quien estimula la secreción de LH que ayuda en la ovulación (Gastal et al., 1999; Ginther et al., 2006). La concentración de LH aumenta lentamente en los últimos días del intervalo interovulatorio y posteriormente registra un aumento considerable entre las 48 horas antes y 24 horas después de la ovulación, donde el máximo nivel de LH se presenta 24 horas después de la ovulación (Ginther et al., 2005^a; Jacob et al., 2009^a; Ginther et al., 2006).

La FSH, tiene un incremento leve que se relaciona con el aumento de LH, y la disminución del estradiol en los días previos a la ovulación (Jacob et al., 2009^a), donde el estradiol ejerce una retroalimentación negativa sobre GnRH, con el aumentando de su concentración dos días antes de la ovulación, posteriormente existe reducción de estradiol e

incremento de la liberación de gonadotropinas (Miller et al., 1981; Donadeu & Ginther, 2003; Gastal et al., 2006^a; Ginther et al., 2007^a; Ginther et al., 2008^a; Ginther et al., 2008^c; Ginther et al., 2009^b; Ginther et al., 2010).

La inhibina ejerce la retroalimentación negativa sobre FSH interrumpiendo el incremento el cual se realiza 12 horas antes y después de la ovulación (Ginther et al., 2008^a Nambo et al., 2002), luego de esta ligera interrupción, la concentración de FSH continúa incrementando (Jacob et al., 2009^a). El máximo nivel presente de inhibina coincide con la ovulación (Bergfelt et al., 1991; Rosser et al., 1994; Nambo et al. 2002; Ginther et al., 2008^a). El estradiol e inhibina presentan un efecto simultáneo en la supresión FSH (Miller et al., 1981; Donadeu y Ginther, 2003; Ginther et al., 2008^a).

La progesterona comienza su incremento poco después de haber ocurrido la ovulación y actúa con retroalimentación negativa sobre la LH (Ginther et al., 2006; Ginther et al., 2007^a; Ginther et al., 2007^b; Gastal et al., 1999;) y los niveles de LH se reducen después del día posterior a la ovulación (Jacob et al., 2009^b), lo mismo sucede durante el desarrollo folicular, el tratamiento con progesterona (P4), durante la primera parte de la oleada de crecimiento folicular reduce la concentración circulante de LH (Gastal et al., 1999; Gastal et al., 2000; Bergfelt et al., 2001). La LH es encargada de la maduración folicular y la ovulación así mismo promueve el desarrollo y mantenimiento del cuerpo lúteo (Ginther et al., 2004; Ginther et al., 2005^b; Ginther et al., 2008^c).

La yegua ovula generalmente entre las 24 a 48 h antes del finalizar el estro, con tamaño folicular entre 35 y 55 mm (Ginther, 1993; Ginther & Bergfelt, 1993), y el folículo con forma de pera (Kimura et al., 2005). Generalmente el folículo pre ovulatorio emigra hacia la fosa

ovulatoria, donde el ovario libera al ovocito, y el cambio de la forma del folículo dominante (Gastal et al., 1998) con reducción de su turgencia, se presenta de 24 a 12 horas antes de la ovulación (Gastal et al., 2006^b). Informaciones referentes al proceso ovulatorio de la yegua indican que el incremento de los niveles de LH, activa la matriz de metaloproteinasas durante el pulso ovulatorio. (Li et al., 2006).

- *Formación del Cuerpo Lúteo*

La secreción de LH, provoca la ruptura folicular, luteiniza las células de la granulosa para formación del cuerpo lúteo que se forma a partir de ellas constituido por grandes y pequeñas células lúteas (Van Niekerk et al., 1975), donde se realiza la ruptura folicular durante la ovulación. El cuerpo lúteo conserva la misma forma que tenía el folículo pre ovulatorio en forma de pera antes de la ovulación (Kimura et al., 2005).

Estas células lúteas mayores producen progesterona (P4), bajo la influencia de LH actuando a través de los receptores celulares específicos para la producción de P4 (Da Costa et al., 2005; Galvao et al., 2010).

La liberación de progesterona se inicia en el momento de la ovulación (Da Costa et al., 2005) y aumentando poco a poco hasta alcanzar su concentración mayor (12,8 ng/ml) en la circulación sanguínea aproximadamente en el día 8, posteriormente comienza su disminución hasta la regresión del cuerpo lúteo, que ocurre alrededor del día 14 (Ginther et al., 2007^c).

La ligera reducción de P4 entre los días 8 y 14 conocido como periodo pre luteolítico se debe a la reducción de LH (Ginther et al., 2007^c) y a la secreción de PGF2 α (Ginther et al.,

2011^b) que en el 67% de las yeguas se presentan de 2 a 3 pulsos de poca amplitud cada de 8 horas de PGF2 α en el período pre luteolítico (Ginther et al., 2011^b).

La concentración de progesterona es muy variable, algunos estudios han publicado diferentes concentraciones, pero con nivel superior a 4 ng/ml (Evans e Irvine, 1975; Beules & Holdworth, 1978; Nagy et al., 2004; Honnens et al., 2011; Slough et al., 2011), valores considerados adecuados para mantener una gestación (Ginther, 1992) promoviendo la secreción endometrial la cual prepara el útero para la gestación e inhibiendo la contracciones del miometrio y provocando la retroalimentación negativa sobre GnRH (Irvine y Alexander, 1993) e inhibiendo el comportamiento del estro. El área del cuerpo lúteo y la concentración sanguínea de P4 se reducen paulatinamente en el día 8 del ciclo al inicio de la luteólisis (Ginther et al., 2007^c).

2.10. FALLA OVULATORIA

La anovulación ovárica es una de las causas principales de infertilidad en mujeres y hembras de muchas especies domésticas y principalmente de la especie equina. Una de las causas disfunción anovulatoria son folículos luteinizados no ovulados conocidos como folículos hemorrágicos anovulatorios que ocurren cuando el folículo pre ovulatorio no alcanza su ruptura u ovulación y el antro se llena con sangre (Bashir et al., 2016), siendo la forma más común de anovulación en hembras equinas. Esta condición ha sido denominada de diferentes maneras una con nombre de "folículos de otoño" con estructuras llenas de sangre con la presencia de tejido lúteo en la pared circundante y así denominado "Folículos hemorrágicos" (Morales & Agudelo, 2017). La falla ovulatoria con un diámetro y los folículos hemorrágicos

persistentes, pueden ser provocado por un estado fisiológico normal, o un evento patológico o ser el resultado de la pérdida de respuesta a un agente inductor de la ovulación (Ginther et al., 2005^b), períodos de transición otoño y primavera (Ginther et al., 2003^b; Van Niekerk & Van Niekerk, 1997) y en algunas yeguas postparto (Van Niekerk & Van Niekerk, 1997). La incidencia de la falla ovulatoria fisiológica % entre el inicio y el final de la temporada reproductiva va de del 3,1 al 8,2%, pudiendo oscilar entre 5 y 20 (Ginther et al., 2007^d).

Los folículos anovulatorios pueden alcanzar tamaños grandes entre los 5 y 15 cm de diámetro y persistir hasta dos meses, lo que provoca el comportamiento anormal en el ciclo estral y la prolongación del período interovulatorio (Gastal et al., 2004). La falta de ovulación puede ser provocada por una etiología de carácter endocrino, ya sea por la falta adecuada de secreción de gonadotropinas para desencadenar la ovulación, o por insuficiente producción de estrógenos por parte de un folículo anovulatorio. La inducción hormonal inadecuada durante el la fase del estro y diestro temprano, aumenta las posibilidades de que las yeguas presenten folículos anovulatorios (Irvine et al., 2000).

2.11. ALIMENTACIÓN Y NUTRICIÓN

La alimentación es uno de los factores esenciales para el desarrollo de la actividad ovárica, la fracción de nutrientes en cantidad y calidad aseguran la actividad reproductiva, el desempeño eficiente y la fertilidad de los animales (Hernández, 2009). De manera general la nutrición de la yegua reproductora debe estar enfocada en cubrir necesariamente los requerimientos de mantenimiento asegurado con alimentos de buena calidad.

El éxito reproductivo, esta medido por el tiempo de la primera ovulación y la tasa de concepción relacionado con el consumo de energía y el mantenimiento de la condición corporal. Las yeguas que mantienen o mejoran la condición corporal durante la época reproductiva tienen mejores tasas de concepción, lo que se explica con la relación entre cantidad de tejido adiposo y la presencia de niveles circulantes de leptinas (Hernández, 2009). El consumo de energía está relacionado íntimamente con la actividad ovárica de hecho, un aporte excesivo de energía favorece las ovulaciones dobles lo cual es ideal en casos de colecta de embriones (Bour et al., 1985).

La ciclicidad ovárica se ve influida por la energía obtenida previo a la estación de crianza y las yeguas con condición corporal muy obesas o muy delgadas tienen menos probabilidades de éxito en la preñez (Ramírez. J, 2006). Una mala condición corporal no solo afecta el tiempo de la fase de transición y la primera ovulación espontánea, también disminuye la eficacia de la administración de extracto de pituitaria equina para la inducción de la ovulación (Bour et al., 1985).

2.12. EXAMEN REPRODUCTIVO DE YEGUAS

Los exámenes reproductivos se clasifican generalmente en: palpación de los ovarios y del útero a través de la pared del recto, examen del cérvix y vagina incluyendo técnicas bacteriológicas y citológicas, examen ultrasonográfico y análisis hormonales (Rossdale, 1993; Neely et al., 1989).

El propósito del examen ginecológico es: confirmar los signos observados de comportamiento sexual, esto es, determinar si la yegua está en estro, diestro o está preñada, relacionar la actividad ovárica con el estro de forma que permita conocer el desarrollo folicular

y el momento de ovulación, para que pueda disponerse la cubrición en el momento óptimo y detectar infecciones u otras causas patológicas de infertilidad para que puedan ser tratadas (Rossdale, 1993).

2.12.1. Palpación Rectal

La palpación rectal de los órganos abdominales requiere la sujeción adecuada y segura de la yegua. La zona anal debe ser mantenida libre de pelos de la cola, mediante el uso de vendas, que previenen de laceraciones de la mucosa recto-anal durante el examen (Neely et al., 1989). Se utiliza generalmente un guante plástico lubricado para proteger al operador y reducir lesiones fortuitas de la mucosa de revestimiento del recto (Rossdale, 1993; Neely et al., 1989). Es relativamente fácil palpar los ovarios a través de la pared del recto y tomarlos entre el dedo pulgar y el dedo índice para registrar, comprobar el tamaño y posición de algún folículo, y obtener datos referentes al estado y actividad de los ovarios. Es necesario diferenciar entre folículos y quistes (cavidad hueca conteniendo líquido) que pueden encontrarse en la membrana que soporta el ovario. Además, distinguir entre un folículo hemorrágico (distendido por un líquido sanguinolento) de un folículo verdadero (esto es, destinado a ovular). Al palpar los ovarios, se debe también palpar el útero y cérvix esto ayuda a determinar la consistencia de la pared uterina y los cambios que sufre durante las diferentes fases del ciclo estral y poder distinguir entre estro, diestro y gestación. Por palpación rectal se logra determinar la fase de estro en la que se encuentra el animal, donde uno o los dos ovarios tienen un determinado número de pequeños folículos presentes, su tamaño varía desde unos mm a varios cm de diámetro, donde los folículos de mayor diámetro se palpan y se distinguen inmediatamente por debajo de la superficie ovárica (Rossdale, 1993).

2.12.2. Técnica de Palpación Rectal.

En primer lugar, hay que retirar las bolas fecales del ano, la mano se desliza por todo el suelo de la pelvis y hacia arriba hasta los bordes del ilion y sacro para detectar cualquier lesión que pueda provocar una distocia en la yegua. El recto de especie equina, se desgarrar con mayor facilidad que el de la vaca. Si el recto se llena de aire, los dedos se mantienen en una onda peristáltica y se retiran suavemente así se permite la salida del aire y se facilita la palpación. No se empuja nunca la mano contra una onda peristáltica se espera que hay un relajamiento por parte del animal (Taylor & Hillyer, 1999).

El cuello del útero o cérvix, se palpa deslizando la mano de un lado al otro del suelo de la pelvis cerca del borde. Se identifica, como un cordón grueso, que puede palpase con mayor detalle presionando con la punta de los dedos suavemente, no suele sujetarse o tomarse, como sucede en la vaca. El cuerpo del útero puede tomarse con la mano suavemente formando una copa justo por delante y a menudo un poco más abajo del borde craneal de la pelvis (Taylor & Hillyer, 1999). La presencia de una cérvix ancha y suave está presente en el estro mientras que una cérvix firme y fina se presenta durante diestro, con tono creciente durante la preñez (McKinnon et al., 1988).

El útero se palpa plano, rígido, liso y a menudo flácido, para confirmar que se trata del útero, el tejido uterino se desliza entre los dedos y el pulgar para palpar los pliegues endometriales longitudinales. La localización de los ovarios puede ser bastante variable depende de la anatomía del aparato reproductor, con frecuencia están localizados en forma craneal y lateral a la mitad del borde del íleon “a las 3 y a las 9” o “a las 2 y a las 10” (Taylor & Hillyer, 1999) aproximadamente los ovarios tienen una medida de 5 a 8 cm de largo por 2 a

4 cm de ancho. El grado de movilidad de los ovarios depende siempre de la longitud del mesovario. Los ovarios tienen forma de riñón o arriñonada y están orientados longitudinalmente en el borde libre cóncavo, los ovarios son considerablemente menos móviles que los bovinos y suele ser necesario dejarlos donde están y mejor palpar a su alrededor. Cuando hay la maduración del folículo preovulatorio este sobresale de la superficie ovárica creando un abultamiento y alcanza un tamaño de unos 45 mm el día antes de la ovulación, pero todo depende de la raza, nivel hormonal, etc. y suelen ablandarse dos días antes de ovular. Tras la ovulación el cráter se llena de sangre y forma el folículo hemorrágico (FH) que se asemeja a una ciruela. El folículo hemorrágico generalmente se palpa esponjoso y no lleno de líquido. El cuerpo lúteo se forma 4 o 5 días después de la ovulación y se mezcla con el estroma del ovario, siendo difícil de palpar a diferencia de la vaca cuyo cuerpo lúteo es palpable. Las características palpables del cuello, útero y ovarios, puede variar según la fase del ciclo estral en el que se encuentre en animal (Taylor & Hillyer, 1999).

2.13. ULTRASONOGRAFÍA

La ultrasonografía transrectal es un método de diagnóstico, para evaluar el tracto genital de la hembra equina y tiene una gran importancia en la exactitud de la detección de las estructuras del ovario, las patologías uterinas y ha facilitado el diagnóstico precoz de la gestación. Es una herramienta que permite evaluar de manera temprana de la presencia de cuerpos lúteos, la ausencia o presencia del edema uterino para evaluar el grado, la viabilidad de la preñez y la detección de la pérdida del embrión (Ramírez, et., al 1999; Cuervo & Newcombe, 2012); así también el monitoreo del ciclo reproductivo (Cuervo & Newcombe, 2012), la detección de alteraciones ováricas (Ramírez, et., al 1999) y en el útero (Cross & Ginther, 1988; Ousey et al., 2012).

La mayoría de los escáneres ultrasonográfico transrectal de ciertos animales son lineales con recubierta tipo B. Estos transductores tienen múltiples cristales piezoeléctricos rectangulares dispuestos a lo largo de ambos lados. Habitualmente se emplean tres frecuencias de transducción diferentes: 3,5, 5 y 7,5 (mHz) (Taylor & Hillyer, 1999).

El transductor envía los sonidos a través de los tejidos. Una parte de esas ondas se reflejan volviendo al transductor, siempre dependiendo del tejido que se explore. El transductor convierte las ondas sonoras en impulsos eléctricos que generan una imagen en la pantalla del ecógrafo (Taylor & Hillyer, 1999). De acuerdo presencia de los tejidos y la habilidad reflejar el haz de ultrasonido, la terminología para interpretar una imagen ecográfica es la siguiente:

Hiperecogénico: indica aquellas imágenes producidas por órganos que reflejan todo o casi todo el haz incide sobre ellos en el ultrasonido generalmente de color blanco en la pantalla del monitor. Ej. Huesos, cálculos, calcificaciones.

Hipoecogénico: son imágenes proyectadas por la ecotextura de tejidos blandos que reflejan parcialmente el haz de ultrasonido produciendo poca intensidad, lo que origina puntos menos brillantes para mostrando una escala de grises en la pantalla. Ej. Tejidos parenquimatosos.

Anecogénico o anecoico: son imágenes producidas por estructuras que contienen líquido en su interior y no reflejan ningún haz, sino que solo transmiten ondas que se ven negras en la pantalla Ej. Vejiga, quistes, folículos ováricos (Sánchez, 2000).

La ultrasonografía permite detectar de forma pronta la actividad folicular de los ovarios, mediante el uso del ecógrafo donde el transductor (lineal) el cual se introduce por vía transrectal, permite observar las estructuras anatómicas del aparato reproductor como ovarios, cuernos, útero y lo más importante, permite medir el folículo. Durante la fase folicular los ovarios muestran la presencia de varios folículos o de un folículo dominante y redondo por las estructuras llenas de líquido (negro en ultrasonido) o de la presencia de un cuerpo lúteo durante

el diestro (estructura homogénea blanca) (Rossdale, 1993). La palpación rectal y el uso del ultrasonido lineal permiten simultáneamente permite realizar un examen completo del útero y de los ovarios. Esto ayuda a verificar la presencia de ovarios pequeños con poco o nada de actividad folicular con aspecto enquistado pueden estar relacionados con la transición, hematomas o neoplasias. Mediante el uso de ultrasonido se puede determinar con seguridad el tamaño y número de los múltiples folículos presentes en los ovarios y verificar la fase del ciclo estral de dicho animal.

El uso ultrasonido desempeña un papel importante en el diagnóstico reproductivo del equino y debe ser usado de manera rutinaria en cada examen ginecológico que se realice a una yegua. El ultrasonido no es invasor y puede utilizarse con confianza para exámenes repetidos del tracto reproductivo (Woods, et., al 1990).

2.13.1. Preparación Técnica del Paciente y la Proyección de Imagen.

Una vez realizada la palpación rectal, se debe lubricar la sonda protegida con el guante por razones de higiene, e introducirla por el recto y, entre 25 a 35 cm adelante, se procede realizar los cortes ecográficos (Schönbohm et al., 2015). El gel en el acoplador debe utilizarse obligatoriamente para sacar el aire entre el transductor y la cubierta protectora, usando cantidades copiosas, que actúa como medio acoplador para asegurar el buen contacto y para prevenir interferencia del aire, el transductor y la mano se inserta suavemente en el recto con delicadeza evitando laceraciones. Si la yegua se contrae, el examen debe detenerse y se debe esperar a que el recto y el animal se relajen.

Es adecuado examinar el tracto reproductivo en forma sistemática y explorar el útero entero y ambos ovarios por lo menos dos veces para verificar las estructuras. El transductor se

sostiene dentro cavidad rectal de manera longitudinal ya que útero de la yegua tiene forma de T, el cuerpo del útero aparece como una imagen rectangular a circular en el plano longitudinal. Al explorar el cuerpo del útero, es importante realizar movimientos con el transductor de lado a lado para que no falte visualizar ninguna característica, el transductor debe rotarse lentamente a la derecha y luego al lado izquierdo (Allen & Goddard, 1984). Al inicio de debe localizar el útero con un corte transversal y la sonda debe moverse desde la base de útero hasta el cuerno derecho y posteriormente, realizar el mismo procedimiento con el cuerno izquierdo, los cuernos uterinos aparecen como imágenes circulares en el monitor (Kotoyori et al., 2012). La sonda debe estar sostenida en un ángulo < 30 a 45° durante las primeras vistas (Hendriks et al., 2009). Después de la evaluación del útero y de los cuernos uterinos, desplazamiento de la sonda lineal debe permitir la visualización del ovario que se encuentra en lateralmente y se recomienda que, una vez evaluado un ovario, se siga la anatomía del cuerno uterino correspondiente hasta la bifurcación uterina, para después ascender por el cuerno contrario hasta ubicar el otro ovario para su examen (Hendriks et al., 2009). Los tejidos finos suaves y el líquido uterino reflejan ondas acústicas para reflejar una imagen de varias cortinas grises llamadas hipoecóicas, durante el estro o celo, las yeguas tienen el útero edematoso y con una pequeña cantidad de líquido libre presente dentro del lumen uterino (Samper, 2009). Este líquido uterino es reconocido con mayor facilidad en un corte transversal del órgano y un indicador de la actividad hormonal de la yegua y el POC se debe enmarcar en la forma del edema uterino. Esto indica que la concentración de estrógenos está elevada en presencia de bajos niveles de progesterona (Pycock, et., al 2006), la imagen se visualiza o se asemeja como una naranja cortada por la mitad.

Las características ecográficas del ovario dependen del estado reproductivo en el que se encuentre la yegua, generalmente se presentan ovarios con folículos de diferente tamaño, ovulaciones recientes, cuerpos hemorrágicos, formación de cuerpos lúteos y regresión de

cuerpos albicans son estructuras que se deben asociar respectivamente a los días del ciclo estral, para interpretar la fisiología reproductiva normal de la yegua (Pycock, et., al 2006; Vogelsang et al., 1989; Maclellan et al., 2002). Los folículos ováricos son estructuras que están llenas de líquido folicular con característica anecogénica, con un borde ecogénico de diferente estructura del ovario (Gastal et al., 1995); Raggio, 2008).

La ovulación se detecta principalmente por la ausencia del folículo dominante, que está presente durante el período del estro. Después de la ovulación, el folículo ovulado se llena de sangre, dando origen al cuerpo hemorrágico y su estructura se detecta como una imagen difusa y homogénea, cuando se compara con la ecogenicidad de los ovarios (Weber et al., 2001).

Mediante la ultrasonografía se diagnostica con facilidad la presencia de ovulación, al desaparecer el folículo de gran tamaño que antes se había observado y aparecer un cuerpo lúteo de reciente formación, que en la mayoría de yeguas es muy ecogénico es decir blanco brillante. A veces la fosa de ovulación se llena de sangre, formando un folículo hemorrágico (FH), que se refleja como una zona moteada con manchas hipocóicas de suero, entremezclado con bandas fibrinosas ecogénicas (Weber et al., 2001; Mari et al., 2004). El cuerpo hemorrágico toma de 2 a 5 días para madurar y convertirse en un cuerpo lúteo, y que en ocasiones puede crear sombra acústica (Weber et al., 2001). Los cuerpos lúteos se pueden distinguir del estroma ovárico por su borde distinto y por la ecogenicidad más intensa y densa se muestran como estructuras blancas (Taylor & Hillyer, 1999).

La presencia de los folículos hemorrágicos anovulatorios es de fácil reconocimiento debido a que generan numerosas hebras en la cavidad folicular de la cual no ovularon, y algunas veces pueden estar llenos de material hiperecogénico difuso a la imagen (Diel de Amorim et al., 2016). Otras alteraciones ováricas encontradas con frecuencia en el tracto reproductivo son los tumores ováricos (Ramírez, et., al 1999) los cuales se reconocen ecográficamente como

grandes estructuras multiquisticas acompañadas por un ovario pequeño e inactivo en la localización contralateral (Samper, 2009).

2.13.1.1. Diagnóstico de Gestación

La ultrasonografía permite el diagnóstico de forma temprana de la gestación. Se ha usado generalmente en equinos, bovinos, caprinos, ovinos, caninos, felinos, porcinos, camélidos, primates, animales marinos y especies de laboratorio. En general el diagnóstico preciso de preñez puede realizarse dentro del primer mes de la gestación, donde además de observar las vesículas gestacionales también se puede visualizar el latido cardiaco del embrión. El diagnóstico temprano de preñez adquiere especial importancia en la especie equina por la necesidad de detectar gestaciones dobles e intervenir para eliminar una de las vesículas gestacionales (Taylor & Hillyer, 1999). Una vesícula embrionaria o gestacional se puede detectar rápidamente por una evaluación rutinaria de la preñez entre los doce a dieciséis días post-ovulación (Cuervo & Newcombe, 2012).

2.14. TERAPIA HORMONAL PARA LA INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN

Los protocolos hormonales en yeguas aplicados en el manejo reproductivo, permiten inducir la ovulación programada mejorando el manejo óptimo de la reproducción. Al respecto, se han reportado numerosos estudios sobre la eficacia del uso de prostaglandinas (Zamudio, 2005; Fragoso, 2007), de GnRH, análogos de GnRH (Barrier-Battut *et al.*, 2001; Camillo *et al.*, 2004), y uso de hCG para inducir la ovulación en la yegua (Yoon, 2012). Se ha indicado que algunos datos como el diámetro folicular, la forma y fluctuación del folículo dominante y el plegamiento endometrial, pueden ser tomado en cuenta para estimar el momento de la

ovulación; sin embargo, no son lo suficientemente precisos ni son informaciones estándar (Ramírez et al., 2010). Por ello es importante la inducción de la ovulación de manera hormonal, la cual favorece la determinación del momento propicio para realizar la inseminación artificial u la monta natural. La administración hormonal con gonadotropina coriónica humana (hCG), es el método más utilizado para inducir la ovulación resultando eficaz (Dolezel *et al.*, 2012).

Por el contrario, la anovulación folicular es una actividad fisiológica normal de la yegua durante el periodo de transición de la primavera al otoño; sin embargo, el desarrollo folicular anovulatorio ocurre ocasionalmente en la época reproductiva e interferir en la misma. Lo anterior, puede ser explicado debido a que los folículos anovulatorios alcanzan tamaños entre 5 y 15 cm de diámetro y persisten hasta dos meses. Estos folículos anovulatorios un estro anormal y prolongan el período entre las ovulaciones (Ángel & Bran, 2010).

2.14.1. Gonadotropina Coriónica Humana (hCG)

Es la hormona más utilizada en el manejo reproductivo de las yeguas ya que tiene actividad LH siendo de un bajo costo, y de rápido acceso en el mercado. La hCG es luteinizante y luteotrópica con poca actividad FSH, debido a su acción similar a la LH, resultado eficaz para inducir la ovulación en yeguas, ya que reduce la duración del celo y el intervalo hasta la ovulación (dentro de las 48 h post administración), reduciendo el número de inseminaciones y coberturas requeridas durante el estro (Bergfelt, 2000; Ley, 2006). Además, la hCG administrada en yeguas con más de un folículo preovulatorio aumenta la posibilidad de provocar ovulaciones dobles (Woods & Ginther, 1983). La dosis de hCG varía de 1500 a 4000 UI (en promedio de 2500 a 3000 UI), por vía intramuscular (IM) o intravenosa (IV) (McKinnon & Voss, 1992), y los requisitos básicos para su aplicación de esta hormona son la presencia de

un folículo ≥ 35 mm de diámetro en el ovario (Bergfelt, 2000; Ley, 2006), y edema uterino evaluado en 2 o 3 (escala de 0 a 3, (Ley, 2006).)

Esta hormona está formada por dos cadenas peptídicas que difiere químicamente de la hormona luteinizante (LH), posee actividad luteinizante en equinos (Mc Cue et al., 2007). Se ha reportado que su uso es efectivo en dosis entre 1000 a 5000 UI por (vía endovenosa, intramuscular o subcutánea). El uso de hCG ha tenido ciertas limitantes, ya que en algunos estudios mencionan la formación de anticuerpos luego de su uso repetido y prolongado, pese a que en el uso diario no es común que se presenten alteraciones (Berezowski et al., 2004). También se cuestiona su habilidad de acortar el intervalo ovulatorio en yeguas viejas o con complicaciones reproductivas (Squires, 2008).

Estudios reportan que la administración de hCG en yeguas mayores a 16 años de edad tienen una menor respuesta frente a esta y que las yeguas a las que se les administró hCG en los meses de agosto, septiembre y octubre (principio de temporada) presentaron menor porcentaje en la tasa ovulatoria en menos de 24 horas post administración, de que aquellas yeguas a las que se les administró la hCG entre Noviembre, Diciembre y Enero (final de temporada), además también indicaron que el uso reiterado de hCG no disminuye la respuesta de la inducción de ovulación (Barbacini et al., 2010).

2.14.2. Hormona Liberadora de Gonadotropina (GnRH)

Se puede usar para iniciar el crecimiento folicular o para inducir la secreción de FSH en yeguas en el anestro o que no desarrollen folículos preovulatorios durante la temporada de reproducción (McKinnon & Voss, 1992), y como una alternativa no antigénica al uso de hCG en inducción de la ovulación en yeguas preovulatorias (Fleury et al., 2007).

Los Agonistas de la GnRH, como el acetato de buserelina (Barrier-Battut et al., 2001), el acetato de deslorelina en forma de implantes a corto plazo (Hemberg et al., 2006) o en la forma BioRelease (Fleury, et al., 2003) y, más recientemente, el acetato de fertirelina son eficientes para causar un aumento en las concentraciones de LH e inducir la ovulación en yeguas cíclicas y en el período de transición. Los análogos de GnRH, acetato de deslorelina y acetato de buserelina no muestran diferencias en la liberación de LH o la inducción de la ovulación con dosis de 1,5, 1,0, 0,5 mg la cual se produce dentro de las 48 horas (Lindholt, A et al., 2010). Sin embargo, la diferencia en el tiempo de ovulación varía según el fármaco utilizado, siendo, en promedio, de 24 a 48 horas para el acetato de buserelina, de 36 a 48 horas para deslorelina (Samper. et al., 2002; Fleury, et al., 2003) y 12 a 48 horas para el acetato de fertirelina (Santos, R. et al., 2008).

La eficacia de la deslorelina para reducir el número de recubrimientos, así como el número de visitas del veterinario para llevar a cabo el control folicular, lo convierte en una gran ayuda para la transferencia de embriones y los programas de inseminación artificial, especialmente para el semen refrigerado y congelado (Samper, et al., 2002), similar al acetato de buserelina, que administrado dos veces al día durante 4 días, ha demostrado que induce la ovulación de manera constante en la yegua (Barrier-Battut et al. 2001; Camillo et al. 2004), sin embargo inyecciones intravenosas repetidas cada 12 horas no son prácticas en condiciones de campo.

Tabla 1. Efecto de uso de acetato de buserelina como inductor de la ovulación en yeguas en diferentes estudios.

Protocolo	% De ovulaciones ≤48 horas	N.º Yeguas	Estado fisiológico	HAF	Nubosidad Local %	h luz/día	Raza	Alimentación	Autor
40 µg (IM)	100	31/31	Cíclicas	-	<50	13	Tiro Pesado	-	Miki et al., (2016)
40 µg (IV)	90 (<72h)	18/20	Cíclicas	-	<70	9	Mangalarga Machador	Pastoreo semi-extensivo, sal mineral <i>ad libitum</i> , 4kg de concentrado, heno de <i>Cynodon</i> spp y alfalfa	Ferreira-Silva et al., (2018)
	61	22/36	Cíclicas	2/36 (5,5%)	<60	9	Pony y líneas de hipismo	-	Barrier-Battut et al., (2001)
4 dosis de 40 µg/12h (IV)	22,7	5/22	Cíclicas	-	<30	11,6	Tracción Haflinger	Heno <i>ad libitum</i>	Camillo et al., (2004)
	66	10/15	Cíclicas	-	<70	11,6	Livianas	Heno de alfalfa, y sales minerales <i>ad libitum</i>	Harrison, L et al., (1991)
6,3 mg (SC)	94,7	53/56	Cíclicas	2/56 (3,6%)	<65	9	Trotador	-	Levy, I & Duchamp, G (2007)
1mg (SC)	37,9	11/29	Transición	-	<30	<13	Standardbred, Pura Sangre Ingles y otras	Heno mixto <i>ad libitum</i> y <i>concentrado</i>	Fanelli, D et al., (2021)
1mg (SC)	68,2	11/29	Cíclicas	-	<30	>13			Fanelli, D et al., (2021)
200 µg (IM)	97,61	82/84	Cíclicas	-	<50	9	Líneas de hipismo	-	Immonen & Cuervo-Arango (2019)
1mg (SC)	94,1	32/34	Cíclicas	-	<50	9	Pura Sangre Ingles	-	Newcombe & Cuervo-Arango (2016)
0,5mg (SC)	92,3	12/13	Cíclicas	-	<50	9		-	Newcombe & Cuervo-Arango (2016)
0,25mg (SC)	82,6	19/23	Cíclicas	-	<50	9		-	Newcombe & Cuervo-Arango (2016)

2.14.3. Prostaglandinas (PGF 2α)

En animales de laboratorio se demostró que las prostaglandinas tienen importancia en la ovulación y que su concentración aumenta en el líquido folicular en los momentos previos a la ovulación. (Neely, D et al., 1996).

Las prostaglandinas naturales (5 mg. de Dinaprost) o las sintéticas (250 a 500 ug. de Cloprostenol, o 0,150 mg. de Tiaprost) son altamente efectivas para causar la luteólisis en yeguas acíclicas como consecuencia de la persistencia de un cuerpo lúteo. Aquellas yeguas que poseen concentraciones plasmáticas de progesterona superiores a 1 ng /ml es decir las más confiables son las que poseen más de 4 ng. /ml y las que poseen un cuerpo lúteo maduro mayor de 5 días son las que responden con más seguridad al tratamiento con prostaglandina (Cíntora, I. 2011).

2.15. SITUACIÓN CLIMÁTICA DE LA CIUDAD DE LOJA

2.15.1. Clima

El clima de la ciudad de Loja es templado–ecuatorial subhúmedo, es caracterizado por una temperatura media del aire de 16 °C y una lluvia anual de 1453 mm (1453 litros por metro cuadrado). Los factores originan el clima de la ciudad de Loja son similares a los factores que afectan a la región andina o sierra con respecto al relieve y a la latitud, y en términos más generales, la zona de convergencia intertropical (ZCIT), en el efecto de la interacción del Océano Pacífico–Atmósfera, (Fenómeno del Niño, la Oscilación del Sur y la Corriente Fría de Humboldt) y de la cubierta vegetal (Geo Loja, 2007). El clima de esta ciudad está vinculado a

la oscilación de los frentes atmosféricos del Pacífico y de la Amazonía y los fenómenos térmicos (efecto de abrigo o Fon) y pluviométricos ligados a este relieve (INAMHI, 2020).

El período con menor temperatura media se extiende de junio a septiembre, y debido a esto julio es el mes más frío ($<10\text{ }^{\circ}\text{C}$); en cambio, en el último trimestre del año se presentan mayores temperaturas medias y, por contraste, también las temperaturas mínimas absolutas (INAMHI, 2020).

En las últimas cuatro décadas los datos obtenidos por la estación meteorológica La Argelia–Loja, a una altitud fluctuante entre 2,135 y 2,160 m.s.n.m, se observa de forma clara el ascenso sostenido de la temperatura media y de las temperaturas máximas absolutas que, en los años 2003 - 2004, ha llegado en dos ocasiones a la cifra récord de $28\text{ }^{\circ}\text{C}$ de temperatura. Este cambio climático que se produce en 40 años provoca una elevación de la temperatura media de $0,7\text{ }^{\circ}\text{C}$, cifra realmente elevada (INAMHI, 2020). La humedad relativa de la ciudad es de 75 %, hay una mayor humedad en diciembre a junio, febrero, marzo y abril con el 78 % y menor humedad relativa de julio a noviembre, con el 71 % (INAMHI, 2020).

Las horas de sol/día del valle de Loja en noviembre detectan la mayor cifra promedio de 5,3 horas sol/día sin interferencia de nubes. Diferente del primer semestre del año, que corresponde al período más húmedo del valle, con una insolación que oscila entre 4,5 horas sol/día, que representa una cifra media pero estable a lo largo del año (INAMHI, 2020). Sin embargo, un análisis más detallado indica que llueve más en el período comprendido entre enero–abril (49 %, con 15 % de lluvia en marzo) y menos de la mitad en el período junio–septiembre (22 %) siendo septiembre el mes más seco (4,6 %) (Geo Loja, 2007).

Algunos autores realizaron estudios utilizando acetato de buserelina como inductor de la ovulación en lugares como Limoeiro, Brasil con clima cálido y húmedo, Pisa, Italia con clima húmedo, Colorado EEUU clima frío y templado, Beaucouze, Francia clima templado y cálido donde la temperatura vario entre de 11-19°C y la nubosidad entre <30 y <70% y con 8 - 11,6 horas luz/día (Ferreira-Silva et al., 2018, Camillo et al., 2004, Fanelli, D et., 2021, Harrison, L et al., 1991 & Barrier-Battut et al., 2001), quienes obtuvieron ovulaciones entre 22,7 y 66 % hasta las 48 horas en hasta las 72 horas (Ferreira-Silva et al., 2018). Aplicando dosis de únicas 40 µg de AB IM (Ferreira-Silva et al., 2018), 4 dosis de 40 µg IV cada 12 horas, (Harrison, L et al., 1991 & Barrier-Battut et al., 2001), 40 µg IV 2 veces al día cada 12h hasta la ovulación (Camillo et al., 2004) y 1mg SC (Fanelli, D et., 2021).

3. METODOLOGÍA

3.1. MATERIALES

3.1.1. Materiales de Campo

- 8 yeguas cíclicas
- Termohigrómetro (Modelo SH-110, Marca Boeco327®, Alemania).
- Software Satelital Meteorológico Worldweatheronline.
- Ultrasonido (Modelo DP-6600Vet, marca Mindray®, China)
- Extensión
- Estabilizador
- Acetato de Buserelina (Conceptal®, Intervet, Unterschleissheim, Alemania)
- hCG (Fertivet ®, Chalver de Colombia, Bogotá, Colombia)
- Cloprostenol sódico (Lutaprost®250, Agrovvet Market, Lima, Perú)
- Jeringuillas -5ml
- Agujas -21G
- Carboximetilcelulosa
- Guantes ginecológicos

3.1.2. Materiales de Oficina

- Computador
- Memoria USB
- Impresora
- Cartuchos de tinta de impresión
- Hojas de papel bond
- Libreta de apuntes
- Esferos

- Lápiz
- Corrector
- Borrador
- Cámara digital

3.2. MÉTODOS

3.2.1. Ubicación

El presente estudio se realizó en la “Caballería Cazadores de los Ríos” ubicada al sureste de la ciudad de Loja, con coordenadas 4°00'36.6"S 79°11'13.9"W a una altitud promedio de 2101 msnm, con temperatura media 16,1°C, la humedad relativa 76,7%, precipitación 0,07 mm y nubosidad de 70%. Esta investigación fue realizada entre agosto 2020 y abril 2021.

3.2.2. Descripción de la Investigación

En el presente estudio se utilizaron 8 yeguas cíclicas sin raza definida, con edad entre 4 -15 años, con condición corporal entre 5- 7,5 de acuerdo a la escala (1 - 9, Henneke, 1983). Las yeguas fueron seleccionadas por medio de su historial reproductivo y el examen ginecológico, el cual incluyó la palpación rectal y el examen ultrasonográfico.

Los animales durante el día tuvieron una alimentación comprendida en libre pastoreo, más 4kg de concentrado dividido en tres raciones al día, y con heno de avena dos veces al día y recibieron suplemento de sal mineral dos veces a la semana y agua *ad libitum*.

Durante el desarrollo del experimento fue evaluada la dinámica folicular de 4 ciclos estrales por medio de palpación rectal y ultrasonografía. Durante el estro, al observarse la

presencia de edema uterino y un folículo ≥ 35 mm de diámetro las yeguas fueron sometidas de forma aleatoria a uno de los cuatro tratamientos (AB, Control, hCG o hCG + AB); donde se evaluó la presencia o ausencia de la ovulación y se verificó el tamaño del folículo dominante a las 36, 42, 48 y 60 horas. Cinco días después de la ovulación o en la confirmación de la presencia de un cuerpo lúteo, se administró 0,263 mg de Cloprostenol sódico, con el objetivo de acortar el ciclo estral para una siguiente evaluación folicular. Todas las unidades experimentales se sometieron a los 4 tratamientos de forma aleatoria.

3.2.3. Descripción e Identificación de los Grupos

Los animales fueron incluidos en el experimento en presencia de tamaño folicular ≥ 35 de diámetro y edema uterino grado 2-3 visible en la ultrasonografía.

Los tratamientos aplicados para la inducción de la ovulación a las unidades experimentales fueron los siguientes:

AB (Acetato de Buserelina): se administró una sola dosis de 42 μ g de Acetato de Buserelina por vía intramuscular (IM)

CONTROL (sin inducción de la ovulación): no se administraron hormonas inductoras de la ovulación.

hCG (Gonadotropina Coriónica Humana): se administró una sola dosis de 2,500 UI de hCG por vía intravenosa (IV).

Combinación hCG + AB: se administró la combinación de 2,500 UI de hCG por vía IV y 42 μ g de Acetato de Buserelina por vía IM.

Tabla 2. Orden de aplicación de los tratamientos distribuidos aleatoriamente a cada yegua en los diferentes ciclos estrales.

Unidades Experimentales	Tratamientos			
	CONTROL	hCG	AB	hCG+AB
1	2°	3°	4°	1°
2	3°	4°	1°	2°
3	4°	1°	2°	3°
4	1°	2°	3°	4°
5	2°	3°	4°	1°
6	3°	4°	1°	2°
7	4°	1°	2°	3°
8	1°	2°	3°	4°

Después de la aplicación de cada tratamiento se midió el diámetro del folículo dominante a las 36, 42, 48 y 60 horas y se verificó la presencia de ovulación. Para determinar el tamaño pre-ovulatorio del folículo y el crecimiento folicular se utilizó la fórmula: (diámetro folicular final - diámetro folicular inicial) / número de horas de evaluación o número de días; el diámetro folicular final fue considerado el último tamaño folicular antes de ovulación. En ausencia de la ovulación los animales fueron evaluados hasta 204 horas para identificar la presencia de un folículo anovulatorio.

Se registraron la temperatura y humedad relativa, por medio de un termohigrómetro al momento de la inducción y 36 horas post tratamiento. La precipitación y nubosidad, fueron obtenidas a través del Software Satelital Meteorológico Worldweatheronline, al momento de la inducción, a las 36h post-inducción y finalmente se obtuvo un promedio desde la inducción hasta la ovulación.

3.2.4. Técnica

- Por medio de palpación rectal fue verificado el tono uterino (1 – 4) y tono de cérvix (1 - 3). A través de la ultrasonografía vía transrectal fue determinado el tamaño folicular por medio de dos medidas (longitudinal y transversal) y la presencia de cuerpo lúteo tanto del ovario derecho como del izquierdo, fueron registrados los datos en la ficha de seguimiento de desarrollo folicular.
- Para la administración hormonal, después de verificar la presencia de edema uterino 2-3 y un folículo $\geq 35\text{mm}$ se aplicó **hCG**, **AB**, **hCG+AB** respectivamente mediante la utilización de jeringa de 5-10ml y aguja 21G la hormona correspondiente.
- Por medio de ultrasonografía transrectal se determinó el crecimiento folicular, tamaño pre ovulatorio del folículo y la presencia o no de la ovulación.
- Cinco días después de la ovulación o en la confirmación de la presencia de un cuerpo lúteo, se administró 0,263 mg de Cloprostenol sódico por vía IM en todos los tratamientos, con el objetivo de acortar el ciclo estral para una siguiente evaluación folicular.
- Al momento de medir el diámetro del folículo dominante a las 36, 42, 48 y 60 horas, para determinar el tamaño pre-ovulatorio del folículo y el crecimiento folicular, se registraron las condiciones climáticas cuyos datos fueron obtenidos por el termo higrómetro (temperatura y humedad relativa), así mismo la precipitación y nubosidad del Software Satelital Meteorológico Worldweatheronline.

3.2.5. Variables de Estudio

Tabla 3. Caracterización de las variables

VARIABLE	DEFINICIÓN	CATEGORÍAS	UNIDADES	INSTRUMENTO
Tamaño folicular pre-ovulatorio	Es el aumento del tamaño de folículo dominante en mm, durante la fase folicular.	-	mm	Ultrasonido
Ovulación	Es el proceso mediante el cual se desintegra la pared folicular para dejar en libertad al ovocito y al fluido folicular en la fosa de ovulación.	SI/NO	-	Ultrasonido (Observación Indirecta)
Tiempo de ovulación	Es el tiempo en que se produce la ovulación que generalmente va de 36 a 48 antes de terminar el estro.	-	Horas y días	Observación indirecta
Temperatura	Es una magnitud física que refleja la cantidad de calor, ya sea de un cuerpo, de un objeto o del ambiente. Dicha magnitud está vinculada a la noción de frío (menor temperatura) y caliente (mayor temperatura).	-	°C	Termohigrómetro
Humedad	Cantidad de agua, vapor de agua o cualquier otro líquido que está presente en la superficie o el interior de un cuerpo o en el aire	-	%	Termohigrómetro
Precipitación	Es cualquier forma de hidrometeoro que cae de la atmósfera y llega a la superficie terrestre.	-	mm	Estación satelital
Nubosidad	Es la fracción de cielo cubierto con nubes, en un lugar en particular.	-	%	Estación satelital
Aplicación del Tratamiento (hormonas)	Consiste en administrar sustancias hormonales con el fin de inducir la ovulación.	hCG Acetato de buserelina hCG +Acetato de buserelina		Observación directa

3.2.6. Análisis de la Información

Para realizar los análisis estadísticos se emplearon hojas de cálculo Excel 2013 y el programa estadístico R” versión 3.6.2 de libre acceso.

Se utilizó la prueba exacta de Fisher para la variable de presencia-ausencia de ovulación.

Se utilizó ANOVA paramétrico para el supuesto cumplimiento de homogeneidad y normalidad para el análisis de las variables, tiempo de ovulación, tratamientos, aplicación de productos hormonales, Temperatura, humedad, precipitación, nubosidad.

La probabilidad de $p \leq 0,05$ indica que hubo diferencia significativa, y la probabilidad de $0,05 \leq p \leq 0,1$ indica que la diferencia se aproximó de ser significativa (hubo tendencia).

Los resultados obtenidos fueron analizados a través de ANOVA no paramétrico para K muestras independientes (Kruskal-Wallis) para las variables tamaño folicular pre-ovulatorio, crecimiento folicular por día y hora.

4. RESULTADOS

4.1. EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA/ AUSENCIA DE LA OVULACIÓN EN YEGUAS

Utilizando el test exacto de Fisher se observó diferencia estadística ($p=0,00026$) en el porcentaje de ovulación entre los diferentes tratamientos experimentales como se observa en la (Figura 1), donde hCG y la combinación de hCG + AB presentaron el 100% de ovulaciones, mientras que el tratamiento control y AB obtuvieron 37,5% y 25% respectivamente.

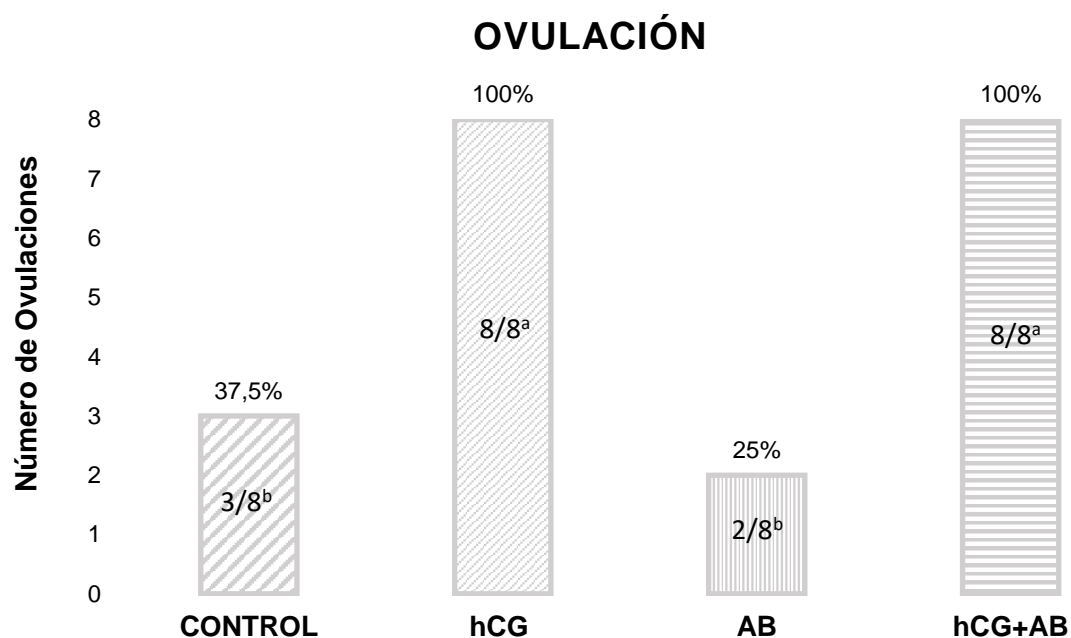


Figura 1. Media \pm desvío estándar, mínimo y máximo de presencia de ovulación de yeguas en los diferentes tratamientos: AB (42 μ g de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB.

*a, b Letras sobrescritas minúsculas muestran diferencia estadística ($p \leq 0,05$)

4.2. TIEMPO MEDIO DE OVULACIÓN EN YEGUAS

A través de la prueba Kruskal-Wallis se realizó la comparación del momento de ovulación, donde se pudo notar el efecto de tratamiento sobre las horas de ovulación (Figura 2). Según el análisis en los tratamientos hCG y combinación hCG+AB, el tiempo promedio hasta la ovulación fue de $39 \pm 3,21$ h desde la inducción, diferente ($p=0,029$) del tratamiento control el cual presentó un tiempo promedio hasta la ovulación de $99,43 \pm 56,16$ h y del tratamiento AB de $115,71 \pm 54,41$ h.

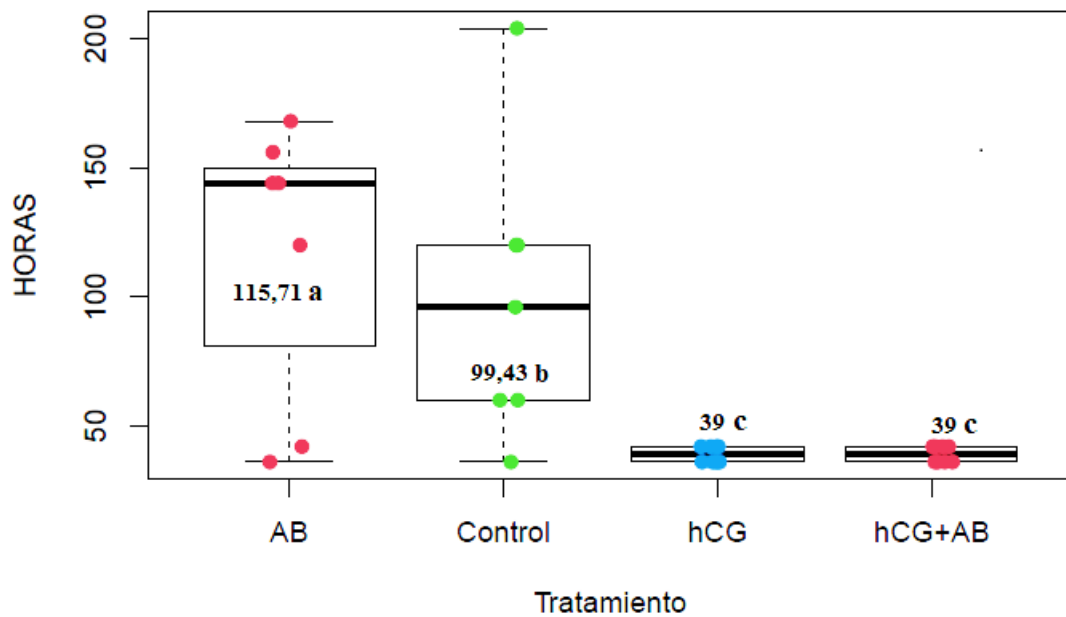


Figura 2. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tiempo de ovulación (horas) de yeguas cíclicas en los tratamientos: AB (42 μ g de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB.

*a, b Letras sobrescritas minúsculas muestran diferencia estadística ($p \leq 0,05$).

4.3. MOMENTO DE LA OVULACIÓN DESPUES DE LA INDUCCIÓN HORMONAL

Los tratamientos hCG y hCG + AB presentaron el 100% de ovulaciones antes de 48 horas pos inducción (Tabla 3) y no presentaron folículo hemorrágico anovulatorio (HAF); ya en el tratamiento AB 25% de las yeguas ovularon dentro de las 48 horas y el 62,5% entre las 120 y 168 horas y en el tratamiento Control el 12,5% de las yeguas ovulo dentro de las 48 horas y el 75% ovularon entre 60 y 204 h. En estos dos últimos tratamientos dos yeguas presentaron un HAF de 44 y 47,5 mm respectivamente.

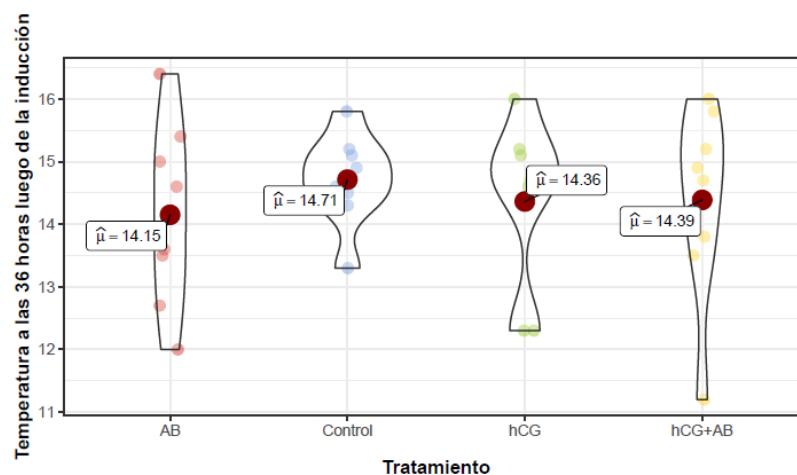
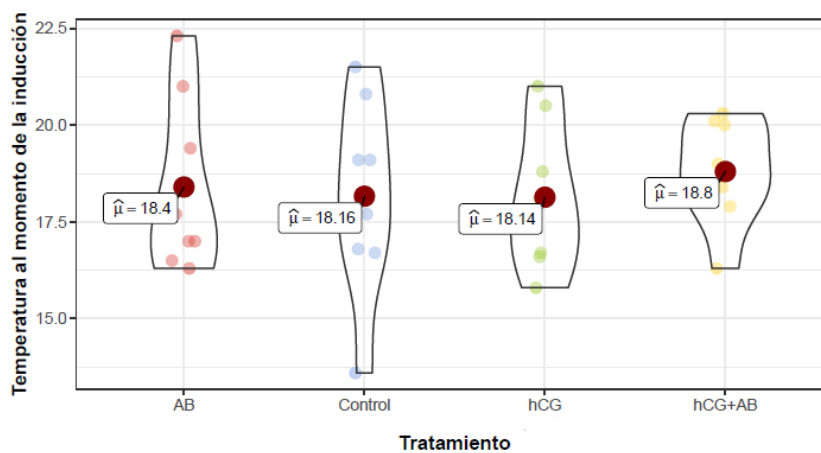
Tabla 4. Distribución de las ovulaciones después de la inducción con los tratamientos: AB (42 µg de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB.

Horas	TRATAMIENTO			
	AB n (%)	Control n (%)	hCG n (%)	hCG + AB n (%)
24 - 48	2/8 (25%)	1/8 (12,5%)	8/8 (100%)	8/8 (100%)
48 - 72	-	2/8 (25%)	-	-
≥72	5/8 (62,5%)	4/8 (50%)	-	-
HAF	1/8 (12,5%)	1/8 (12,5)	-	-

HAF: folículos hemorrágicos anovulatorios.

4.4. TEMPERATURA AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN

Los valores de temperatura ($^{\circ}\text{C}$) obtenidos al momento de la inducción de los tratamientos, 36 H y promedio inducción-ovulación se representan en la (Figura 3). Donde no se observó efecto de la temperatura ambiental sobre la ovulación ($p>0,05$). Esta fue similar entre los tratamientos, manteniéndose entre $18,14$ y $18,8^{\circ}\text{C}$ al momento de la inducción; entre $14,15$ y $14,71^{\circ}\text{C}$ a las 36H pos inducción y entre $12,95$ y $13,2^{\circ}\text{C}$ desde el momento de la inducción hasta la ovulación.



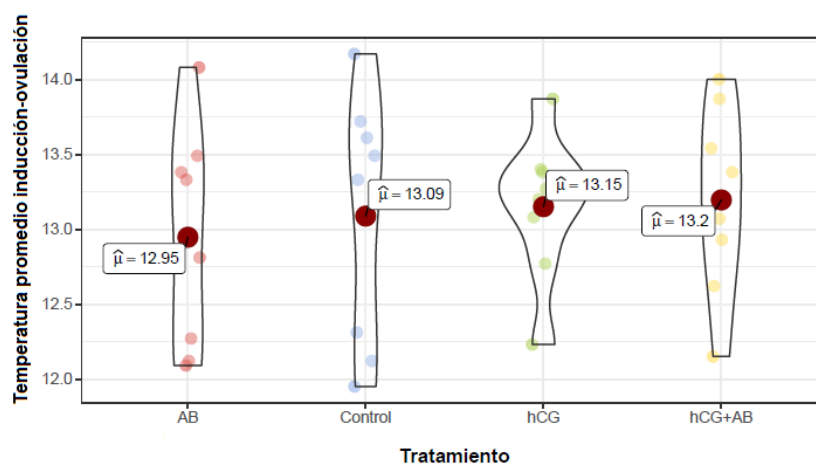


Figura 3. Media \pm desvío estándar, mínimo y máximo de la temperatura ambiental ($^{\circ}$ C) al momento de la inducción, 36h pos inducción y promedio inducción-ovulación de yeguas cíclicas con los tratamientos: AB (42 μ g de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p > 0,05$).

4.5. HUMEDAD AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN

Los valores de humedad (%) obtenidos al momento de la inducción de los tratamientos, 36 H y promedio inducción-ovulación se representan en la (Figura 4). Donde no se observó efecto de la humedad ambiental sobre la ovulación ($p > 0,05$). Esta fue similar entre los tratamientos, manteniéndose entre 69,12 y 62,88 % al momento de la inducción; entre 71,38 y 83,25 % a las 36H pos inducción y entre 79,61 y 83,99 % desde el momento de la inducción hasta la ovulación.

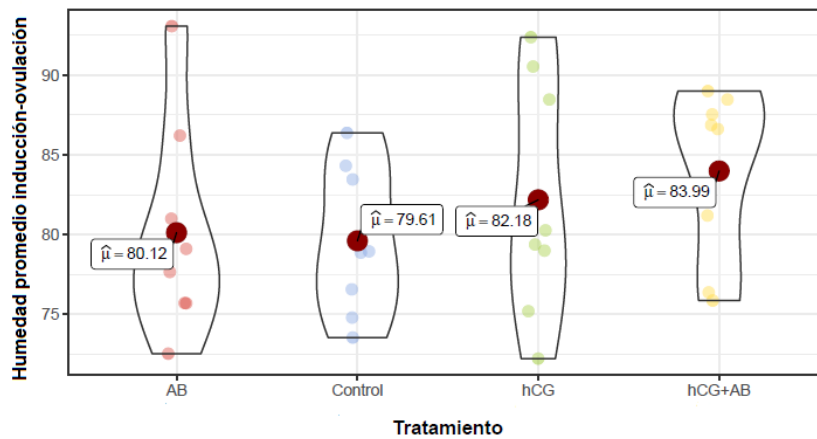
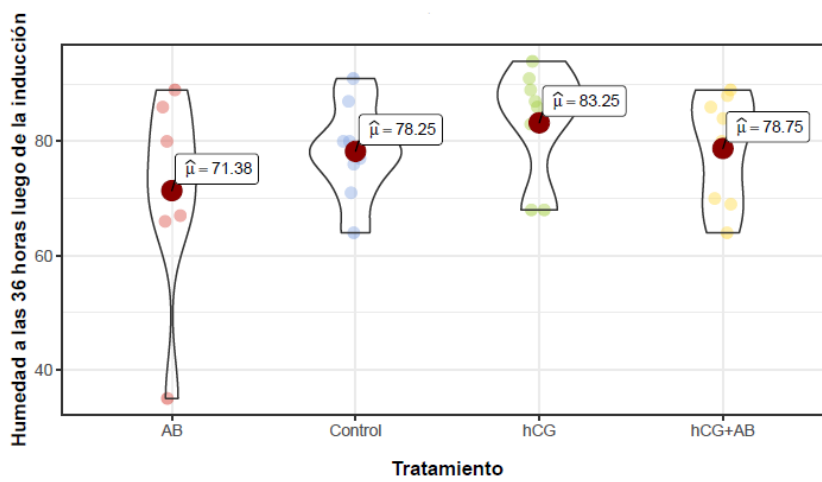
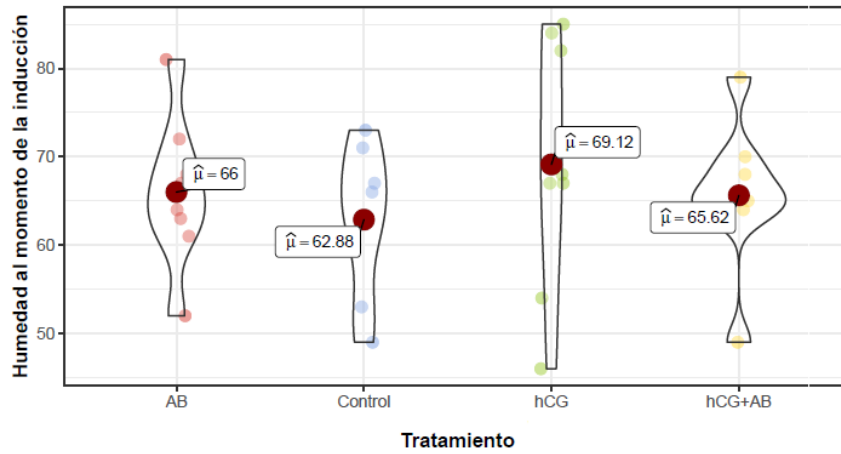
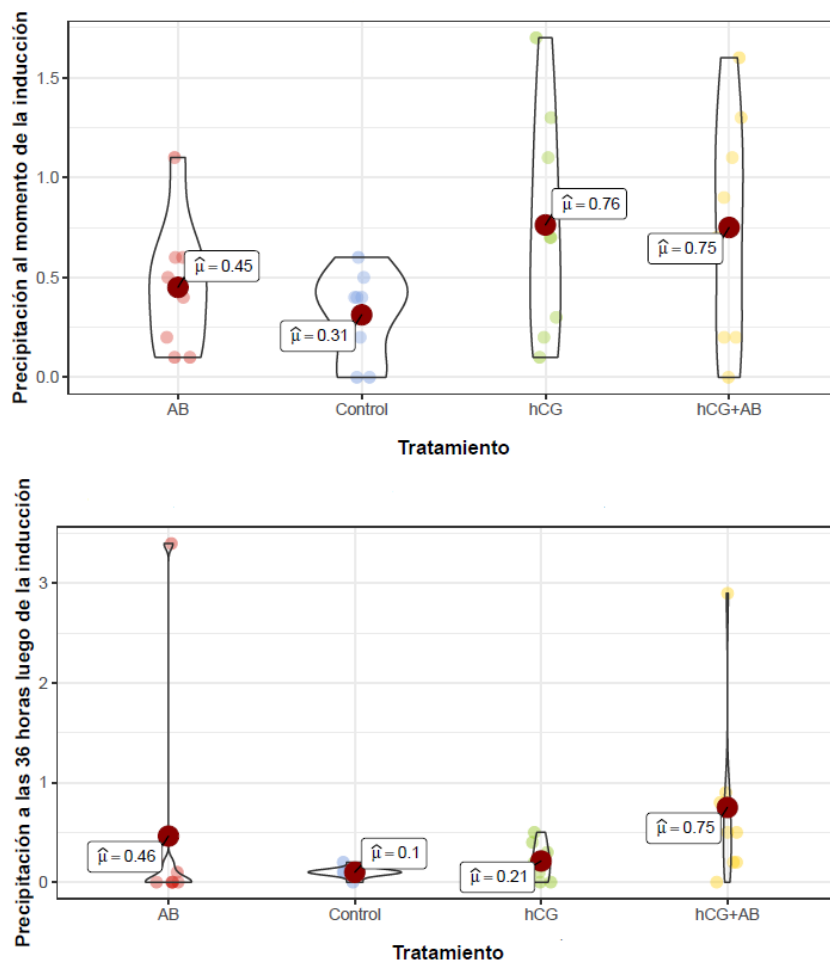


Figura 4. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la humedad ambiental (%) al momento de la inducción, 36h pos inducción y promedio inducción-ovulación de yeguas cíclicas con los tratamientos: AB (42 μ g de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p > 0,05$).

4.6. PRECIPITACIÓN AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN

Los valores de precipitación (mm) obtenidos al momento de la inducción de los tratamientos, 36 H y promedio inducción-ovulación se representan en la (Figura 5). Donde no se observó efecto de la humedad ambiental sobre la ovulación ($p>0,05$). Esta fue similar entre los tratamientos, manteniéndose entre 0,31 y 0,76 mm al momento de la inducción; entre 0,1 y 0,75 mm a las 36H post-inducción y entre 0,86 y 1,72 mm desde el momento de la inducción hasta la ovulación.



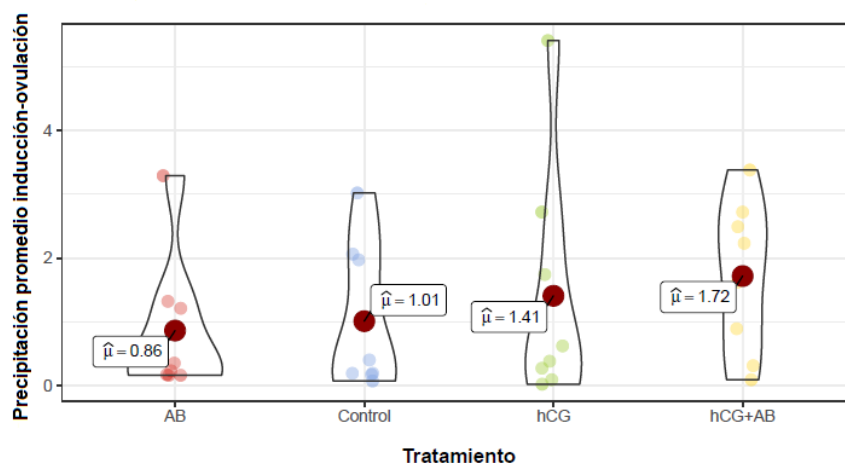


Figura 5. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la precipitación ambiental (mm) al momento de la inducción, 36h pos inducción y promedio inducción-ovulación de yeguas cíclicas con los tratamientos: AB (42 μ g de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB).

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p > 0,05$).

4.7. NUBOSIDAD AMBIENTAL AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN, 36H POS INDUCCIÓN Y PROMEDIO INDUCCIÓN-OVULACIÓN

Los valores de nubosidad (%) obtenidos al momento de la inducción de los tratamientos, 36 H y promedio inducción-ovulación se representan en la (Figura 6). Donde no se observó efecto de la nubosidad ambiental sobre la ovulación ($p > 0,05$). Esta fue similar entre los tratamientos, manteniéndose entre 62,75 y 76,38 % al momento de la inducción; entre 47,5 y 68,75 % a las 36H pos inducción y entre 62,47 y 71,7 % desde el momento de la inducción hasta la ovulación.

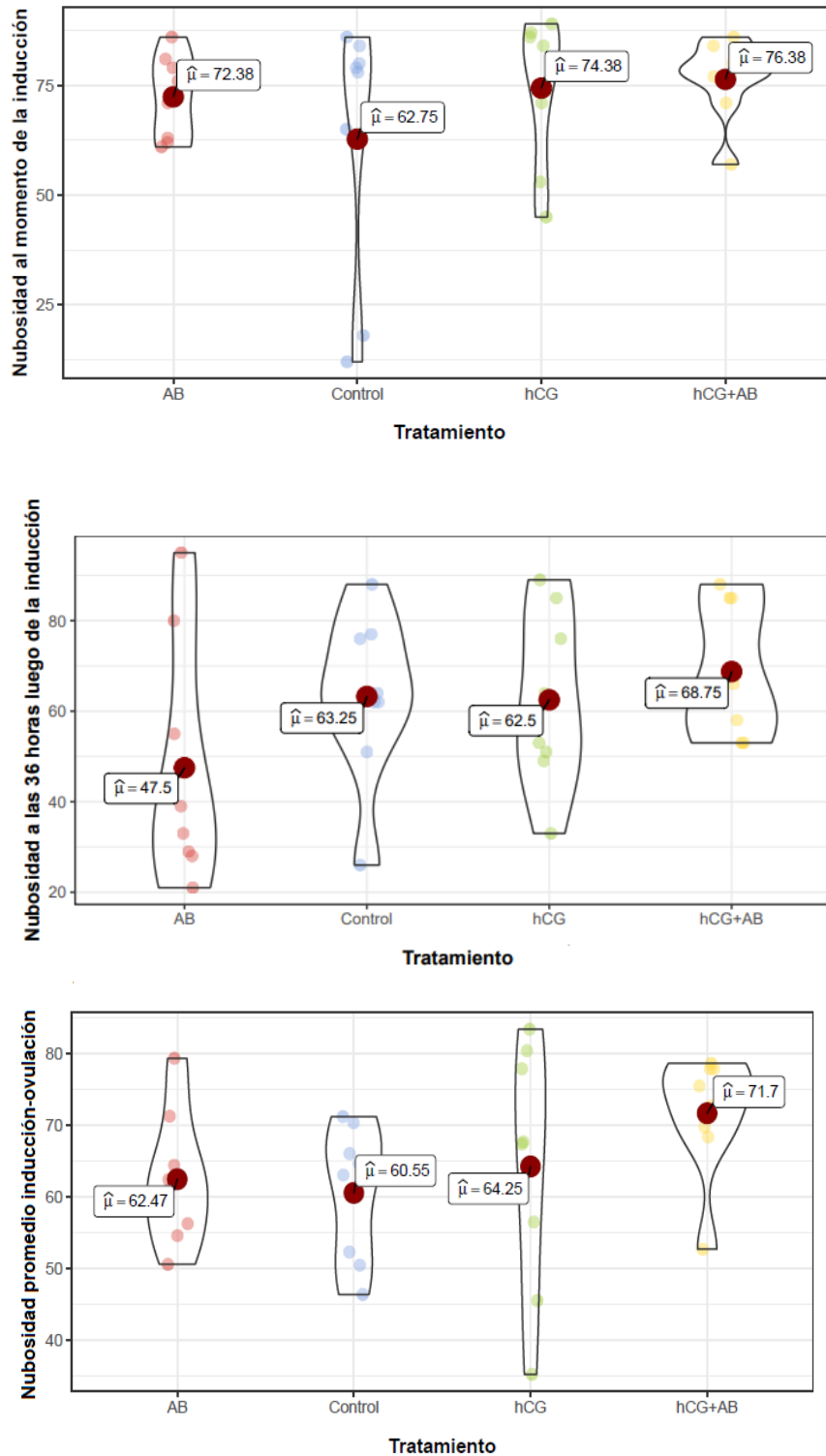


Figura 6. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de la nubosidad ambiental (%) al momento de la inducción, 36h pos inducción y promedio inducción-ovulación de yeguas cíclicas con los tratamientos: AB (42 μ g de Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (2,500 UI de Gonadotropina Coriónica Humana); y hCG + AB siendo la nubosidad promedio en la ciudad de Loja >60%.

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p > 0,05$).

4.8. TAMAÑO DEL FOLICULO AL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN

Se realizó la comparación entre tratamientos experimentales del tamaño del folículo pre-ovulatorio al momento de la inducción de cada uno de los tratamientos (Figura 7). En análisis refleja que el tamaño del folículo pre-ovulatorio no es estadísticamente significativo ($p=0,384$). De este modo, el tamaño folicular promedio al momento de la inducción es de $39,3 \pm 2,45$ mm siendo igual entre los tratamientos.

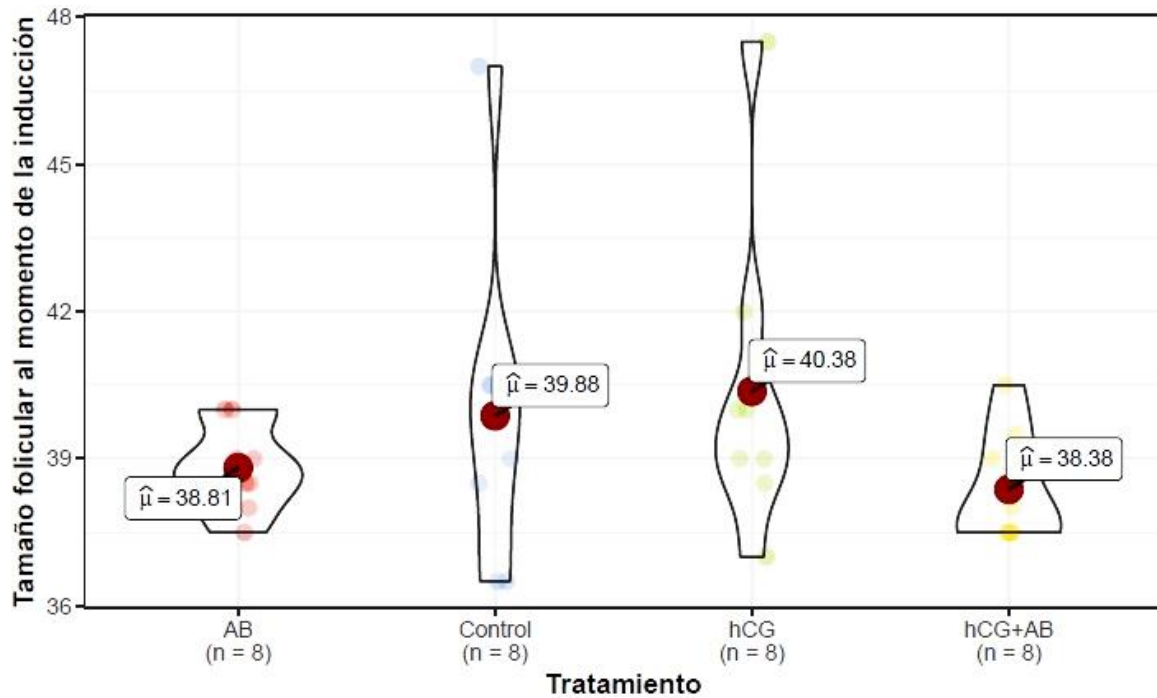


Figura 7. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tamaño del folículo pre-ovulatorio (mm) de yeguas en los tratamientos: AB (Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (Gonadotropina Coriónica Humana) y hCG + AB (combinación de Gonadotropina Coriónica Humana + Acetato de Buserelina).

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p>0,05$).

4.9. TAMAÑO DEL FOLÍCULO PRE-OVULATORIO HASTA LAS 48 HORAS POS INDUCCIÓN

Se realizó la comparación del tamaño del folículo pre-ovulatorio hasta las 48 horas posteriores a la inducción, donde se pudo notar el efecto del tratamiento, habiendo diferencia ($p=0,0059$) entre los tratamientos (Figura 8). Según el análisis el tratamiento control ($44,31 \pm 1,16$) mm, fue mayor ($p<0,05$) que el tratamiento hCG ($41,5 \pm 3,52$) mm y combinación hCG+AB ($39,56 \pm 2,01$) mm. El tratamiento AB ($43,75 \pm 3,79$) mm tuvo tendencia ($p=0,06$) de ser mayor que el tratamiento hCG+AB. El tratamiento hCG y hCG+AB presentaron tamaño folicular pre-ovulatorio semejante, al igual que el tratamiento AB tuvo semejanza al tratamiento Control y hCG.

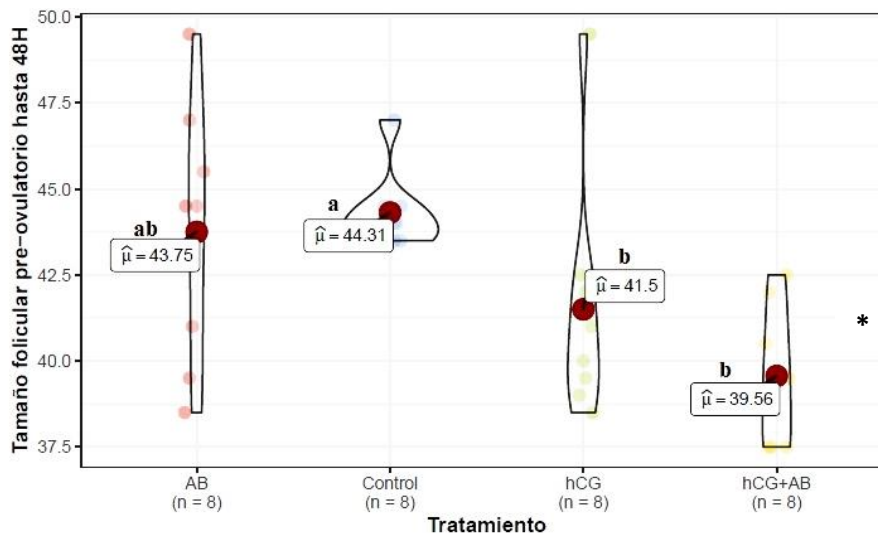


Figura 8. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tamaño del folículo pre ovulatorio (mm) hasta las 48h pos inducción de yeguas en los tratamientos: AB (Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (Gonadotropina Coriónica Humana) y hCG + AB (combinación de Gonadotropina Coriónica Humana + Acetato de Buserelina).

*a, b Letras sobrescritas minúsculas muestran diferencia estadística ($p \leq 0,05$).

4.10. TAMAÑO DE FOLÍCULO PRE OVULATORIO HASTA LA OVULACIÓN

Se realizó la comparación del tamaño del folículo pre-ovulatorio independientemente del tiempo de ovulación, el cual difiere ($p=0,00209$) entre los tratamientos (Figura 9). Según el análisis el tratamiento control ($45,19\pm 1,41$) mm, fue mayor ($p<0,05$) que el tratamiento hCG ($41,5\pm 3,52$) mm y combinación hCG+AB ($39,56\pm 2,01$) mm. El tratamiento AB ($45,12\pm 4,53$) fue mayor ($p=0,027$) que el tratamiento hCG+AB. El tratamiento hCG y hCG+AB presentaron tamaño folicular pre-ovulatorio semejante, y el tratamiento AB tuvo semejanza al tratamiento Control y hCG.

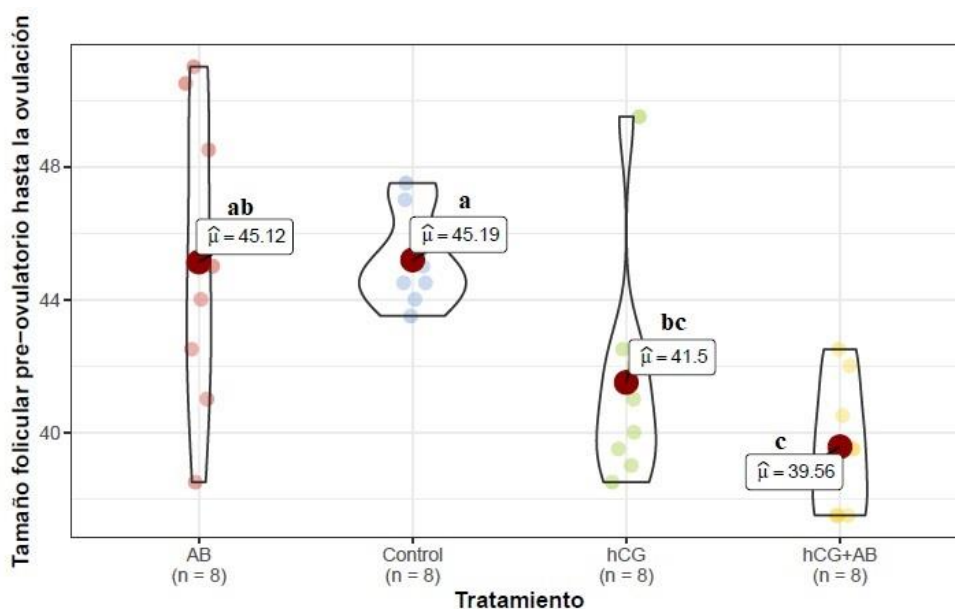


Figura 9. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo de tamaño del folículo pre-ovulatorio (mm) pos inducción hasta la ovulación de yeguas en los tratamientos: AB (Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (Gonadotropina Coriónica Humana) y hCG + AB (combinación de Gonadotropina Coriónica Humana + Acetato de Buserelina)

*a, b, c Letras sobrescritas minúsculas muestran diferencia estadística ($p \leq 0,05$)

4.11. CRECIMIENTO FOLICULAR INDUCCIÓN-OVULACIÓN

Realizada la comparación del crecimiento del folículo pre-ovulatorio (mm) desde la inducción hasta la ovulación, se observó efecto de tratamiento ($p=0,0121$) (Figura 10). El tratamiento control ($7,21\pm 2,97$) mm, presento una tendencia de ser mayor ($p<0,1$) que el tratamiento hCG ($2,25\pm 0,29$) mm y hCG+AB ($2,5\pm 1,08$) mm. El tratamiento AB ($6,07\pm 3,62$) presenta una tendencia ($p=0,067$) que los tratamientos hCG y hCG+AB. El tratamiento hCG y hCG+AB presentaron crecimiento folicular semejante, y el tratamiento AB tuvo semejanza con tratamiento Control.

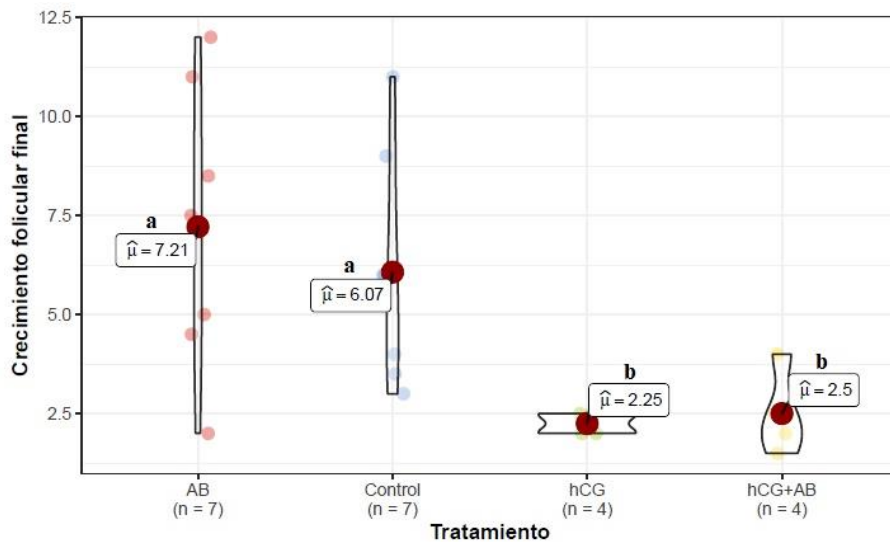


Figura 10. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo del crecimiento del folículo pre-ovulatorio (mm) hasta la ovulación post-inducción de yeguas en los tratamientos: AB (Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (Gonadotropina Coriónica Humana) y hCG + AB (combinación de Gonadotropina Coriónica Humana + Acetato de Buserelina)

*a, b, Letras sobrescritas minúsculas muestran tendencia estadística ($p \leq 0,1$)

4.12. CRECIMIENTO FOLICULAR EN DÍAS

Se realizó la comparación entre tratamientos experimentales del crecimiento del folículo pre-ovulatorio (mm) por día, desde la inducción hasta la ovulación de cada uno de los tratamientos (Figura 11). El factor tratamiento no fue estadísticamente significativo ($p=0,977$). De este modo, el crecimiento folicular diario es similar entre los tratamientos variando entre 1,19 a 1,43mm /día.

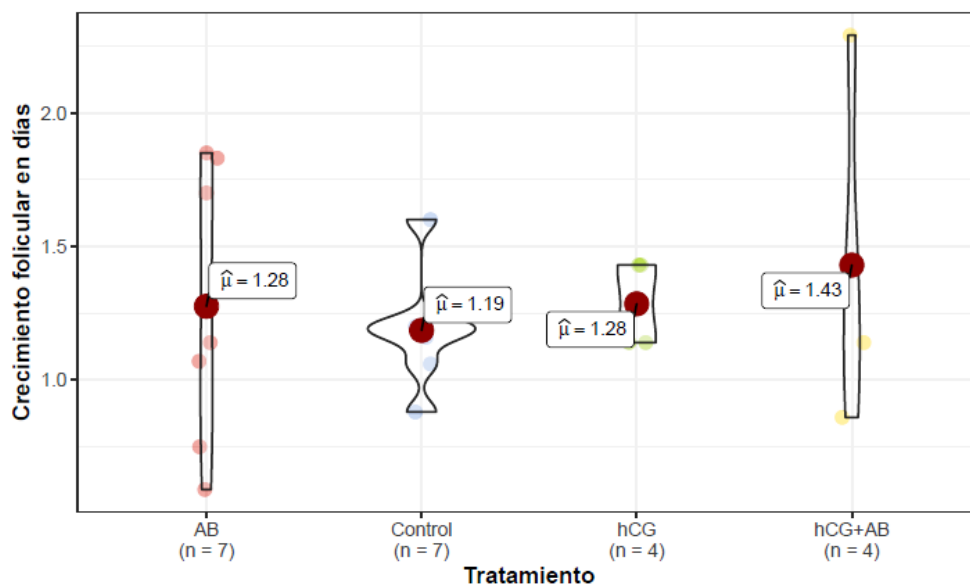


Figura 11. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo del crecimiento folicular diario pre-ovulatorio (mm) de yeguas en los tratamientos: AB (Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (Gonadotropina Coriónica Humana) y hCG + AB (combinación de Gonadotropina Coriónica Humana + Acetato de Buserelina).

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p>0,05$).

4.13. CRECIMIENTO FOLICULAR EN HORAS

Se realizó la comparación entre tratamientos experimentales del crecimiento del folículo pre-ovulatorio (mm) por hora, desde la inducción hasta la ovulación de cada uno de los tratamientos (Figura 12). El factor tratamiento no fue estadísticamente significativo ($p=0,947$). De este modo, el crecimiento folicular por hora es similar entre los tratamientos variando entre 0,05 a 0,06 mm /hora.

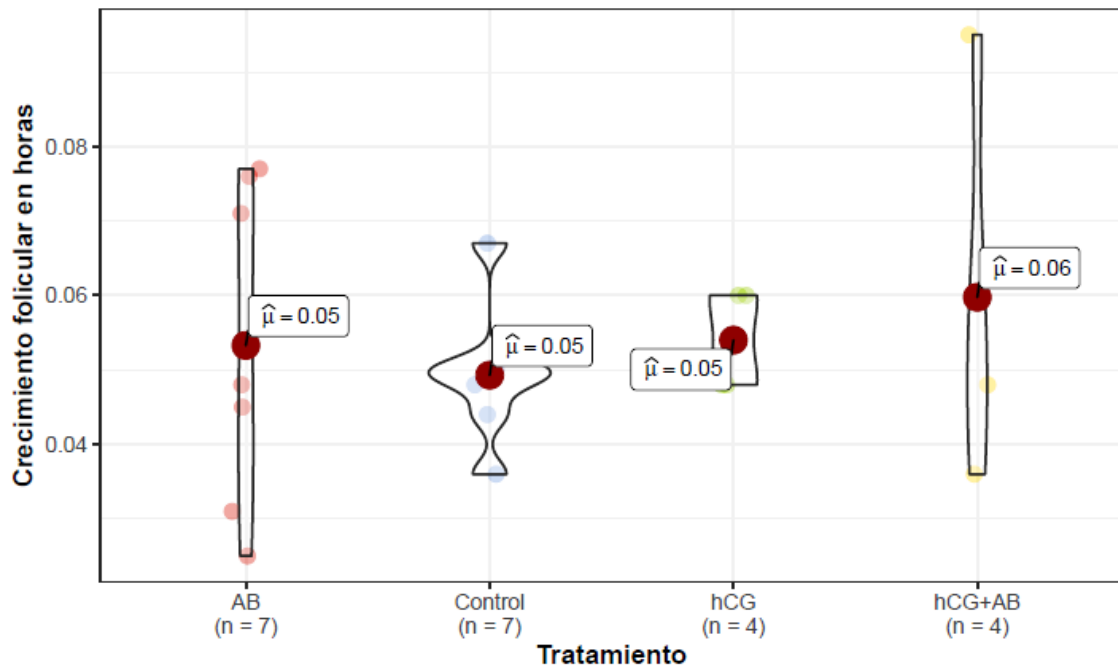


Figura 12. Media \pm desvió estándar, mínimo y máximo del crecimiento folicular pre-ovulatorio (mm) hora de yeguas en los tratamientos: AB (Acetato de Buserelina); Control (sin inducción hormonal); hCG (Gonadotropina Coriónica Humana) y hCG + AB (combinación de Gonadotropina Coriónica Humana + Acetato de Buserelina).

*No se observó diferencia estadística entre los tratamientos ($p>0,05$).

5. DISCUSIÓN

La yegua fisiológicamente ovula de 24 a 48 h antes del finalizar el celo, con variación en el diámetro folicular entre 35 y 55 mm (Ginther, 1993; Ginther & Bergfelt, 1993), generalmente en la presencia de un folículo ≥ 35 mm y edema uterino la ovulación ocurre entre 41 y 132h (Gastal et al., 2006^a). La inducción de la ovulación en yeguas ayuda a garantizar a que está ocurra entre 36 a 48 h facilitando el uso de biotecnologías reproductivas y reduciendo el número de inseminaciones y montas requeridas durante el estro (Bergfelt, 2000; Ley, 2006; McKinnon et al., 1993). Posterior a la inducción hormonal el tiempo promedio de ovulación es de 24 a 48 horas para acetato de buserelina (Barrier-Battut, 2001; Fleury, et al., 2003) y 36 a 48h para hCG (Bergfelt, 2000; Ley, 2006).

A través de ecografía transrectal en el presente trabajo con nubosidad $>60\%$ se pudo observar que, las yeguas del tratamiento Control el tiempo promedio hasta la ovulación fue de $99,4 \pm 56,16$ h, solamente 1/8 (12,5%) ovularon dentro de 48 h a partir de la detección de un folículo dominante ≥ 35 mm y edema uterino 2-3°; mientras que 6/8 (75%) ovularon entre 60 y 204 horas, además 1/8 (12,3%) yegua presentó HAF. Chávez et al., (2018) presentan datos similares, mostrando que 3/8 (37,5%) yeguas evaluadas del tratamiento Control ovularon dentro de las 48 h a partir de la detección de un folículo dominante, en tanto que 5/8 (62,5) ovularon entre 72 y 120 h después y Harrison, L et al., (1991) manifiestan que 3/15 (20%) yeguas de su trabajo ovularon dentro de las 48 horas. La falta de horas de luz al día y la presencia de nubosidad, puede provocar el aumento de melatonina e inhibición de la liberación de GnRH (Rocha et al., 2011) responsable de la liberación de FSH y LH asociadas al desarrollo folicular, la maduración oocitaria, la ovulación y la función lútea (Ginther et al., 2008^f), por lo tanto, bajos niveles de LH retrasan la ovulación o generan HAF.

Para ambos tratamientos hCG y combinación hCG + AB, 8/8 (100%) de las yeguas ovularon antes de las 48h, en promedio de $39 \pm 3,21$ h desde la administración hormonal, siendo similar al trabajo de Segabinazzi, L et al., (2021) que con dosis de 1,500 UI (IV) el tiempo de ovulación fue en promedio de $39,4 \pm 2,7$ horas y con la combinación de 1,500 UI (IV) de hCG + Acetato de deslorelina (otro análogo de GnRH) 1mg (IM) el tiempo de ovulación fue de $40,2 \pm 3,3$ horas. Así también, Fernández, F. et al., (2008) obtuvieron 10/10 (100%) de ovulaciones antes de las 48h después de la aplicación de 2,000 UI de hCG (IM) y Fanelli, D et al., (2021) obtuvieron 23/23 (100%) de ovulaciones con dosis de 2,500 UI de hCG dentro de las 48h.

Por otro lado, Samper et al., (2002), obtuvieron 10/12 (83,3%) de ovulación dentro de 48 horas usando dosis de 2,500 UI (IV) de hCG y Harrison, L et al., (1991) indican que 12/15 (80%) de las yeguas ovularon dentro de las 48 horas con dosis de 3,300 UI de hCG (IV). La hCG se utiliza muy a menudo en las hembras equinas para lograr ciclos estrales continuos sin embargo, la administración repetida puede afectar la fertilidad de la yegua (Duchamp et al., 1986; Harrison, L et al., 1991 y McCue et., al 2007), causado por la formación de anticuerpos disminuyendo la respuesta a hCG (Roser et al., 1979; Duchamp et al., 1986 y McCue et., al 2007) aunque otros autores indican que en la práctica no es común que se presenten alteraciones (Berezowski et al., 2004 y Barbacini, et al., 2010), así como estas no se evidenciaron en este trabajo.

De acuerdo Lindholm, A et al., (2010) indican que los análogos de GnRH, acetato de deslorelina y acetato de buserelina no muestran diferencias en la síntesis y liberación de LH (Ferreira-Silva et al., 2018) o la inducción de la ovulación con dosis de 1,5, 1,0, 0,5 mg la cual se produce dentro de las 48 horas. No se encontraron publicaciones utilizando la combinación

de acetato de buserelina con hCG, pero si combinaciones de otros análogos de GnRH, así este es el primer estudio demostrando la eficiencia de esta combinación.

El uso de la combinación de hCG + AB resultó eficaz debido a que hCG reduce el estradiol y aumenta las concentraciones de LH, induciendo así la ovulación después de 48 h del tratamiento similar a la acción del acetato de buserelina que estimula la síntesis y la liberación de LH, lo que indica que la combinación de estas hormonas provoca el aumento de las concentraciones de LH, haciendo que el folículo dominante madure rápidamente y se produzca la ovulación. Esta alternativa para inducir la ovulación, de hCG + AB, puede potencializar el efecto de hCG y provocar las ovulaciones en casos donde exista resistencia a esta hormona (Duchamp et al., 1986; Harrison, L et al., 1991 y McCue et., al 2007).

Por otro lado, las yeguas sometidas al tratamiento con 42 µg de AB (dosis única) ovularon en tiempo promedio de 115,7±54,41 horas, 2/8 yeguas (25%), ovularon dentro de 48h, mientras que 5/8 (62,5%) ovularon entre 120 y 168 horas después de la inducción hormonal; estos resultados son diferentes de autores que utilizaron dosis única de 40 µg de AB (IM) quienes obtuvieron 100% de ovulaciones dentro de 48 horas pos inducción (Miki et al., 2016) y 90% antes de las 72 horas (Ferreira-Silva et al., 2018); además Immonen & Cuervo-Arango, (2019) obtuvieron 100% de ovulaciones con dosis de 200 µg (IM). Es importante resaltar que Miki et al., (2016) indujo la ovulación cuando el folículo tenía un tamaño ≥ 45 mm y disminución de edema uterino, así es posible que el momento de la inducción interfiera en los índices de ovulación. Un estudio menciona que una sola dosis de AB resulta en bajos índices de preñez probablemente por el retraso de la ovulación (Michel et al., 1986) con posible inviabilidad del ovocito (Carnevale, & Ginther, 1995).

Sin embargo, otros estudios aplicando diversos protocolos y diferentes dosis han obtenido tasa de ovulación del 22,7% (Camillo et al., 2004); 37,9% (Fanelli, D et al., 2021); 61% (Barrier-Battut et al., 2001); y 66% (Harrison, L et al., 1991). Ya con dosis altas de 0,25-6,3 mg (SC) autores obtuvieron porcentajes de entre 82,6 – 94,7 (Newcombe & Cuervo-Arango, 2016 & Levy, I & Duchamp, G 2007), dentro de las 48h. Se puede evidenciar una considerable variabilidad de la eficacia del uso de acetato de buserelina como inductor de la ovulación en yeguas, lo cual puede estar influenciada por una serie de factores como el clima, el estado nutricional, la raza entre otros.

La presencia o ausencia de la ovulación en yeguas está ligada a la nutrición y a la parte climática. Para que una hembra equina ovule necesita de dos factores: la luminosidad (horas luz) y alimentación (Samper, 2000, Guerin y Wang, 1994; Fitzgerald y McManus, 2000; Nagy et al., 2000), por ello cuando existe menor cantidad y calidad de alimento y hay en épocas frías lluviosas los equinos es posible que haya falla reproductiva.

El fotoperiodo influye en la liberación de las hormonas de la reproducción mediante la estimulo o inhibición hipotalámica (Kooistra & Ginther, 1975; Scraba & Ginther, 1985). Algunos autores realizaron estudios utilizando buserelina como inductor de la ovulación en lugares como Pisa, Italia (húmedo), Colorado EEUU (frío y templado), Beaucouze, Francia (templado y cálido) donde la temperatura vario entre de 11-19°C y la nubosidad entre <30 y <70% y con 8 - 11,6 horas luz/día (Camillo et al., 2004, Fanelli, D et., 2021, Harrison, L et al., 1991 & Barrier-Battut et al., 2001), quienes obtuvieron ovulaciones entre 22,7 y 66 % hasta las 48 horas; nuestro estudio fue realizado en la ciudad de Loja, Ecuador entre agosto 2020 y

abril 2021, donde el clima es templado–ecuatorial subhúmedo, la temperatura y nubosidad promedio son 13 °C y >60% con 12 horas luz/día todo el año, donde la mayor parte del día y meses permanecen nublados y con precipitaciones constantes inclusive en los días más despejados del año, esto es posible que pueda interferir en la dinámica folicular de la yegua, por ello el índice de ovulación fue del 25% dentro de las 48 horas, lo cual indica que bajas dosis de AB asociado a poca luminosidad provoca bajos índices de ovulación y la probabilidad de HAF.

En este estudio en yeguas cíclicas y en el de Fanelli, D et al., (2021), se encontró que la hCG es más efectiva que GnRH (acetato de busserelina) para inducir la ovulación en yeguas en cíclicas y en transición. Se sabe que la glándula pituitaria en yeguas en transición (Hart et al., 1984) tiene un menor contenido de LH y, por tanto, la GnRH puede ser menos eficaz para inducir la liberación de LH y la ovulación en estas yeguas. Aunque nuestro estudio fue realizado en la zona ecuatorial (no existe disminución de horas luz/día por la latitud), la temperatura, humedad, precipitación y nubosidad obtenidas al momento de la inducción de la ovulación, 36 horas pos inducción y promedio inducción-ovulación entre agosto (2020)-abril (2021) no presentaron diferencias estadísticas, por lo tanto, no fueron factores ambientales locales que interfirieron en la ovulación entre los tratamientos. Sin embargo, el porcentaje de nubosidad se conoce que aumenta entre 70 a 90% en los meses de octubre a mayo posiblemente ocasionando un retraso en la fisiología reproductiva de todas las yeguas.

El estado nutricional de la yegua es uno de los factores ligados a la ovulación siendo la alimentación parte esencial para que se produzca la misma mediante suministración de nutrientes en cantidad y calidad tales que aseguren la función reproductiva de la yegua (Hernández, 2009), En el estudio de Ferreira-Silva et al., (2018) las yeguas fueron sometidas a

pastoreo semi extensivo, adicionalmente administraban heno de (*Cynodon* spp.), alfalfa y 4 kg de balanceado y sal mineral *ad libitum* obteniendo el 90% de ovulaciones con AB, diferente a dietas con heno *ad libitum* (Camillo et al., 2004); heno mixto *ad libitum* y concentrado (Fanelli, D et., 2021) y heno de alfalfa *ad libitum* (Harrison, L et., al 1991) y sal mineralizada diaria en todos los casos obteniendo índices de ovulación entre 22,7 a 66%. En nuestro estudio con dieta alimentaria en libre pastoreo con pastos rasos, heno de avena dos veces al día, 4kg de concentrado y suplemento de sal mineral dos veces a la semana se obtuvieron bajos índices ovulatorios (25%) Esto posiblemente fue debido a la deficiencia de macrominerales y oligoelementos que pueden ocasionar trastornos reproductivos y la suplementación de sal mineral diaria permite mejorar la fertilidad aumentando los índices de ovulación y concepción (Islam et al., 2012), ya que el magnesio, zinc, cobre, hierro, cobalto y selenio estimulan el crecimiento del folículo dominante y subordinado en la fase estral (Amal et al., 2013).

Se conoce que fisiológicamente el crecimiento folicular diario de la yegua en promedio es 2,19 y 2,4 (Newcombe & Cuervo-Arango, 2013 & Ginther, 1992) con utilización de hCG estudios reportan un crecimiento 2 a 3 mm diarios (Kilicarslan et al., 1996 & Ramírez et al., 2010), sin embargo, Rodríguez G. et al., (2013) con hCG obtuvieron un crecimiento folicular total de 1,4 mm siendo el crecimiento folicular diario de $1,0 \pm 1,5$ mm en $50,4 \pm 13,6$ horas. Con los datos de Harrison, L et al., (1991) en los diferentes tratamientos Control, 40 μ g/12h de AB y hCG se observó un crecimiento folicular total desde la inducción hasta la ovulación de 6,0, 1,0 y 2,4 mm y un crecimiento folicular diario 1,67, 0,52 y 0,24 mm evaluados en un tiempo promedio de $76,0 \pm 29,9$, $45,6 \pm 15,2$ y $52,0 \pm 23,9$ horas respectivamente. En nuestro estudio el crecimiento total del folículo desde la inducción hasta la ovulación de los tratamientos Control, AB, hCG y hCG+AB fue de $7,21 \pm 2,97$, $6,07 \pm 3,62$, $2,25 \pm 0,29$ y $2,5 \pm 1,08$ mm y un crecimiento folicular diario de $1,19 \pm 0,22$, $1,28 \pm 0,50$, $1,28 \pm 0,16$ y $1,43 \pm 0,62$ mm

durante una evaluación promedio de 99, 115,7, 39 y 39 horas respectivamente. Aunque no se observó diferencia en el crecimiento folicular diario entre los tratamientos, si se observó diferencia en el crecimiento total del folículo desde la inducción hasta la ovulación demostrando que la inducción asociada a hCG aparte de disminuir el tiempo de la ovulación disminuye el crecimiento del folículo pre ovulatorio como lo menciona Gastal et al., (2006^a). La inducción con busarelina en nuestro estudio se comportó similar al tratamiento Control con mayor crecimiento folicular hasta la ovulación, diferente al experimento de Harrison, L. et al., (1991) donde acetato de busarelina redujo el crecimiento folicular aplicando 40 µg/12h y aumentó los porcentajes de ovulación. Así es posible destacar que una sola aplicación de 42µg AB no es efectiva para inducir la ovulación.

El tamaño del folículo pre-ovulatorio al momento de la inducción de los tratamientos fue en promedio entre 39,3± 2,45 mm similar a Rodríguez G. et al., (2013) cuyo tamaño fue 41,1 ± 2,8 mm; y de Barrier-Battut et al., (2001) de 37 ± 3 mm, diferente de Miki et al., (2016) que realizó la inducción en ≥45 mm en razas pesadas de tracción, cabe recalcar que no existió diferencia estadística entre los tratamientos ya que todas las yeguas tuvieron un comportamiento fisiológico igual hasta entrar al experimento.

El tamaño del folículo pre ovulatorio hasta las 48 horas posteriores a la inducción fue de 44,31±1,16 mm para el tratamiento Control similar a Barrier-Battut et al., (2001) de 43 ± 4 mm y Harrison, L et al., (1991) quienes obtuvieron un tamaño de 42,3 ±4,6, diferente al tratamiento hCG donde el tamaño del folículo pre ovulatorio fue de 41,5±3,52 siendo similar a otros estudios que obtuvieron 42,5 ± 2,4 mm (Rodríguez G. et al., 2013); 41,3 ± 1,9 mm (Suárez et al. 2005) y 41,34 ± 2,14 mm (Ramírez et al., 2010) y 39,7±4,8 (Harrison, L et al., 1991), así mismo con combinación hCG+AB el tamaño del folículo a las 48 horas pos

inducción fue de $39,56 \pm 2,01$ mm similar a Segabinazzi, L et al., (2021) quienes combinaron hCG+AD obteniendo un tamaño de folículo de $37,7 \pm 1,14$ mm, destacando que el uso de hCG y también asociación con AB induce la rápida maduración hasta alcanzar la ovulación pero disminuye el crecimiento folicular.

Para el tratamiento AB el tamaño del folículo a las 48h posteriores a la inducción fue de $43,75 \pm 3,79$, similar a los resultados obtenidos por Miki et al., (2016) de $52,1 \pm 1,9$ mm, donde la dosis única de AB provoca crecimiento folicular, diferente a Barrier-Battut et al., (2001) con folículo pre ovulatorio de 42 ± 5 mm y $37,7 \pm 4,6$ mm (Harrison, L et al., 1991) quienes con múltiples dosis causan disminución en el crecimiento folicular.

El tamaño folicular pre ovulatorio desde la inducción hasta la ovulación entre los tratamientos presento diferencia estadística entre el tratamiento control ($45,19 \pm 1,41$) mm, y los tratamientos hCG ($41,5 \pm 3,52$) mm y combinación hCG+AB ($39,56 \pm 2,01$) mm. Y el tratamiento AB ($42,12 \pm 4,53$) fue diferente del tratamiento hCG+AB, nuevamente demostrando que la asociación de hCG + AB incrementan los niveles LH induciendo la ovulación mediante la rápida maduración folicular sin aumento del tamaño del folículo lo que no es observado con una sola dosis de AB.

Estudios indican que el uso repetido de baja dosis de acetato buserelina hasta la ovulación provocan múltiples ovulaciones 2/15 (13,3%) (Harrison, L et al., 1991) y 12/13 (92,3%) (Newcombe, J.R. & Cuervo-Arango, 2016), sin embargo, el uso de dosis únicas como nuestro estudio no inducen múltiples ovulaciones y generan bajos índices de ovulación, así como el estudio de Fanelli, D et al., (2021). Además, autores muestran que hay posibles

folículos hemorrágicos anovulatorios (HAF) entre 3,6-5,5% de yeguas (Levy, I & Duchamp, G 2007 & Barrier-Battut et al., 2001) similar a lo obtenido en nuestro trabajo 12,5%.

Es evidente que existen respuestas variadas de la utilización de acetato de buserelina como inductor de la ovulación en los diferentes estudios, debido a que en algunos de ellos las dosis únicas y múltiples resultaron eficaces para inducir la ovulación, diferente a la administración de dosis únicas que no resultaron efectivas para inducción ovulatoria como es el caso de nuestro estudio.

6. CONCLUSIONES

El acetato de buserelina en dosis única de 42 μ g IM, no es eficiente en la inducción de la ovulación en yeguas de regiones de clima mayormente nublado.

El acetato de buserelina no promueve el proceso de ovulación sobrepasando las 96h pos inducción inviabilizando el uso de biotécnicas de la reproducción

La utilización de hCG y la combinación hCG+AB, demostraron el 100% de ovulaciones dentro de las 48h, siendo la utilización de estas, efectivas para inducir la ovulación en yeguas las cuales están sometidas a climas donde la temperatura, humedad, precipitaciones frecuentes y nubosidad interfieren en el desarrollo folicular retrasando el crecimiento del mismo, como es el caso del clima de la ciudad de Loja.

La dinámica y el tamaño del folículo pre ovulatorio de yeguas cíclicas en la zona ecuatorial con y sin inducción de la ovulación se comportó similar en los tratamientos AB y Control con mayor crecimiento folicular y bajos índices ovulatorios, diferente a los tratamientos hCG y la combinación hCG+AB donde el folículo dominante no obtuvo un crecimiento mayor, pero sí altos índices de ovulación.

7. RECOMENDACIONES

Utilizar hCG y la combinación de hCG + AB para la inducción de la ovulación con el fin de precisar el momento ideal para el uso de las biotecnologías reproductivas y así asegurar ovocitos viables con aumento de las tasas de preñez.

No utilizar AB debido a que retrasa la ovulación con posible inviabilidad del ovocito, además el costo de este producto es de mayor valor económico que hCG lo que significa que la opción idónea para inducir la ovulación es la utilización de esta hormona, y en casos donde la utilización de la misma no resulte eficaz asociar con acetato de buserelina para incrementar los índices ovulatorios.

Realizar más estudios sobre el uso de AB en zonas donde el clima sea templado para corroborar que el uso de AB no es eficiente para inducir la ovulación.

8. REFERENCIAS

- Allen, E. (1995). *Fertilidad y Obstetricia Equina*. ACRIBIA 248 p.
- Allen, W. (1980). Hormonal Control of Early Pregnancy in the Mare. *Veterinary Clinics of North America: Large Animal Practice*, 2(2), 291–302. [https://doi.org/10.1016/s0196-9846\(17\)30163-5](https://doi.org/10.1016/s0196-9846(17)30163-5)
- Allen, W. E., & Goddard, P. J. (1984). Serial investigations of early pregnancy in pony mares using real time ultrasound scanning. *Equine Veterinary Journal*, 16(6), 509–514. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1984.tb02002.x>
- Amal, E.-M., Amena, I., & Omima, E. (2013). Influence of mineral supplementation on oxidative stress, ovarian follicles growth and reproductive hormone concentration in cyclic Arab mares. *Asian Pacific Journal of Reproduction*, 2(1), 8–14. [https://doi.org/10.1016/s2305-0500\(13\)60107-4](https://doi.org/10.1016/s2305-0500(13)60107-4)
- Andrade Souza, F., Pérez Osorio, J., D`Oliveira-Sousa, 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>
- Ángel, D., & Bran, J. A. (2010). Assisted reproduction in horses: contributions from theory. *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 5.(1), 56-69. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20113272151>
- Armstrong, DG & Webb, R. (1997). Ovarian follicular dominance: the role of intraovarian growth factors and novel proteins. *Rev Reprod* 2: 139-146.
- Bacha, W., & Bacha, L. (2001). *Atlas color de histología veterinaria*. Intermedica. http://www.intermedica.com.ar/media/mconnect_uploadfiles/b/a/bacha.pdf
- Barbacini, S., Zavaglia, G., Gulden, P., Marchi, V., & Necchi, D. (2010). Retrospective study on the efficacy of hCG in an equine artificial insemination programme using frozen semen. *Equine Veterinary Education*, 12(6), 312–317. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3292.2000.tb00067.x>
- Barrier-Battut, I., Le Poutre, N., Trocherie, E., Hecht, S., Grandchamp des Raux, A., Nicaise, J. L., Vérin, X., Bertrand, J., Fiéni, F., Hoier, R., Renault, A., Egron, L., Tainturier, D., & Bruyas, J. F. (2001). Use of busserelin to induce ovulation in the cyclic mare. *Theriogenology*, 55(8), 1679-1695. [https://doi.org/10.1016/s0093-691x\(01\)00512-](https://doi.org/10.1016/s0093-691x(01)00512-)
- Bashir, S. T., Gastal, M. O., Tazawa, S. P., Tarso, S. G. S., Hales, D. B., Cuervo-Arango, J., Baerwald, A. R., & Gastal, E. L. (2016). The mare as a model for luteinized unruptured follicle syndrome: intrafollicular endocrine milieu. *REPRODUCTION*, 151(3), 271-283. <https://doi.org/10.1530/rep-15-0457>

- Berezowski, C., Stitch, K., Wendt, K., & Vest, D. (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>
- Bergefelt, D. (2000). Estrous synchronization. mare. In: Samper JC, Pycock J, McKinnon O. Equine breeding management and artificial insemination. *Saunders*, 195-228.
- Bergefelt, D., Gastal, E., & Ginther, O. (2001). Response of Estradiol and Inhibin to Experimentally Reduced Luteinizing Hormone During Follicle Deviation in Mares. *Biology of Reproduction*, 65(2), 426–432. <https://doi.org/10.1095/biolreprod65.2.426>
- Bergefelt, D., & Ginther, O. (1985). Delayed follicular development and ovulation following inhibition of FSH with equine follicular fluid in the mare. *Theriogenology*, 24(1), 99–108. [https://doi.org/10.1016/0093-691x\(85\)90215-8](https://doi.org/10.1016/0093-691x(85)90215-8)
- Beules., G & Holdworth., RJ. (1978). Progesterone in mares' milk. *British Veterinary Journal*. 134:214-221. ISSN 0007-1935.
- Boeta, M., Porras, A., Zarco, L. A., & Aguirre-Hernández, R. (2006). Ovarian activity of the mare during winter and spring at a latitude of 19° 21' north. *Journal of Equine Veterinary Science*, 26(2), 55-58. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0737080605006052>
- Bour, B., Palmer, E., & Driancourt, M.A. (1985). Stimulation of ovarian activity in the pony mare during winter anoestrus. In: Ellendorff, F., Elsaesser, F. Eds. , Endocrine causes of seasonal and lactational anestrus in farm animals. Martinus Nijhoff Publisher, Dordrecht, pp. 85–97.
- Brinsko, S. P., Blanchard, T. L., Varner, D. D., Schumacher, J., Love, C. C., Hinrichs, K., & Hartman, D. (2011). *Manual of equine reproduction* (3.^a ed.). Missouri, Elsevier, 332 p.
- Camillo, F., Pacini, M., Panzani, D., Vannozzi, I., Rota, Al., & Aria, G.,(2004). Clinical Use of Twice Daily Injections of Buserelin Acetate to Induce Ovulation in the Mare. *Veterinary Research Communications*, 28. 169–172p.
- Carnevale, E.M. & Ginther, O.J, (1995). Defective Oocytes as a Cause of Subfertility in Old Mares, *Biology of Reproduction*, Volume 52, Issue monograph_series1, January 1995, Pages 209–214, https://doi.org/10.1093/biolreprod/52.monograph_series1.209
- Chavez, 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 SCielo Perú*. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v29i2.14487>
- Cíntora, I. (2007). Anatomía y fisiología del aparato reproductor de la yegua. Engormix. <https://www.engormix.com/equinos/articulos/anatomia-fisiologia-aparato-reproductor-t25965.htm>

- Cíntora, I. (2011). Reproduccion Equina. *Engormix*.
- Córdoba, A., Villa, E. A., Huerta, R., & Rodríguez, B. E. (2017). Factores externos que pueden ocasionar estrés en caballos. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias*, 11(1), 43-68. <https://doi.org/10.5209/rccv.56116>
- 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>
- Cross, D. T., & Ginther, O. J. (1988). Uterine Contractions in Nonpregnant and Early Pregnant Mares and Jennies as Determined by Ultrasonography¹. *Journal of Animal Science*, 66(1), 250–254. <https://doi.org/10.2527/jas1988.661250x>
- Cuervo-Arango J, Domingo-Ortiz R. 2011. Systemic treatment with high dose of flumixin-meglumine is able to block ovulation in mares by inducing hemorrhage and luteinization of follicles. *Theriogenology*. 75:707-714. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2010.10.011>
- Cuervo-Arango J, Newcombe JR. 2008. Repeatability of preovulatory follicular diameter and uterine edema pattern in two consecutive cycles in the mare and how they are influenced by ovulation inductors. *Theriogenology*. 69:681-687. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.11.019>
- Cuervo-Arango, J., & Newcombe, JR. (2012). Ultrasound Confirmation of Ovulation in Mares: A Normal Corpus Luteum or a Haemorrhagic Anovulatory Follicle? *Reproduction in Domestic Animals*, 48(1), 105–111. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2012.02039.x>
- Davies MM. (2005). Fisiología de la reproducción de los équidos, cría y manejo de la yeguada. Zaragoza: Acribia. 426 p.
- Dias, C. (2018, 7 junio). Influência do fotoperíodo nos equinos - Portal Equitação. Equitacao. <http://www.equitacao.com/artigos/1680/10/influencia-do-fotoperiodo-nos-equinos/>
- Diel de Amorim, M., Nairn, D., Manning, S., Dedden, I., Ripley, E., Nielsen, K., & Card, C. (2016). Evaluation of diagnostic utility, safety considerations, and effect on fertility of transvaginal ultrasound-guided ovarian biopsy in mares. *Theriogenology*, 85(6), 1030–1036. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2015.11.013>
- Dinger, J. E. y Noiles, E. E. (1984). Ovarian activity in synchronized mares following administration of follicles stimulating hormone. *Animal Reproduction Science*, 7, 511-516.
- Dolezel, R., Ruzickova, K., Maceckova, G. (2012). Growth of the dominant follicle and endometrial folding after administration of hCG in mares during oestrus. *Veterinarni Medicina*. 57(1): 36-41. <https://www.agriculturejournals.cz/publicFiles/57597.pdf>

- Donadeu FX, Ginther OJ. 2003. Interactions of follicular factors and season in the regulation of circulating concentrations of gonadotrophins in mares. *Reproduction*. 125:743-750. doi: 10.1530/rep.0.1250743
- Donadeu, F., & Watson, E. (2007). Seasonal changes in ovarian activity: Lessons learnt from the horse. *Animal Reproduction Science*, 100(3–4), 225–242. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2006.12.001>
- Driancourt MA. (1991). Follicular dynamics in sheep and cattle. *Theriogenology* 35: 55-79.
- Duchamp G., Bour B., Combarous Y. & Palmer E. (1986). Alternative solutions to hCG induction of ovulation in the mare. *Journal of Reproduction and Fertility*. 35: 221-228.
- Evans, M. J., & Irvine, C. H. G. (1975). Serum concentrations of FSH, LH and progesterone during the oestrous cycle and early pregnancy in the mare. *PubMed*. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/1060778/>
- Fanelli, D., Tesi, M., Rota, A., Beltramo, M., Conte, G., Giorgi, M., Barsotti, G., Camillo, F., & Panzani, D. (2021). hCG is more effective than the GnRH agonist buserelin for inducing the first ovulation of the breeding season in mares. *Equine Veterinary Journal*. Published. <https://doi.org/10.1111/evj.13455>
- Ferreira-Dias, G., Bravo, P. P., Mateus, L., Redmer, D. A., & Medeiros, J. A. (2006). Microvascularization and angiogenic activity of equine corpora lutea throughout the estrous cycle. *Domestic Animal Endocrinology*, 30(4), 247-259. <https://doi.org/10.1016/j.domaniend.2005.07.007>
- Ferreira-Silva, J. C., Nascimento, P. S., Moura, M. T., Basto, S. R. L., Azevedo, M. V., Rocha, J. M., Santos Filho, J. P., & Oliveira, M. A. L. (2018). Induction of Ovulation in Mangalarga Marchador Mares by hCG or GnRH. *Acta Scientiae Veterinariae*, 46(1). <https://doi.org/10.22456/1679-9216.81851>
- Fernandez, F., Hernandez, J.E., Rodriguez, E., Velasquez H.D. (2008). Fertilidad en yeguas cuarto de milla tratadas con gonadotropina corionica humana (hcg) utilizando semen congelado. *Revista Salud Animal*. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2008000300008
- Ferris, R. A., Hatzel, J. N., Lindholm, A. R., 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>
- Figueiredo, T., Paiva, R., Kozicki, L. E., Kaercher, F., Weiss, R. R., Santos, I. W. D., & Muradas, P. R. (2011). Induction of ovulation in quarter horse mares through the use of deslorelin acetate and human chorionic gonadotrophin (hCG). *Brazilian Archives of*

Biology and Technology, 54(3), 517–521. <https://doi.org/10.1590/s1516-89132011000300012>

- Fitzgerald, B.P.; McManus, C.J. (2000). Photoperiodic versus metabolic signals as determinants of seasonal anestrus in the mare. *Biol Reprod* 63:335-340.
- Fleury, J. P. S., Fleury, F., & Gilley, R. (2003). Preliminary evaluation of a BioRelease delivery system for the controlled release of deslorelin for advancing ovulation in the mare: effects of dose. *Rev Bras Reprod Anim*, 27, 501-502. http://bioreleasetechnologies.com/wp-content/uploads/2017/05/NEW_Pharm_Trtr_Paper_06-F272.pdf
- Fleury., P. D. C., Alonso., M. A., Sousa., F. A. C., Andrade., A. F. C., & Arruda, R. P. (2007). Uso da gonadotrofina coriônica humana (hCG) visando melhorar as características reprodutivas e fertilidade de receptoras de embriões equinos. *Bras Reprod Anim, Belo Horizonte*, 31, 27-31. <http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/download/RB102%20Fleury%20pag%2027-31.pdf>
- Fragoso., CY. (2007). Inducción al estro en yeguas por medio de prostaglandinas. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Michoacán: Univ. Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. 61 p.
- Galina C & Valencia J. (2008). Reproducción de los animales domésticos. 3ra ed. México DF: Limusa. 582 p.
- Galvao., AM, Ramilo., DW, Skarzynski., DJ, LuKasik., K, Tramontano., A, Mollo., A, Mateus., LM, Ferreira-Dias., GM. (2010). Is Fas/Fas ligand system involved in equine corpus luteum functional regression? *Biology of Reproduction*. 83:901-908. DOI 10.1095/biolreprod.110.084699
- Gary., N., Daniel., C. Sharp., Gillian, Robinson., Brian., D. Cleaver., Michael B. Porter. (2007). Chapter 8 clinical aspects of seasonality in mares, 2da edición. Pag 68-71
- Gastal., EL, Gastal., MO, Beg., MA, Ginther., OJ. (2004). Interrelationships among follicles during the common-growth phase of a follicular wave and capacity of individual follicles for dominance in mares. *Reproduction*; 128:417-422.
- Gastal., EL, Gastal., MO. & Ginther OJ. (1998). The suitable of echotexture characteristic of the follicular wall for identifying the optimal breeding day in mares. *Theriogenology*. 50:1025-1038. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(98\)00205-2](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(98)00205-2)
- Gastal., EL, Gastal., MO. & Ginther., OJ. (2006^a). Relationships of changes in B-mode echotexture and colour-Doppler signals in the wall of the preovulatory follicle to changes in systemic oestradiol concentrations and the effects of human chorionic gonadotrophin in mares. *Reproduction*. 131:699-709. doi: 10.1530/rep.1.01011

- Gastal., EL, Gastal., MO. & Ginther., OJ. (2006^b). Serrated glanulosa and other discrete ultrasound indicators of impending ovulation in mares. *Journal of Equine Veterinary Science*. 26:67-73. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2005.12.005>
- Gastal., EL, Gastal., MO, Nogueira., GP, Bergfelt., DR, Ginther., OJ. (2000). Temporal interrelationships among luteolysis, FSH and LH concentrations and follicle deviation in mares. *Theriogenology*. 53: 925-940. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(00\)00240-5](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(00)00240-5)
- Gastal., EL, Gastal., MO, Wiltbank., MC, Ginther., OJ. (1999). Follicular deviation and intrafollicular and systemic estradiol concentrations in mares. *Biology of Reproduction*. 61:31-39. <https://doi.org/10.1095/biolreprod61.1.31>
- Gastal, E. L. (2000). Selection of the dominant follicle in mares: Role of follicle-diameter differences, gonadotropins, and estradiol. *University of Wisconsin, Madison, WI, USA.*, 3789. <https://www.elibrary.ru/item.asp?id=5453484>
- Gastal., E., Kot, K., & Ginther, O. (1995). Ultrasound-guided intrafollicular treatment in mares. *Theriogenology*, 44(7), 1027–1037. [https://doi.org/10.1016/0093-691x\(95\)00289-k](https://doi.org/10.1016/0093-691x(95)00289-k)
- Gigli., I, Russo., A., Agüero., A. (2006). Consideraciones sobre la dinámica ovárica en equino, bovino y camélidos sudamericanos. *InVet*, 8(1), 183-204. Recuperado en 17 de junio de 2021, de http://www.scielo.org.ar/scielo.php?pid=S1668-34982006000100018&script=sci_arttext
- Ginther., OJ, Almamun., M, Shahiduzzaman., AK, Beg., MA. (2010). Disruption of the preovulatory LH surge by a transient increase in circulating 17 β -estradiol at the time of ovulation in mares. *Animal Reproduction Science*. 117:178-182. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2009.04.003>
- Ginther., OJ, Beg., MA, Gastal., EL, Gastal., MO, Baerwald., AR, Pierson., RA. (2005^b). Systematic concentrations of hormones during the developing of follicular waves in mares and women: a comparative study. *Reproduction*. 130:379-388. doi: 10.1530/rep.1.00757
- Ginther., OJ, Beg., MA, Gastal., EL, Gastal., MO, Cooper., DA. (2009^b). Treatment with human chorionic gonadotropin (hCG) for ovulation induction is associated with a immediate 17 β -estradiol decrease and more rapid LH increase in mares. *Animal Reproduction Science*. 114:311-317. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.08.026>
- Ginther., OJ, Beg., MA, Neves., AP, Mattos., RC, Petrucci., BP, Gastal., MO, Gastal., EL. (2008^e). Miniature ponies: 2. Endocrinology of the estrous cycle. *Reproduction, Fertility and Development*. 20:386-390. <https://doi.org/10.1071/RD07165>

- Ginther., OJ, Bergfelt., DR. (1993). Growth of small follicles and concentration of FSH during the equine estrous cycle. *Journal of Reproduction and Fertility*. 99:105-111. doi: 10.1530/jrf.0.0990105
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Gastal., MO, Beg., MA. (2007^d). Incidence, endocrinology, vascularity, and morphology of hemorrhagic anovulatory follicles in mares. *J Equ Vet Sci*; 27:130-139.
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Gastal., MO, Beg., MA. (2005^a). Regulation of circulating gonadotropins by the negative effects of ovarian hormones in mares. *Biology of Reproduction*. 73:315-323. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.105.040253>
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Gastal., MO, Beg., MA. (2008^a). Passage of postovulatory follicular fluid into the peritoneal cavity and the effect on concentrations of circulating hormones in mares. *Animal Reproduction Science*. 107:1-8. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.03.014>
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Gastal., MO, Beg., MA. (2008^d). Dynamics of the equine preovulatory follicle and periovulatory hormones: What's new? *Journal of Equine Veterinary Science*. 28:454-460. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2008.07.008>
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Gastal., MO. (2007^b). Spatial relationships between serrated glanulosa and vascularity of the preovulatory follicle and developing corpus luteum. *Journal of Equine Veterinary Science*. 27:20-27. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2006.11.012>
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Gastal., OM, Bergfelt., DR, Baerwald., AR, Pierson., RA. (2004). Comparative study of the dynamics of follicular waves in mares and women. *Biology of Reproduction*. 71:1195-1201. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.104.031054>
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Rodrigues., BL, Gastal., MO, Beg., MA. (2008^c). Follicle diameters and hormone concentrations in the development of single and double ovulation in mares. *Theriogenology*. 69:583-590. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.11.004>
- Ginther., OJ, Jacob., JC, Gastal., MO, Gastal., EL, Beg., MA. (2009^a). Development of one versus multiple ovulatory follicles and associated systemic hormone concentrations in mares. *Reproduction in Domestic Animals*. 44:441-449. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2008.01109.x>
- Ginther., OJ, Rodrigues., BL, Ferreira., JC, Araujo., RR, Beg MA. (2008^b). Characterization of pulses of 13,14-dihydro-15-keto-PGF2 α (PGFM) and relationships between PGFM
- Ginther., OJ, Rodriguez., MB, Beg., MA. (2011). Concentration of circulating hormones during the interval between pulses of a PGF2 α metabolite in mares and heifers. *Animal Reproduction Science*. 128:22-28. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2011.08.009>

- Ginther., OJ, Utt., MD, Beg., MA, Gastal., EL, Gastal., MO. (2007^a). Negative effect of estradiol on LH throughout the ovulatory LH surge in mares. *Biology of Reproduction*. 77:543-550. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.107.061705>
- Ginther., OJ, Utt., MD, Beg., MA. (2007^c). Follicle deviation and diurnal variation in circulating hormone concentration in mares. *Animal Reproduction Science*. 100:197-203. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2006.08.025>
- Ginther., OJ, Utt., MD, Bergfelt., DR, Beg., MA. (2006). Controlling interrelationships of progesterone/LH and estradiol/LH in mares. *Animal Reproduction Science*. 95:144-150. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2005.10.008>
- Ginther., OJ, Woods., BG, Meira., C, Beg., MA, Bergfelt., DR (2003^b). Hormonal mechanism of follicle deviation as indicated by major versus minor follicular waves during the transition into the anovulatory season in mares. *Reproduction* 2003; 126:653-660.
- Ginther, OJ. (1993). Major and minor follicular waves during the equine estrous cycle. *Journal of Equine Veterinary Sciences*. 13:18-25. Doi:10.1016/S0737-0806(07)80012-8
- Ginther, O. (1979). Reproductive biology of mare. Basic and applied aspects. Equiservices, Crodd Plains. Wisconsin: Mc Maughton and Gunn.
- Ginther, O. (2012). The end of the tour de force of the corpus luteum in mares. *Theriogenology*, 77(6), 1042–1049. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2011.10.026>
- Ginther, O. J. (2000). Selection of the dominant follicle in cattle and horses. *Animal Reproduction Science*, 60-61, 61-79. [https://doi.org/10.1016/s0378-4320\(00\)00083-x](https://doi.org/10.1016/s0378-4320(00)00083-x)
- Ginther, O. J., Beg, M. A., Donadeu, F. X. & Bergfelt, D. R. (2003^a). Mechanism of follicle deviation in monovular farm species. *Animal Reproduction Science*, 78, 239-257.
- Ginther., OJ, Gastal., EL, Rodrigues., BL, Gastal., MO, Beg., MA. (2008^c). Follicle diameters and hormone concentrations in the development of single and double ovulation in mares. *Theriogenology*. 69:583-590. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.11.004>
- Ginther OJ, Beg MA, Neves AP, Mattos RC, Petrucci BP, Gastal MO, Gastal EL. (2008^f). Miniature ponies: 2. Endocrinology of the estrous cycle. *Reproduction, Fertility and Development* . 20:386-390. <https://doi.org/10.1071/RD07165>
- Ginther, O., & Pierson, R. (1989). Regular and irregular characteristics of ovulation and the interovulatory interval in mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 9(1), 4–12. [https://doi.org/10.1016/s0737-0806\(89\)80110-8](https://doi.org/10.1016/s0737-0806(89)80110-8)
- Ginther, O., Gastal, E., Gastal, M., & Beg, M. (2008). Passage of postovulatory follicular fluid into the peritoneal cavity and the effect on concentrations of circulating hormones in

mares. *Animal Reproduction Science*, 107(1–2), 1–8.
<https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.03.014>

- Ginther, O.J. (1992). Maternal aspects of pregnancy. In: Ginther OJ, Ed. Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects. 2nd Ed. Cross Plains, WI, USA: Equiservices. pp 291-344.
- Ginther, O.J.; Bergfelt, D.R.; Beg, M.A.; Meira, C.; Kot, K. (2004). In vivo effects of an intrafollicular injection of insulin like growth factor 1 on the mechanism of follicle deviation in heifers and mares. *Biol Reprod*; 70:99–105.
- Granger, A. L., Wyatt, W. E., Craig, W. N., Thompson, D. L. y Hembry, F. G. (1989). Effects of breed wintering diet on growth, puberty and plasma concentrations of growth hormone and insulin-like growth factor-1 in heifers. *Domestic Animal Endocrinology*, 6, 253-262.
- Guerin, M.; Wang, X. (1994). Environmental temperature has an influence on timing of the first ovulation of seasonal estrus in the mare. *Theriogenology*; 42:1053-1060
- Guillaume, D., Palmer, E., (1991). Effect of oral melatonin on the date of the first ovulation after ovarian inactivity in mares under artificial photoperiod. *J. Reprod. Fertil., Suppl.* 44, 249–257.
- Harrison, L., Squires, E., & McKinnon, A. (1991). Comparison of HCG, buserelin and luprostiol for induction of ovulation in cycling mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 11(3), 163–166. [https://doi.org/10.1016/s0737-0806\(07\)80039-6](https://doi.org/10.1016/s0737-0806(07)80039-6)
- Hart, P. J., Squires, E. L., Imel, K. J., & Nett, T. M. (1984). Seasonal Variation in Hypothalamic Content of Gonadotropin- Releasing Hormone (GnRH), Pituitary Receptors for GnRH, and Pituitary Content of Luteinizing Hormone and Follicle-Stimulating Hormone in the Mare. *Biology of Reproduction*, 30(5), 1055–1062.
<https://doi.org/10.1095/biolreprod30.5.1055>
- Hemberg, E., Lundeheim, N., & Einarsson, S. (2006). Successful Timing of Ovulation Using Deslorelin (Ovuplant) is Labour-saving in Mares Aimed for Single AI with Frozen Semen. *Reproduction in Domestic Animals*, 41(6), 535-537.
<https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2006.00709.x>
- Hendriks, W., Colenbrander, B., van der Weijden, G., & Stout, T. (2009). Maternal age and parity influence ultrasonographic measurements of fetal growth in Dutch Warmblood mares. *Animal Reproduction Science*, 115(1–4), 110–123.
<https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.12.014>

- Hernández, M. G. (2009). *Nutrición del equino reproductor*. VII curso internacional de reproducción en equinos. <https://revistas.ucm.es/index.php/RCCV/article/download/56116/50790>
- Honnens A, Weisser S, Welter H, Einspanier R, Bolwein H. (2011). Relationship uterine blood flow, peripheral sex steroids, expression of endometrial estrogen receptors and nitric oxide synthase during the estrous cycle in mares. *Journal of Reproductive Development*. 57:43-48. <https://doi.org/10.1262/jrd.10-023T>
- Hughes, J. P., Stabenfeldt, G. H. y Evans, J. W. (1972). Estrous cycle and ovulation in the mare. *Journal American Veterinary Medical Association*, 161, 1367-1374
- Immonen, I., & Cuervo-Arango, J. (2019). Effect of Timing of Postovulatory Insemination Relative to Human Chorionic Gonadotropin/Buserelin Treatment With 1 Straw of Frozen-Thawed Semen on Mare Fertility. *Journal of Equine Veterinary Science*, 87, 102900. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2019.102900>
- INAMHI, (2020), «Anuarios Meteorológicos,» Quito, Ecuador.
- Irvine., CHG. & Alexander., SL. (1993). Secretory patterns and rates of gonadotropin-releasing hormone, follicle stimulating hormone, and luteinizing hormone revealed by intensive sampling of pituitary venous blood in the luteal phase mare. *Endocrinology*. 32:212-218. ISSN: 0804-4643; Online ISSN: 1479-683X
- Islam, N., Ray, S. K., Batabyal, S., Mukhopadhyay, S. K., & Ganguly, S. (2012). Effect of Certain Micro Minerals on Fertility in Mare. *Indian J. Anim. Nutr.* 2012.29 (3), 3, 307–309. https://www.researchgate.net/publication/266387849_Effect_of_certain_micro_minerals_on_fertility_in_mare
- Jacob., JC, Gastal., EL, Gastal., MO, Berg., MA, Ginther., OJ. (2009^a). Follicle deviation in ovulatory follicular waves with one or two dominant follicles in mares. *Reproduction in Domestic Animals*. 44:248-254. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2007.01048.x>
- Jacob., JC, Gastal., EL, Gastal., MO, Carvalho., GR, Beg., MA, Ginther., OJ. (2009^b). Temporal relationships and repeatability of follicle diameters and hormone concentrations within individuals in mares. *Reproduction in Domestic Animals*. 44:92-99. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2007.01003.x>
- Kilicarslan MR, Horoz H, Senunver A, Konuk SC, Tek C, Carioglu B. (1996). Effect of GnRH and hCG on ovulation and pregnancy in mares. *Vet Rec* 3: 119-120.
- Kimura., J, Hirano., Y, Takemoto., S, Nambo., Y, Ishinazaka., T, Mishima., T, Tsumagar., S, Yokota., H. (2005). Three-dimensional reconstruction of the equine ovary. *Anatomy, Histology, Embryology*. 34:48-51. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.2004.00567.x>

- Knobile, E. (1980). The pulsatile release of LH-RH and gonadotrophins. *Recent Prog. Hor. Res.*, 36–53.
- König., H.E, J. Plendl., & H-G. Liebich. (2015). Weibliche Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina). In Von König, H.E. u. Liebich, H-G. (eds.). *Anatomie der Haussäugetiere*. p. 421-428. 6. ed. Schattauer Verlag, Stuttgart, Germany.
- Kooistra., L.H, Ginther., O.J, (1975). Effect of photoperiod on reproductive activity and hair in mares. *Am. J. Vet. Res.* 36, 1413–1419.
- Kotoyori, Y., Yokoo, N., Ito, K., Murase, H., Sato, F., Korosue, K., & Nambo, Y. (2012). Three-dimensional ultrasound imaging of the equine fetus. *Theriogenology*, 77(7), 1480–1486. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2011.10.020>
- Levy, I. & Duchamp, G. (2007). A Single Subcutaneous Administration of Buserelin Induces Ovulation in the Mare: Field Data. *Reproduction in Domestic Animals* 42(5), 550–554p. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1439-0531.2006.00822.x>
- L. Geo (2007). «Perspectivas del Medio Ambiente Urbano: Geo Loja,» *Pnuma.org*.
- Ley, W. (2006). Reprodução em éguas para veterinários de equinos. *Roca*, 215.
- Lindholm, A., Bloemen, E., Brook, R., Ferris, R., & McCue, P. (2010). Comparison of deslorelin and buserelin in mares: LH response and induction of ovulation. *Animal Reproduction Science*, 121(1–2), 68–70. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2010.04.021>
- Li Q., Jimenez-Krassel F, Kobayashi., Y, Ireland., JJ, Smith., GW. (2006). Effect of intrafollicular indomethacin injection on gonadotropin surge-induced expression of select extracellular matrix degrading enzymes and their inhibitors in bovine preovulatory follicles. *Reproduction*.131:533-544. doi: 10.1530/rep.1.00926
- Liebich, H. G. (2010). *Funktionelle Histologie der Haussäugetiere und Vogel: Vol. p. 323–331* (5.^a ed.). Schattauer Verlag, Stuttgart, Germany.
- Loomis, P. R. (2001). The equine frozen semen industry. *Animal Reproduction Science*, 68(3-4), 191-200. [https://doi.org/10.1016/s0378-4320\(01\)00156-7](https://doi.org/10.1016/s0378-4320(01)00156-7)
- Lucas., R. J., Freedman., M. S., Muñoz., M., Garcia-Fernandez., J. M., & Foster, R. G. (1999). Regulation of the mammalian pineal by non-rod, non-cone, ocular photoreceptors. *Science (New York, N.Y.)*, 284(5413), 505-507
- Lucy., MC, Savio., JD, Badinga., L, De La Sota., RL, Thatcher., WW. (1992). Factors that affect ovarian follicular dynamics in cattle. *J Anim Sci* 70: 3615- 3626.
- Maclellan., L., Carnevale., E., Coutinho da Silva., M., Scoggin., C., Bruemmer., J., & Squires, E. (2002). Pregnancies from vitrified equine oocytes collected from super-stimulated and

non-stimulated mares. *Theriogenology*, 58(5), 911–919. [https://doi.org/10.1016/s0093-691x\(02\)00920-2](https://doi.org/10.1016/s0093-691x(02)00920-2)

Malpaux, B., Migaud, M., Tricoire, H., & Chemineau, P. (2001). Biology of mammalian photoperiodism and the critical role of the pineal gland and melatonin. *Journal of Biological Rhythms*, 16(4), 336-347

Malpaux, B., Thiéry, J.-C., & Chemineau, P. (1999). Melatonin and the seasonal control of reproduction. *Reproduction Nutrition Development*, 39(3), 355-366.

Mari, G., Iacono, E., Merlo, B., & Castagnetti, C. (2004). Reduction of Twin Pregnancy in the Mare by Transvaginal Ultrasound-Guided Aspiration. *Reproduction in Domestic Animals*, 39(6), 434–437. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2004.00536.x>

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., & Voss, J. (1992, p.52.). *Equine Reproduction* (Quinta Philadelphia: Lea&Febiger, 1992, p. 52. ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.

McKinnon, A., Squires, E., & Shideler, R. (1988). Diagnostic ultrasonography of the mare's reproductive tract. *Journal of Equine Veterinary Science*, 8(4), 329–333. [https://doi.org/10.1016/s0737-0806\(88\)80063-7](https://doi.org/10.1016/s0737-0806(88)80063-7)

McKinnon AO, Nobelius AM, Figueroa STD, Skidmore J, Vasey JR, Trigg TE (1993). Predictable ovulation in mares treated with an implant of the GnRH analog Deslorelin. *Equine Vet J*, v.25, p.321-323, 1993

McKinnon AO, Vasey Jr, Lescun TB, Trigg TE (1997). Repeated use of a GnRH analogue deslorelin (Ovuplant) for hastening ovulation in the transitional mare. *Equine Vet J*, v.29, p.153-155.

Michel, T. H., Rossdale, P. D., & Cash, R. S. G. (1986). Efficacy of human chorionic gonadotrophin and gonadotrophin releasing hormone for hastening ovulation in Thoroughbred mares. *Equine Veterinary Journal*, 18(6), 438–442. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1986.tb03680.x>

Mihm, M., & Bleach, E. C. L. (2003). Endocrine regulation of ovarian antral follicle development in cattle. *Animal Reproduction Science*, 78(3-4), 217-237. [https://doi.org/10.1016/s0378-4320\(03\)00092-7](https://doi.org/10.1016/s0378-4320(03)00092-7)

Miki, W., Oniyama, H., Takeda, N., Kimura, Y., Haneda, S., Matsui, M., Taya, K., & Nambo, Y. (2016). Effects of a single use of the GnRH analog buserelin on the induction of ovulation and endocrine profiles in heavy draft mares. *Journal of Equine Science*, 27(4), 149–156. <https://doi.org/10.1294/jes.27.149>

- Miller., KF, Wesson., JA, Ginther., OJ. (1981). Interaction of estradiol and a nonsteroidal follicular fluid substance in regulation of gonadotropin secretion in the mare. *Biology of Reproduction*. 24:354-358. <https://doi.org/10.1095/biolreprod24.2.354>
- Miller, K. F., Berg, S. L., Sharp, D. C., & Ginther, O. J. (1980). Concentrations of Circulating Gonadotropins During Various Reproductive States in Mares1. *Biology of Reproduction*, 22(4), 744–750. <https://doi.org/10.1095/biolreprod22.4.744>
- Morales, C., & Agudelo, P. (2017). Descripción de las causas principales de folículos anovulatorios en yeguas y su relación con hallazgos a la ultrasonografía. Repositorio UniversitariaLasallista.http://repository.lasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/2123/1/Foliculos_anovulatorios_en_yeguas.pdf
- Morel, Davies M. C. G. (2003). *Equine reproductive physiology, breeding and stud management*. 2nd ed. New York USA, Institute of Rural Studies University of Wales, Aberystwyth UK, Wallingford, UK: CABI Publishing, Available at: Web site: www.cabi-publishing.org
- Morel, M. D. C. G., & Berasategui, L. A. (2006). *Fisiología de La Reproduccion de Los Equidos, Cria y Manejo de La Yeguada*. ACRIBIA.
- Mumford EL, Squires EL, Jöchle W, Harrison LA, Nett TM, Trigg TE (1995). Use of deslorelin short-term implants to induce ovulation in cycling mares during three consecutive estrous cycles. *Anim Reprod Sci*, v.39, p.129-140.
- Nagy., P, Huszenicza., G, Reiczigel., J, Juñasz., J, Kulcsár., M, Abaváric., K, Guillaume., D. (2004). Factors affecting plasma progesterone concentration and the retrospective determination of the time of ovulation in cyclic mares. *Theriogenology*. 61:203-214. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(03\)00211-5](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(03)00211-5)
- Nagy P., Guillaume D., Daels P. (2000). Seasonality in mares. *Anim Reprod Sci*; 60-61: 245-262.
- Nambo., Y, Nagaoka., K, Tanaka., Y, Nagamine., N, Shinbo., H, Nagata., S, Yoshihara., T, Watanabe., G, Groome., N, Taya., K. (2002). Mechanisms responsible for increase in circulating inhibin levels at the time of ovulation in mares. *Theriogenology*. 57:1707-1717. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(02\)00683-0](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(02)00683-0)
- Neely, D. P., Liu, I. K. M., & Hillman, R. B. (1989). *Reproduccion equina*. Hemisferio Sur.
- Neely, D., Liu, I., & Hillman, R. (1996). *Reproducción Equina*. Montevideo: Agropecuaria Hemisferio Sur.
- Newcombe, J. R., & Cuervo-Arango, J. (2013). Growth rate of ovulatory follicles during the first ovulatory oestrus (after seasonal anoestrus) and subsequent oestrous period in Irish Draught mares. *Irish Veterinary Journal*, 66(1). <https://doi.org/10.1186/2046-0481-66-4>

- Newcombe, J., & Cuervo-Arango, J. (2018). Induction of Multiple Ovulation In mares Following Multiple Treatment With Low Dose Buserelin. *Journal of Equine Veterinary Science*, *66*, 95–96. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2018.05.146>
- 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>
- Noden, P. A., Oxender, W. D., & Hafs, H. D. (1975). The cycle of oestrus, ovulation and plasma levels of hormones in the mare. *J. Reprod. Fertyl. (Suppl.)*, *23*: 189–192.
- Ousey, J. C., Kölling, M., Newton, R., Wright, M., & Allen, W. R. (2012). Uterine haemodynamics in young and aged pregnant mares measured using Doppler ultrasonography. *Equine Veterinary Journal*, *44*, 15–21. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.2011.00446.x>
- Palmer, E., Guillaume, D., (1992). Photoperiodism in the equine species—what is a long night? *Anim. Reprod. Sci.* *28*, 21–30
- Palmer, E.; Driancourt, M.A.; Ortavant, R. (1982). Photoperiodic stimulation of the mare during winter anoestrus. *J Reprod Fertil Suppl*; *32*:275-282.
- Pycock J, Samper JC, McKinnon AO (2006). Current therapy in equine reproduction: Elsevier Health Sciences.
- Pycock J. (2009). Complicaciones de la gestación avanzada en la yegua. Congreso Argentino de Reproducción Equina, 18-21 de marzo de 37-42
- Raggio I, Lefebvre RC, Poitras P, Vaillancourt D, Goff AK. (2008). Twin pregnancy experimental model for transvaginal ultrasound-guided twin reduction in mares. *Can Vet J.* *49*(11):1093-8.
- Ramírez Gutiérrez, Y. A. (2001). Sincronización del ciclo estral de la yegua fina sangre de carrera mediante la utilización de un dispositivo intravaginal de progesterona y estradiol. Repositorio Académico de la Universidad de Chile. <http://repositorio.uchile.cl/handle/2250/130740>
- Ramirez S, Sedrish SA, Paccamonti DL, French DD. 1999. Ultrasound as an aid for diagnosis of ovarian abscesses in two mares. *Vet Radiol Ultrasound.* *40*(2):165-8. Disponible en: <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.1999.tb01903.x>
- 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*, 21-35. <https://doi.org/10.19052/mv.781>
- Ramírez, J. (2006). Determinación del fotoperiodo sobre la actividad ovárica en yeguas durante el año, en diferentes horas, en los departamentos de Guatemala, Sacatepequez y

Escuintla. Repositorio del Sistema Bibliotecario de la Universidad San Carlos de Guatemala. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/4054/>

- Relave, F., Lefebvre, R. C., Beaudoin, S., Price, C. (2007). Accuracy of a rapid enzyme-linked immunosorbent assay to measure progesterone in mares. *The Canadian veterinary journal = La revue veterinaire canadienne*, 48(8), 823-6.
- Roberto da Costa RP, Branco V, Pessa P, Robalo Silva J, Ferreira-Dias G. 2005. Progesterone receptors and proliferating cell nuclear antigen expression in equine luteal tissue. *Reproduction, Fertility and Development*. 17:659-666. <https://doi.org/10.1071/RD05024>
- Rocha, R. M. P., de Matos, M. H. T., de Lima, L. F., Saraiva, M. V. A., Alves, A. M. C. V., Rodrigues, A. P. R., & de Figueiredo, J. R. (2011). Melatonina e reprodução animal: implicações na fisiologia ovariana. *Acta Veterinaria Brasilica*, 5(2), 147-157.
- Roche, J., & Boland, M. (1991). Turnover of dominant follicles in cattle of different reproductive states. *Theriogenology*, 35(1), 81–90. [https://doi.org/10.1016/0093-691x\(91\)90149-8](https://doi.org/10.1016/0093-691x(91)90149-8)
- Rodrigues, A. P. R., & de Figueiredo, J. R. (2011). Melatonina e reprodução animal: implicações na fisiologia ovariana. *Acta Veterinaria Brasilica*, 5(2), 147-157. <https://doi.org/10.21708/avb.2011.5.2.2171>
- Rodríguez G., A., Bazán G., A., Rodríguez G., J., Espinoza B., J., Vásquez C., M., Lucas L., J., & Huanca L., W. (2013). Evaluación del folículo ovárico de yeguas criollas post-administración de hCG. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 24(2), 189-193. <https://doi.org/10.15381/rivep.v24i2.2490>
- Roser JF, McCue PM, Hoye E. 1994. Inhibin activity in the mare and stallion. *Domestic Animal Endocrinology*. 11: 87-100. [https://doi.org/10.1016/0739-7240\(94\)90037-X](https://doi.org/10.1016/0739-7240(94)90037-X)
- Roser JF, Kiefer BL, Evans JW, Neely DP, Pacheco CA. (1979). The development of antibodies to human chorionic gonadotrophin following its repeated injection in the cyclic mare. *J Reprod Fert, Suppl* 27: 173-179.
- Rossdale, PD. 1993. El caballo de la concepción a la madurez; yeguas en la estación de reproducción. Trad. BM, Nevado Artero. Zaragoza, ES. Editorial Acribia S.A. p.19-29
- Samper JC, Pycock JF, Mc Kinnon AO (2007). Current therapy in equine reproduction. Missouri, Elsevier, 492p.
- Samper, J. (2000). *Equine Breeding Management and Artificial Insemination*. USA: Sauders.
- Samper, J. C. (2009). *Equine Breeding Management and Artificial Insemination*. Elsevier Health Sciences.

- Samper, J. C., 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)
- Sánchez R., A. (2000). Ultrasonografía en reproducción animal. *TecnoVet*, 6(1). Consultado el 20 de junio del 2021 de <https://revistas.uchile.cl/index.php/RT/article/view/5249/5129>
- Santos, R., Marchiori, M., Brum, C., Amaral, L., Torres, A., Boff, A., & Nogueira, C. (2008). Eficácia do acetato de fertirelina como indutor de ovulação em éguas.
- Savio JD, Boland MP, Roche JF. 1990. Development of dominant follicles and length of ovarian cycles in postpartum dairy cows. *J Reprod Fert* 88: 581-588
- Schnobrich, M. V. R. (2019, 25 septiembre). *Oviductal Problems in the Mare: Diagnosis and Management*. The Horse. <https://thehorse.com/159141/oviductal-problems-in-the-mare-diagnosis-and-management/>
- Schönbom, H., Kassens, A., Hopster-Iversen, C., Klewitz, J., Piechotta, M., Martinsson, G., Kißler, A., Burger, D., & Sieme, H. (2015). Influence of transrectal and transabdominal ultrasound examination on salivary cortisol, heart rate, and heart rate variability in mares. *Theriogenology*, 83(4), 749–756. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2014.11.010>
- Scraba, S.T., Ginther, O.J., 1985. Effects of lighting programs on onset of the ovulatory season in mares. *Theriogenology* 24, 667–679.
- Segabinazzi, L. G., Oba, E., & Alvarenga, M. A. (2021). The Combination of hCG and GnRH Analog to Hasten Ovulation in Mares Does not Change Luteal Function and Pregnancy Outcome in Embryo Recipient Mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 105, 103691. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2021.103691>
- Sharp, D.C. (1986). The effect of photoperiod on reproduction in the mare and methods of artificial control. In Morrow DA: *Current Therapy in Theriogenology 2*. Philadelphia, WB Saunders, pp 665-670.
- 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.
- Slough., TL, Rispoli., LA, Carnevale., EM, Niswender., GD, Bruemmer., JE. (2011). Temporal gene expression in equine corpora lutea based on serial biopsies in vivo. *Journal of Animal Science*. 89: 389-396. doi:10.2527/jas.2010-3247
- Squires, E. L. (2008). Hormonal Manipulation of the Mare: A Review. *Journal of Equine Veterinary Science*, 28(11), 627–634. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2008.10.010>

- Stabenfeldt, G. H., Hughes, J. P., Evans, J. W., & Geschwind, I. I. (1975). Unique aspects of the reproductive cycle of the mare. *J. Reprod. Fertyl. (Suppl.)*, 23, 155–160.
- Suárez, L., Pérez, J., Paredes, A., & Suárez, F. (2017, abril). Folículo Persistente Anovulatorio en Yeguas. Referencias para consultorios Medicina Veterinaria. <http://referenciasparaconsultoriosmv.com/wp-content/uploads/2018/05/REFERENCIAS-46-13-20.pdf>
- Taylor, FGR; Hillyer, MH. (1999). Técnicas diagnósticas en medicina equina; enfermedades genitales, fertilidad y gestación. Trad. L. Serrahima Formosa. Zaragoza, ES. Acribia. p. 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/prod-animal/economia/aula/img/pictorex/06_07_04_TEMA_15.pdf
- Van Niekerk CH, Morgenthal JC, Gerneke WH. (1975). Relationship between the morphology of and progesterone production by the corpus luteum in the mare. *Journal of Reproduction and Fertility*. 23 (Suppl):171-175. ISSN : 1019-9128E-ISSN: 2224-9435
- Van Niekerk, FE. & Van Niekerk, CH. (1997) The effect of dietary protein on reproduction in the mare. III. Ovarian and uterine changes during the anovulatory, transitional and ovulatory periods in the non-pregnant mare. *J S Afr Vet Assoc*; 68:86-92.
- Voge, J., Aad, P. Y., Santiago, C. A. T., Goad, D. W., Malayer, J. R. y Spicer, L. J. (2004). Effect of insulin-like growth factors (IGFs), FSH, and leptin on IGF-binding-protein mRNA expression in bovine granulosa and theca cells: quantitative detection by real-time PCR. *Peptides*, 25, 2195-2203.
- 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. A., Freeman, D. A., Vanderwall, D. K., & Woods, G. L. (1991). Prostaglandin E2 Hastens Oviductal Transport of Equine Embryos1. *Biology of Reproduction*, 45(4), 544–546. <https://doi.org/10.1095/biolreprod45.4.544>

- 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)
- Woods, G. L., & Ginther, O. J. (1983). Induction of multiple ovulations during the ovulatory season in mares. *Theriogenology*, 20(3), 347-355. [https://doi.org/10.1016/0093-691x\(83\)90068-7](https://doi.org/10.1016/0093-691x(83)90068-7)
- Woods, J.; Ginther, O. & Bergfelt, D. (1990). «Effects of time of insemination relative to ovulation on pregnancy rate and embryonic-loss rate in mares.,» *Equine Veterinary Journal* v.22 tomo 6, pp. 410-415.
- Yoon, M. J. (2012). The Estrous Cycle and Induction of Ovulation in Mares. *Journal of Animal Science and Technology*, 54(3), 165–174. <https://doi.org/10.5187/jast.2012.54.3.165>
- Youngquist, R. S., & Threlfall, W. R. (2007). *Current Therapy In Large Animal 2* (2.^a ed.) [Libro electrónico]. Elsevier Gezondheidszorg. https://www.researchgate.net/profile/Ahmed_Ali117/post/nitrogen_tank-where_to_apply_the_temperature_sensor/attachment/59d640ebc49f478072eaa8ea/AS%3A273792432050178%401442288610180/download/Current+Therapy+in+Large+Animal+Theriogenology+2nd+Edition+.pdf
- Zamudio, JV. (2005). Uso de prostaglandinas para sincronizar esto en yeguas criollas y sus efectos colaterales. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Veracruz: Univ. Veracruzana. 49 p.

ANEXOS



Figura 13. Reconocimiento de las instalaciones e identificación de los animales.



Figura 14. Reconocimientos de las características fanerópticas de cada una de la yegua para su identificación al momento de aplicar cada uno de los tratamientos.

Unidades Experimentales	Tratamientos			
	CONTROL	hCG	AB	hCG+AB
1. ALTEZA	2°	3°	4°	1°
2. ESPERANZA	3°	4°	1°	2°
3. IBERIA	4°	1°	2°	3°
4. TORMENTA	1°	2°	3°	4°
5. SERPENTINA	2°	3°	4°	1°
6. CATALEYA	3°	4°	1°	2°
7. PALOMA	4°	1°	2°	3°
8. FLOR DE HUAYTA	1°	2°	3°	4°

Figura 18. Distribución aleatoria de las yeguas en los diferentes tratamientos



Figura 19. Folículo $\geq 35\text{mm}$ y edema uterino 2-3°



Figura 20. Administración hormonal de cada uno de los tratamientos por vía IV y IM.

FECHA	YEGUA	OD	OE	OTERO	CERVIZ
11/08	Tormenta	17x16 mpf	31x22	1	1
11/08	Rebeca	31x26 35x25.5	mpf	4	1
21/08	Esperanza	30x23 30x22	mpf	2	2
22/08	Paloma	mpf	23x15 24x16.36	3	2 19/16.8 17/16.8
24/08	Catalaya	25x18 25x18.66	mpf	3	3 19/16.0 15/16.0
22/08	Serpentina	45x45	mpf	3	2
22/08	Tormenta	mpf	34x25 32x20.1	1	1
22/08	Rebeca	42x29 42x29	mpf	2	1
24/08	Iberia	mpf	mpf CL	2	Am. P. 6.4
27/08	Esperanza	29x33 34x25	mpf	2 Externa 4-2	1
27/08	Alteza	mpf CL 26x22.07	mpf	3	3

Figura 21. Control diario de las yeguas

INDUCCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS (FECHA, CONSTANTES AMBIENTALES)						
Nº	YEGUA	CONTROL		hCG	AB	hCG+AB
1	Alteza.	17/08/2020.		05/08/2020	23/09/2020	05/08/2020
		T1 2da Adm.	T2 3ra Adm. Sml IV.	T3 4ra Adm. 10ml IM AB	T4 5ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG
2	Esperanza.	07/09/2020		02/10/2021	05/08/2020	23/08/2020
		T1 3ra Adm.	T2 4ra Adm. Sml IV.	T3 5ra Adm. 10ml IM.	T4 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 7ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG
3	Iberia.	06/09/2020		15/08/2020	08/09/2020	09/04/2021
		T1 2da Adm.	T2 3ra Adm. Sml IV.	T3 4ra Adm. 10ml IM.	T4 5ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG
4	Tormenta.	07/08/2020		24/08/2020	08/09/2020	23/04/2021
		T1 2da Adm.	T2 3ra Adm. Sml IV.	T3 4ra Adm. 10ml IM.	T4 5ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG

5	Serpentina	18/08/2020		03/09/2020	24/07/2020	09/04/2021
		T1 2da Adm.	T2 3ra Adm. Sml IV.	T3 4ra Adm. 10ml IM.	T4 5ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG
6	Catalaya	04/09/2020		01/03/2021	30/07/2020	20/08/2020
		T1 3ra Adm.	T2 4ra Adm. Sml IV.	T3 5ra Adm. 10ml IM.	T4 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 7ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG
7	Paloma	29/07/2020		20/08/2020	05/09/2020	15/04/2021
		T1 1ra Adm.	T2 2da Adm. Sml IV.	T3 3ra Adm. 10ml IM.	T4 4ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 5ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG
8	Flor.	29/09/2020		22/10/2021	10/09/2020	05/05/2021
		T1 2da Adm.	T2 3ra Adm. Sml IV.	T3 4ra Adm. 10ml IM.	T4 5ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG	T5 6ra Adm. 10ml IM AB + Sml hCG

Figura 22. Control de la aplicación de los tratamientos.

OVULACIÓN (SI/NO) y HORA DE OVULACIÓN (36H, 42H, 48H, 60H)									
N°	YEGUA	TRATAMIENTO							
		Control (T0)	Hora de ovulación	hCG (T1)	Hora de ovulación	AB (T2)	Hora de ovulación	hCG + AB (T3)	Hora de ovulación
1	ALTEZA	NO	120	SI	36	SI	42	SI	36
2	ESPERANZA	NO	96	SI	36	NO	120	SI	42
3	IBERIA	NO	204	SI	42	NO	144	SI	42
4	TORMENTA	SI	60	SI	42	SI	36	SI	36
5	SERPENTINA	NO	120	SI	42	NO		SI	42
6	CATALEYA	SI	60	SI	36	NO	168	SI	36
7	PALOMA	NO		SI	36	NO	144	SI	42
8	FLOR DE HUAYTA	SI	36	SI	42	NO	156	SI	36
TOTAL DE OVULACIONES		3		8		2		8	
PROMEDIO			99,4		39		115,7		39

Figura 23. Verificación de la presencia o no de ovulación y la hora en la que esta se produjo.



Hora	Tiempo	Temperatura	Siente	Viento	Ráfaga	Lluvia	Humedad	Nube	Presión	Vis
00:00		14 °c	14 °c	6 km / h del ENE	10 km / h	4.0 milímetros	96%	69%	1013 mb	Bien
03:00		13 °c	13 °c	6 km / h del ENE	10 km / h	3.1 milímetros	97%	77%	1015 mb	Bien
06:00		13 °c	13 °c	5 km / h desde el E	8 kilómetros por hora	0.6 mm	97%	77%	1016 mb	Promedio
09:00		12 °c	13 °c	5 km / h del ENE	8 kilómetros por hora	0.7 mm	97%	75%	1015 mb	Bien
12:00		12 °c	12 °c	5 km / h del ENE	10 km / h	0.0 mm	96%	69%	1015 mb	Pobre

Figura 24. Toma de constantes ambientales durante la inducción de los tratamientos y evaluación de la ovulación