



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**LA EVALUACIÓN FOLICULAR POR ULTRASONOGRAFÍA COMO MÉTODO
DE DIAGNOSTICO DE GESTACIÓN EN YEGUAS.**

SERVICIO PROFESIONAL

Que presenta:

P.MVZ. JARETH MOLINA GONZÁLEZ

Para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

ASESOR:

MVZ. JOSÉ FARÍAS MENDOZA

Profesor-Investigador Titular

Co-asesor

MVZ. Cert. JOSÉ FRANCISCO LEMUS SUÁREZ

Morelia, Michoacán Junio del 2014.



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**LA EVALUACIÓN FOLICULAR POR ULTRASONOGRAFÍA COMO MÉTODO
DE DIAGNOSTICO DE GESTACIÓN EN YEGUAS.**

SERVICIO PROFESIONAL

QUE PRESENTA:

P.MVZ. JARETH MOLINA GONZÁLEZ

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Morelia, Michoacán Junio del 2014.

DEDICATORIAS

A DIOS por la gran fe que le tengo.

A mi padre, a mi madre, a mis hermanas y a mi novia.

AGRADECIMIENTOS

A dios y a mis padres por darme la oportunidad de realizar uno de mis grandes sueños que es a ver culminado mis estudios y ser un médico veterinario zootecnista.

A mi padre el Sr. Emilio molina Gutiérrez por todo su apoyo y grandes consejos que siempre medio para poder cumplir esta gran meta.

A mi madre la Sra. Apolonia González Tornéz por darme la vida, su gran amor de madre, cariño y amistad por todo eso muchas gracias mama.

A mis hermanas Emisel e Indira por apoyarme en todo económicamente y quererme tanto.

A mi novia por estar ahí siempre a mi lado apoyándome en todo para poder salir adelante, gracias por todo el apoyo.

Gracias al MVZ. José Farías Mendoza por su atención brindada para poder llevar a cabo la realización de este presente trabajo, por el tiempo que le dedicó a mi asesoría.

Gracias al MVZ. José Francisco Lemus Suárez por su gran amistad por sus grandes consejos y ayuda brindada en la realización de este trabajo.

Gracias a la Universidad Michoacana y en especial a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y a todos los grandes maestros que me ayudaron y brindaron todos sus conocimientos para poder culminar mi formación profesional, muchas gracias.

Gracias a todos los que me apoyaron en este gran sueño que un día inicié y que ahora he concluido. Gracias.

ÍNDICE

I INTRODUCCIÓN	6
I.1. Anatomía del Ovario y Útero Equino.	7
I.1.1. Ovario.....	8
I.1.2. Los oviductos o salpinx.	10
I.1.3. Trompas uterinas.....	11
I.1.4. Útero.....	13
I.1.5. El cérvix.....	14
I.2. Control Endocrino de la Reproducción en la Yegua.	15
I.2.1. Melatonina.	17
I.2.2. Hormona Liberadora de Gonadotropinas (GnRH).	17
I.2.3. Hormona Folículo Estimulante (FSH).....	18
I.2.4. Hormona Luteinizante (LH).....	18
I.2.5. Estrógenos (E2).....	19
I.2.6. Progesterona (P4).....	19
I.2.7. Prostaglandina F2 alfa (PGF2 α).	20
I.2.8. Inhibina y Activina.	20
I.3. Fisiología Reproductiva Ciclo Estral de la Yegua.....	21
I.4. Principios Básicos de Ultrasonografía.....	25
I.4.1. Funcionamiento básico del ultrasonido.....	26
I.4.2. Examen Ecográfico Transrectal de la Yegua.....	27
I.4.3. Tipos de ultrasonido.....	27
I.4.4. Transductores.	28
I.4.5. Monitores.	28
I.4.6. Técnica de Exploración.....	28
I.5. Seguimiento Folicular y Ultrasonografía de los Órganos Reproductivos de la Hembra Equina.	29
I.5.1. Examen reproductivo.	29
I.5.2. Preparación del paciente.....	30
I.5.3. Aparato reproductivo de la yegua al examen.	30
I.5.4. Técnica para el examen.	31

I.5.5. Examen en la yegua vacía.....	31
I.5.5.1. Estado del ciclo estral.....	31
I.5.5.2. Evaluación del ovario.	32
I.5.5.3. Foliculogénesis.....	33
I.5.5.4. Crecimiento folicular.	34
I.5.5.5. Desarrollo folicular.	36
I.6. Gestación en la yegua.	37
I.7. Examen a la Palpación Rectal en la Yegua.....	47
I.7.1. Diagnóstico de gestación en yegua.....	49
I.8. Diagnóstico Diferencial en el Examen Obstétrico.....	52
I.9. Diagnóstico de Gestación Mediante Ecografía.....	53
BIBLIOGRAFÍA.....	57

INDICE DE FIGURAS

Figuras 1. Aparato genital de la yegua	8
Figuras 2. Estructuras del ovario	10
Figuras 3. Relación mesosalpins - infundíbulo.....	11
Figuras 4. Cuernos uterinos.....	13
Figuras 5. Interior de cérvix.	14
Figuras 6. Ciclo reproductivo de la yegua	21
Figuras 7. Comportamiento hormonal durante el ciclo estral de la yegua.	25
Figuras 8. Comportamiento del cuerpo lúteo y desarrollo folicular durante el ciclo estral de la yegua.....	37
Figuras 9. Gestación en la yegua	37
Figuras 10. Embrión de 10 días	39
Figuras 11. Embrión de 20 días	40
Figuras 12. Embrión de 30 días	41
Figuras 13. Embrión de 30 días	42
Figuras 14. Placenta de yegua.....	43
Figuras 15. Saco vitelino	44
Figuras 16. Ultrasonido de gemelos en yegua	46
Figuras 17. Ultrasonido gemelar de 17 días	47
Figuras 18. Posición del tracto genital de la yegua.....	48
Figuras 19. Gestación de 11 y 21 días	53
Figuras 20. Gestación de 23 y 25 días	53
Figuras 21. Gestación de 30 y 33 días	54
Figuras 22. Feto de 56 días	54
Figuras 23. Feto de 108 días.....	55

Resumen.

Con el fin de dar a conocer la evaluación folicular por ultrasonografía en la yegua, tenemos que desde el punto de vista de la reproducción, se define como una hembra poliéstrica continua estacional, es decir presenta ciclos estrales regulares durante la estación sexual. Un aspecto importante para aprovechar adecuadamente el potencial reproductivo de la yegua es la eficiencia reproductiva para lograr esto, es necesario realizar un diagnóstico seguro y eficaz para determinar si la hembra está o no gestante. El examen por medio del ultrasonido transrectal ha demostrado ser una herramienta útil para el diagnóstico temprano de gestación, además en la reproducción equina aporta beneficios económicos asociados a detecciones tempranas de anormalidades del desarrollo embrionario, ya que se puede diagnosticar a partir de los 15 días y con mayor confiabilidad. Por lo tanto este sería el mejor método para diagnosticarla dinámica folicular y la gestación en equinos.

Palabras claves: evaluación, ultrasonografía, ciclo estral, palpación, yeguas.

Abstract.

In order to publicize the follicular assessment by ultrasonography in the mare, we have from the point of view of reproduction, defined as a continuous polyestrous female seasonal, ie presents regular estrous cycles during the breeding season. An important to properly exploit the reproductive potential of the mare reproductive efficiency aspect is to achieve this, it is necessary to perform a safe and effective diagnosis to determine if the female is pregnant or not. Examination by means of transrectal ultrasound has proven to be a useful tool for early diagnosis of pregnancy in equine reproduction also brings economic benefits associated with early detection of abnormalities of embryonic development, and that can be diagnosed from 15 days and more reliably so this would be the best method to diagnose pregnancy and follicular dynamics in horses.

Keywords: assessment, ultrasonography, estrus cycle, palpation, mares.

I INTRODUCCIÓN

La yegua, desde el punto de vista de la reproducción, se define como una hembra poliéstrica continua estacional, es decir presenta ciclos estrales regulares durante la estación sexual. La estación sexual está relacionada con la duración del día, es muy manifiesta en primavera y verano, va disminuyendo progresivamente a lo largo del otoño y termina por desaparecer en invierno.

El celo tiene una duración media de 6 días, es más corto en aquellos celos que siguen inmediatamente al parto (3-4 días) y más largo al comienzo de la estación sexual (8-9 días). La ovulación es espontánea y se produce 24-48 horas antes de terminar el celo (Person, 2011).

Un aspecto importante para aprovechar adecuadamente el potencial reproductivo de las especies animales es la eficiencia reproductiva, para lograr esto, es necesario realizar un diagnóstico seguro y eficaz, para determinar si la hembra está o no gestante. En la yegua existen diversos métodos para diagnosticar gestación; estos incluyen la palpación rectal, el empleo de mediciones hormonales y la ultrasonografía.

El examen por medio del ultrasonido transrectal ha demostrado ser una herramienta útil para el diagnóstico temprano de gestación, además en la reproducción equina aporta beneficios económicos, asociados a detecciones tempranas de anomalías del desarrollo embrionario.

Por palpación transrectal, un experto puede diagnosticar la gestación en la yegua entre los 40-45 días al notar el engrosamiento del útero (Person, 2011).

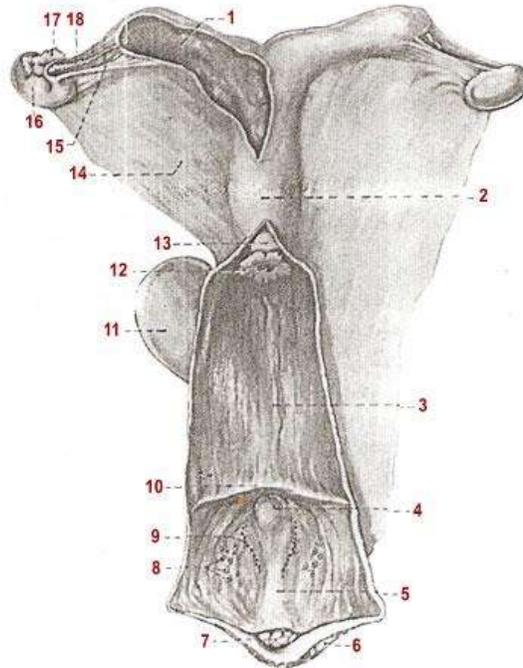
Mediante el uso de la ecografía, es posible realizar el diagnóstico de la gestación a los 14 días. (Carvajal, 1998).

Este trabajo tiene como finalidad, aportar la información básica sobre la importancia del uso de la ecografía como método para el diagnóstico de gestación en la yegua, y que sirva como material de consulta para todos aquellos estudiantes o profesionales de la medicina veterinaria que se dediquen a la reproducción equina.

I.1. Anatomía del Ovario y Útero Equino.

El aparato reproductor de la yegua es básicamente un órgano en forma tubular que comienza en los labios vulvares (genitales externos) y se continua con la vagina, el útero (el útero a su vez se encuentra dividido en cérvix o cuello, cuerpo y cuernos) oviducto y finaliza en los ovarios. (Brand, 2007).

Figuras 1. Aparato genital de la yegua



Fuente. (Torres, 2010)

1. Cuerno uterino
2. Cuerpo uterino
3. Vagina
4. Meato urinario u orificio uretral externo
5. vestibulo de la vagina
6. Labio de la vulva
7. Glándula del clítoris
8. Glándulas vestibulares menores dorsales
9. Glándulas vestibulares menores ventrales
10. Himen
11. Vejiga urinaria
12. Orificio uterino externo
13. Porción vaginal
14. Mesometrio
15. Ligamento propio del ovario
16. Ovario
17. infundíbulo de la trompa uterina
18. Trompa uterina

I.1.1. Ovario.

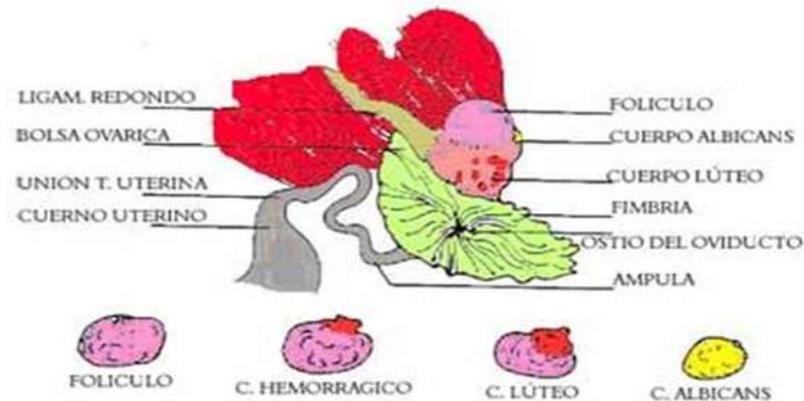
Tienen forma oval, su longitud es de 7- 8cm., su ancho de 3- 4cm. y su peso de 70- 80gr., siendo a menudo el ovario izquierdo más grande que el derecho. Se ubican en la región sublumbar bajo la 4° o 5° vértebra lumbar, habitualmente en contacto con la pared abdominal. (Goody, 1979).

Presentan: 2 caras lisas (lateral y medial), 2 bordes (borde de inserción o mesovárico y borde libre) y 2 extremidades (anterior o tubárica y posterior o uterina). El borde libre está marcado por una escotadura que conduce a una depresión llamada fosa de ovulación. (Brand, 2007).

Se fijan a la región sublumbar a través de la porción anterior del ligamento ancho del útero y al cuerno uterino se fijan por medio del ligamento ovárico (ligamento propio del ovario). La mayor parte de la superficie ovárica está cubierta por peritoneo, excepto en el borde de inserción área donde se encuentra el hilio del ovario. Las arterias del ovario derivan de la arteria útero- ovárica. La inervación deriva del sistema nervioso simpático (Goody, 1979).

Cuando están inactivos poseen una dimensión de 7x3 cm., éstos se hipertrofian durante la fase folicular alcanzando dimensiones de 5x6 cm. cuando hay presencia de un folículo maduro. En las yeguas no gestantes, o que nunca han tenido gestaciones, los ovarios contactan la pared abdominal dorsal bajo las apófisis transversas de la 4 y 5 vértebra lumbar (L4 y L5), más o menos en la última costilla y tuberosidad coxal. En las yeguas gestantes, o que ya han tenido gestaciones, los ovarios son de situación más ventral a caudal a nivel de la cuarta y quinta vértebra lumbar, el desarrollo folicular en los ovarios equinos se da en la zona cortical, ya que en la hembra equina los ovarios tienen su zona vasculosa hacia la periferia del órgano, por esta razón los cuerpos lúteos de las hembras equinas quedan sumergidos en el ovario y se hace complicada su palpación, la ovulación de los equinos siempre se produce en la fosa ovárica en el borde libre del órgano (Aguera, 1999).

Figuras 2. Estructuras del ovario.



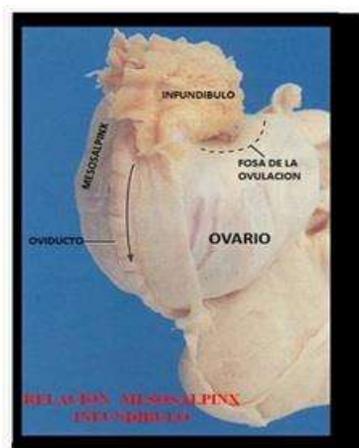
(Agrocor, 2011)

I.1.2. Los oviductos o salpinx.

Se encuentran cubiertos por una capa serosa delgada de ligamento ancho llamada mesosalpinx la cual no solo sostiene los oviductos sino que sirve de bolsa que rodea el ovario. La parte anterior u ovárica del oviducto llamada infundíbulo, tiene forma de embudo, su superficie está cubierta por un gran número de proyecciones aterciopeladas denominadas fimbria. Esta fimbria incrementa el área del infundíbulo lo que facilita el englobamiento o cubrimiento de la superficie del ovario al momento de la ovulación de tal manera que el ovulo liberado durante la misma tiene una alta posibilidad de ser dirigido dentro del oviducto.

El infundíbulo conduce directamente a la porción delgada del oviducto llamada ámpula, la cual constituye más de la mitad de la longitud del oviducto y se une con el istmo del oviducto. La ámpula tiene un diámetro relativamente grande, con su parte interna caracterizada por la presencia de pliegues de la mucosa con abundante epitelio ciliar. En la yegua la unión de la ámpula con el istmo sirve de punto de control permitiendo solamente el paso de oocitos fertilizados dentro del istmo y eventualmente dentro del útero (Rivera, 2012).

Figuras 3. Relación mesosalpinx - infundíbulo.



(Rivera, 2012)

El istmo tiene un diámetro menor al de la ampulla y su punto de unión con el útero se denomina unión uterotubar. La principal función del oviducto es el transporte de los gametos al sitio de la fertilización, la cual tiene lugar en la ampulla. El transporte de los gametos dentro del oviducto requiere que los espermatozoides y el ovulo se muevan en direcciones opuestas de tal manera que se encuentran en la ampulla, mediante el denominado movimiento reológico. (Rivera, 2012).

I.1.3. Trompas uterinas.

Las trompas uterinas o de Falopio, actúan como conductos excretores de los ovarios, ya que ellos transportan los óvulos de las glándulas reproductoras al útero. Se trata de dos tubos elásticos de unos 20 a 30 cm de largo, que se extiende desde la extremidad de los cuernos uterinos hasta el ovario. La trompa es muy pequeña en su extremidad uterina (2 a 3 mm de diámetro), pero hacia el ovario se ensancha considerablemente (4 a 8 mm de diámetro) y forma la ampolla. El infundíbulo presenta en su cara interna numerosas fimbrias desiguales que se

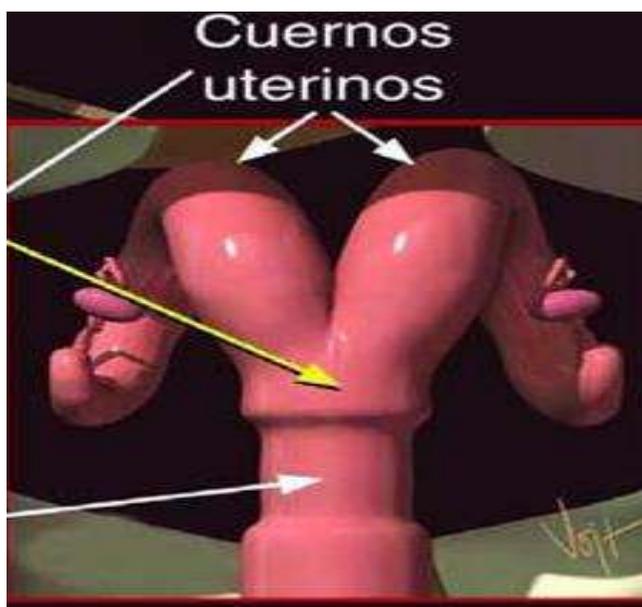
extiende parcialmente sobre la superficie del ovario y a la cual algunas fimbrias están adheridas permanentemente (Dyce et al, 1999).

La porción uterina de la trompa se comunica con la cavidad del cuello por un orificio pequeño, el orificio del tubo uterino. La extremidad ovárica esta expandida, algunas veces en forma de embudo, por lo que en ocasiones se denomina infundíbulo de la trompa uterina (Sisson y Grossman, 1996).

Estructura: La trompa está cubierta externamente por una capa serosa formada por el mesosalpinx. La membrana serosa se continúa en la fibrina y encuentra su recubrimiento mucoso. La capa adventicia fibrosa se continúa con lámina fibrosa del ligamento ancho. La capa muscular esta fundamentalmente formada de fibras circulares, el grosor de la capa muscular disminuye hacia la extremidad ovárica. La capa mucosa es delgada y forma abundantes pliegues (*plicae tubariae*), principalmente longitudinales, pero en la parte ancha del tubo (*ampulla tubae uterinae*) son muy complejos, de forma que en un corte transversal los espacios entre los pliegues pueden estar enmascarados por las glándulas tubulares ramificadas. El epitelio es una capa simple de células columnares ciliadas y cilios producen una corriente que se dirige hacia el útero. En la extremidad ovárica, este epitelio pasa gradualmente al tipo escamoso de la capa serosa (Sisson y Grossman, 1996).

Vasos y nervios: las arterias derivan de la arteria ovárica y las venas son satélites de las arterias. Los vasos linfáticos pasan con los ováricos a los nódulos lumbares. Los nervios tienen un origen similar al de los nervios del ovario (Sisson y Grossman, 1996).

Figuras 4. Cuernos uterinos



Fuente. (Agrocor, 1999)

I.1.4. Útero.

El útero equino consta de cuello uterino, cuerpo y cuernos con algunas variaciones en cuanto posición y cambios anatómicos notorios en cuanto a morfología ovárica y uterina. El útero, es un órgano muscular hueco, comunicado con las trompas uterinas y con vagina, ubicado principalmente en la cavidad abdominal, pero se extiende una corta distancia en la cavidad pélvica. Se fija a la región sublumbar y a las paredes laterales, por 2 pliegues peritoneales, llamados ligamentos anchos del útero (uno a cada lado). (Cintora, 2007). Consta de: 2 cuernos uterinos, un cuerpo y un cuello o cérvix.

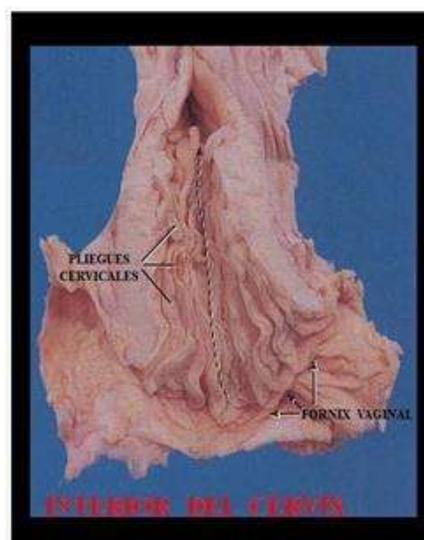
Los cuernos uterinos, están situados en la cavidad abdominal, su posición es muy variable dependiendo del llenado intestinal. Su longitud es de 25cm. aprox. La extremidad anterior de cada cuerno, forma una terminación obtusa que recibe a la trompa uterina. Las extremidades posteriores, de cada cuerno, son de mayor diámetro convergiendo y uniéndose al cuerpo uterino. (Brand, 2007).

El cuerpo del útero, está situado una parte en la cavidad abdominal y la otra en la cavidad pélvica. Su longitud es de 18 a 20 cm. aproximadamente. Y su diámetro, cuando está distendido, de 10cm. aproximadamente. Su cara dorsal se relaciona principalmente con el recto y su cara ventral con la vejiga. El término fondo del útero se aplica a la porción anterior, de la divergen los cuernos uterinos. (Goody, 1979).

I.1.5. El cérvix

Mide de 6 a 8 cm d de largo y tiene la forma de un semicono plano. La porción anterior más ancha se une al cuerpo del útero sin existir una delimitación precisa. La extremidad posterior se conoce como orificio del cérvix o portio, el cual se protruye en la parte anterior de la vagina formando el fornix vaginal. Posee varios pliegues longitudinales siendo su pared relativamente delgada con muy poco tejido conectivo.

Figuras 5. Interior de cérvix.



(Rivera, 2012)

El cérvix de la yegua es suave durante el celo permitiendo durante la copula que el pene del reproductor haga presión sobre el mismo y el semen sea impelido con fuerte presión dentro del útero al momento de la eyaculación. (Brand, 2007).

I.2. Control Endocrino de la Reproducción en la Yegua.

Las diversas funciones del organismo se hallan sometidas a control hormonal y nervioso, la reproducción equina no es la excepción, ya que está gobernada principalmente por hormonas. Las hormonas son sustancias naturales elaboradas por glándulas endocrinas de la cual, es secretada la molécula que se incorpora a la sangre o a la linfa para ser transportada a distintos órganos, en donde ejerce su función; esta función se ejerce sobre un sitio específico llamado órgano blanco. (Rossdale, 1991).

Dentro de la reproducción equina hay muchas hormonas que interactúan entre sí para lograr controlar el ciclo estral de esta especie.

Las hormonas de la reproducción equina tienen secreción tónica y pulsátil, la secreción tónica hace relación con niveles basales continuos, mientras que la secreción pulsátil, se refiere a una serie de pulsos o episodios de niveles de la hormona más altos, estas formas de secreción varían con el paso del ciclo (Morel, 2005).

La yegua es una hembra estacional de forma natural, en el país se ha observado estacionalidad, pero cuando los animales se ven sometidos a estrés nutricional, esto es debido a que la reproducción va ligada a la nutrición, lo que explica por

qué cuando se presenta menor cantidad y calidad de alimento los equinos muestran una estacionalidad en el trópico. (Samper, 2000).

Esto también puede ser relativo a la raza, ya que las razas que no llevan sangre del caballo árabe presentan estaciones más cortas, por lo contrario el Purasangre Inglés presenta estaciones mucho más largas. (Morel, 2005).

El control endocrino del ciclo estral equino está ligado al eje hipotálamo-pituitaria-gónada, que en el caso de la yegua es el ovario, pero mucho más importante es el fotoperiodo; también son factores importantes la nutrición, temperatura ambiental etc. (Samper, 2000).

Una de las moléculas que mayor papel juega en el control endocrino del ciclo estral de la hembra equina es la Melatonina, la cual es producida 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 ésta sobre el eje y permite la producción de la hormona Hipotalámica GnRH, lo que estimula la producción de LH y FSH que van a ir al ovario.(Samper, 2000).

Otra de las hormonas involucradas en el ciclo estral de los equinos es la Prolactina, aunque no se entiende bien su función en el equino, interactúa con la melatonina en otras especies estacionales, pero se cree que aumenta el metabolismo haciendo más eficiente la conversión alimenticia haciendo que las hembras equinas tengan mayor posibilidades de llegar a la ovulación. (Samper, 2000).

A continuación se explicará cada una de las moléculas involucradas en la reproducción equina y que función cumplen en esta.

I.2.1. Melatonina.

Es secretada por la glándula pineal, en dos fases; Fotofase, durante el día y Ecotofase, durante la noche, por lo que se entiende que es una secreción circadiana, donde los niveles más altos se evidencian durante la noche. La presencia de luz o ausencia de la luz del día es percibida por la glándula pineal por medio de mensajes neurales a partir de la retina del ojo, en ausencia de luz se induce la versión de triptófano a melatonina. Aún no se conoce el mecanismo exacto por el cual la melatonina controla el hipotálamo pero parece probable que los opioides endógenos (β endorfina), y dopamina estén involucrados en su función (Morel, 2005).

I.2.2. Hormona Liberadora de Gonadotropinas (GnRH).

Es producida por el Hipotálamo, es un decapeptido, es sintetizado y luego almacenado en el hipotálamo basal medio, esta hormona es un enlace humoral entre lo neural y lo endocrino. Por medio de señales neurales GnRH inicia su liberación que es pulsátil, pero puede ser tónica en ciertas fases del ciclo, ésta se dirige hacia el sistema portal hipofisario para que de la hipófisis anterior se libere LH y FSH. (Hafez, 2000).

La GnRH es activada debido gracias a que la melatonina deja de ejercer sobre el hipotálamo y al haber días de mayor duración mayor horas luz el eje hipotálamo-hipófisis se activa y esta hormona puede ser secretada de forma pulsátil, para así liberar LH y FSH. (Blanchard y col.2003).

I.2.3. Hormona Folículo Estimulante (FSH).

Es una Glucoproteína liberada por la hipófisis anterior, su órgano blanco es el ovario donde tiene como función el desarrollo de los folículos que son reclutados; sus concentraciones basales surgen una liberación bifásica, estas concentraciones se encuentran entre los días 9 al 12 del ciclo estral y en el momento de la ovulación. Su principal pico se presenta cercano a la ovulación y se inicia el día 15 con un pico de 4 ng/ml, incrementándose hasta alcanzar 9 ng/ml durante el estro. (Morel, 2005).

Esta yegua tiene 2 funciones importantes, completar el desarrollo final del folículo antes de la ovulación y comenzar una cohorte de folículos que se preparan para una siguiente ovulación dentro de 21 días. (Rossdale, 1991).

I.2.4. Hormona Luteinizante (LH).

También es una Glucoproteína, secretada por la pituitaria anterior, se libera de forma pulsátil o tónica, la frecuencia de dichos pulsos incrementan de 0.38 a 4.74 pulsos/día a medida que la yegua inicia su ciclo estral (Morel, 2005)

Una de sus funciones es producción adicional de andrógenos, que proporciona estrógenos que dan el comportamiento de estro a la hembra equina y su sincronía con la ovulación, sus niveles se van aumentando desde su nivel más bajo 1 ng/ml, con una frecuencia de 1.4 pulsos cada 24 horas varios días antes del estro, y es la encargada de inducir la ovulación, algunos autores dicen que está implicada en la formación del cuerpo lúteo, lo que explica por qué el pico de LH en equinos se da después de la ovulación. (Blanchard, 2003).

Hay una hormona que se produce a partir de la acción de FSH y LH, debido a que éstas hacen que los folículos sean capaces de producirla, se dice que los folículos

son capaces de sintetizar estrógenos con base en los andrógenos que se producen por la acción de FSH y LH. (Blanchard, 2003).

I.2.5. Estrógenos (E2).

Los estrógenos son producidos por los folículos a partir del colesterol, éste es luego transformado en progesterona, donde es transformada en 17- β estradiol, el cual depende de la enzima aromatasa que es FSH dependiente, este de 24-48 horas antes de la ovulación alcanza un pico de 10-15 pg/ml cayendo inmediatamente después del estro a niveles basales. Estos son los responsables de los cambios de comportamiento y físicos de la yegua cuando está en estro, y asociado a la receptividad sexual. (Morel, 2005).

Luego de que estas hormonas han cumplido con su función y han ovulado el folículo y se forme el cuerpo lúteo, aparece una hormona llamada progesterona que es producida por el cuerpo lúteo la cual va ser la encargada de mantener la preñez.

I.2.6. Progesterona (P4).

Es producida por el cuerpo lúteo, sus niveles basales empiezan a elevarse luego de la ovulación, son evidentes después de 24 horas, alcanzando su máximo nivel a los 4-5 días después de la ovulación con 10 ng/ml y se mantienen elevadas hasta el día 15 del ciclo estral. Si no hay gestación los niveles descienden 4-5 días antes de la siguiente ovulación. (Rossdale, 1991).

Tiene un efecto inhibitorio en la liberación de gonadotropinas, para que se dé el pico de LH es necesario que los niveles de P4 desciendan, en cambio con la FSH ocurre algo distinto y particular en la yegua, se observa un segundo pico de FSH

10-12 días después de la ovulación. Si la yegua queda gestante los niveles de P4 deben descender para permitir que vuelva entrar en celo y ovule el día 21. (Morel, 2005).

Cuando la hembra no queda gestante, es necesario que se dé un siguiente celo y consecuentemente otra ovulación en 21 días, esto no sería posible si el cuerpo lúteo no es destruido, para esto el organismo tiene como medio una prostaglandina llamada PGF2 α ya que ésta tiene la propiedad de causar luteólisis, lo que significa que destruye el cuerpo lúteo. (Samper, 2000).

I.2.7. Prostaglandina F2 alfa (PGF2 α).

Se libera de forma pulsátil, es producida por el endometrio uterino y es la causante de la caída de los niveles de P4 ya que causa la luteólisis, en la yegua la PGF2 α alcanza el ovario por circulación general y no por el mecanismo de contracorriente que se observa en la vaca y oveja. Fuera de estas hormonas, hay dos moléculas de las cuales no hemos hablado, y que permiten la selección y dominancia del folículo, estas interactúan con la FSH y permiten también que se llegue a la ovulación. (Morel, 2005).

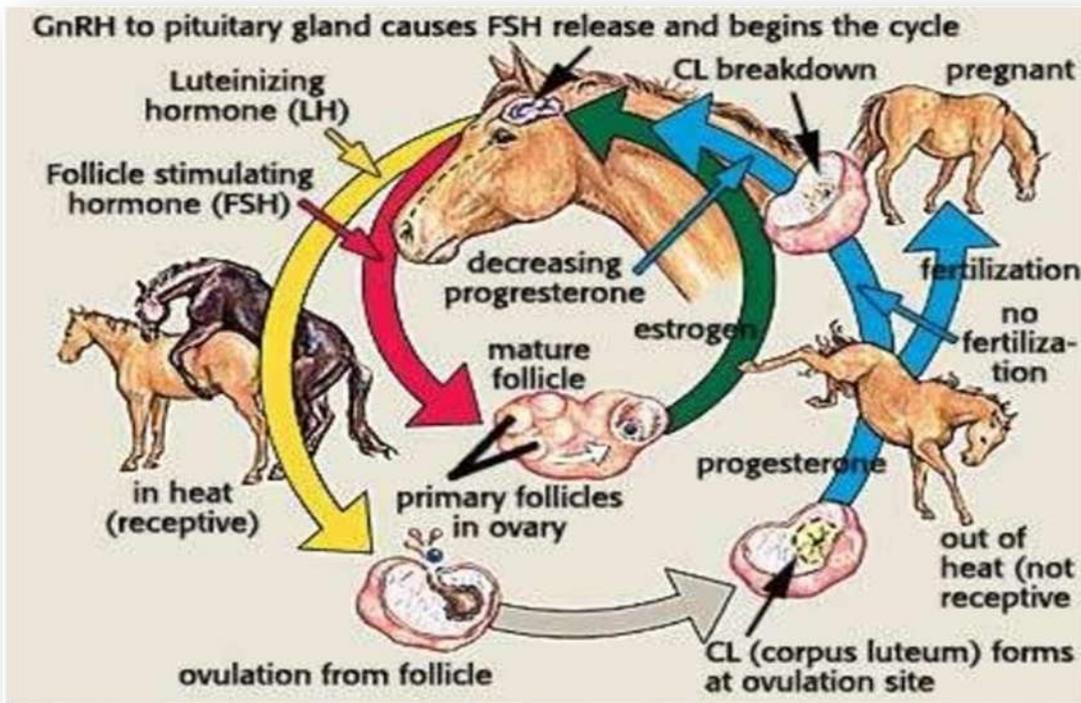
I.2.8. Inhibina y Activina.

La inhibina es producida por 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 Folículo Estimulante. También se ha encontrado la Activina, la cual ha sido aislada del líquido folicular, ésta causa una retroalimentación positiva sobre la secreción de FSH, lo que quiere decir que estas moléculas son las moduladoras de la acción de la FSH. (Morel, 2005).

I.3. Fisiología Reproductiva Ciclo Estral de la Yegua.

El comienzo de la actividad reproductiva o pubertad en la yegua se da alrededor de los 12 a 24 meses, en este momento el tracto reproductivo comienza a interactuar con otras zonas del cuerpo y se produce la primera ovulación (ovulación es el proceso por el cual la célula reproductora de la hembra – oocitos liberada del ovario con el fin de ser fecundada por un espermatozoide y dar origen a un nuevo ser). También son inducidos cambios físicos y comportamentales asociados a este evento y cuya única finalidad es garantizar que la hembra será cubierta por un macho en el momento preciso para producir la preñez (Cintora, 2007).

Figuras 6. Ciclo reproductivo de la yegua



Fuente. (Torres, 2010).

A partir de este momento la hembra equina (en condiciones normales) volverá a ovular aproximadamente cada 22 días. Durante este periodo de tiempo se pueden distinguir claramente dos fases: una fase de quietud sexual (también conocida como diestro), en la cual la hembra no presenta ningún interés por el macho. Esta fase puede durar alrededor de 14 a 16 días. La segunda fase (conocida como estro o calor) puede durar de 5 a 7 días; en esta fase, la yegua empieza a mostrar un interés gradual por el macho, hasta que finalmente es receptiva sexualmente y se deja montar. (Samper, 2000).

Generalmente el momento de mayor receptividad suele coincidir con el momento de la ovulación. A esta serie de eventos se les conoce como ciclo estral. (Brand, 2007).

El ciclo estral se inicia con un estímulo luminoso, captado por los receptores lumínicos que existen en los ojos, los cuales le van a indicar a la hembra que hay más horas luz, este estímulo es captado por el Sistema Nervioso Central (SNC), allí viajan hasta la glándula pineal, la cual va a ser la encargada de controlar la secreción de melatonina que va a ocasionar cambios en el funcionamiento del hipotálamo relacionados con un incremento en la secreción de GnRH que va a llegar a la glándula pituitaria anterior y va hacer que se inicie la liberación de FSH Y LH (Hormona Folículo Estimulante y Hormona Luteinizante) como consecuencia estas hormonas van a llegar a su órgano blanco que son los ovarios y van hacer que se inicie la liberación de esteroides que van a interactuar junto con la GnRH durante los 22 días del ciclo estral de la hembra equina. (Samper, 2000).

El ciclo estral de la hembra equina se puede dividir en 2 ciclos estro y diestro ya que la fase de metaestro y proestro son demasiado cortas no se tienen muy en cuenta para la especie equina. (Cintora 2007).

El estro es atribuido a los niveles sistémicos de estrógenos, asociados con el desarrollo folicular, la duración del estro es muy variable y muy difícil de controlar, éste se inicia con la regresión del cuerpo lúteo luego de una luteólisis espontánea la cual hace que se disminuyan los niveles circulantes de Progesterona y se inicie una activación del hipotálamo y secreción de las hormonas anteriormente mencionadas que van a causar un aumento en el número y crecimiento de folículos en un proceso llamado Ondas Foliculares o Dinámica Folicular en el cual se da reclutación, selección y dominancia , los folículos crecen en número y tamaño, luego se seleccionan los mejores por un proceso hormonal de inhibinas, activinas y estrógenos donde al final llegamos a tener un solo folículo dominante. (Cintora, 2007).

Dentro del proceso de reclutación la hormona que lo favorece es la FSH debido a su aumento sérico, actuando sobre los receptores que están ubicados en las células de la granulosa este proceso ocurre con un diámetro folicular de más o menos 22 mm, en la fase de selección se inicia un proceso de subordinación folicular donde los folículos más grandes aumentan la secreción de estrógenos e inician la liberación de inhibina que causa una disminución de FSH sérica y un aumento progresivo de LH, esto ocurre 7 días antes de la ovulación. (Samper, 2000).

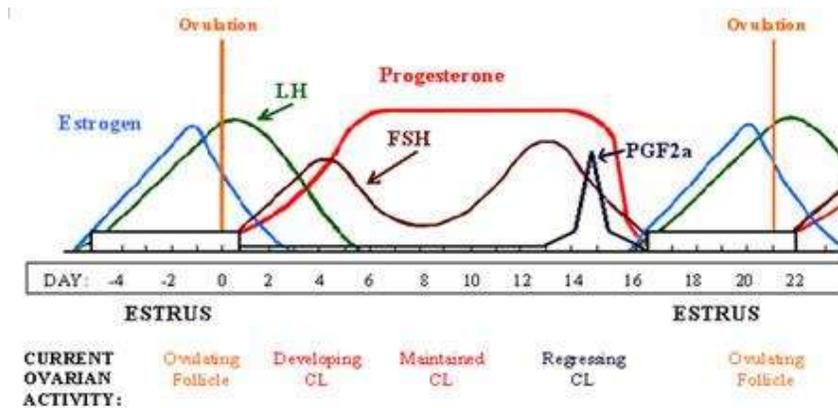
El aumento de estrógenos e inhibinas por parte del folículo ocasiona una retroalimentación negativa entre la pituitaria y el hipotálamo que alteran la síntesis y secreción de FSH; en esta fase la FSH ya ha cumplido con dejar receptores para LH en la célula de la granulosa, en uno de los folículos, el cual se va convertir en el folículo dominante. El aumento progresivo de LH se le atribuye a una retroalimentación positiva debido al aumento de secreción de estrógenos por parte de los folículos seleccionados, y una retroalimentación negativa debido al bajo nivel de progesterona circulante.(Brand, 2007).

La ovulación ocurre justo cuando los niveles de progesterona están en su nivel más bajo y los de estrógenos y LH se encuentran séricamente altos, lo que causa que se dé la ovulación con un diámetro del folículo dominante de más o menos 40 mm. (Brand, 2007).

En contraste, el diestro es una fase controlada por los niveles circulantes de progesterona atribuidos al cuerpo lúteo funcional que hay en esta fase, ésta es la llamada fase luteal o diestro, dura aproximadamente entre 14 y 16 días y no es tan variable como la fase de estro, ésta se caracteriza por la aparición de un Cuerpo Lúteo resultado del folículo que se acaba de ovular, éste ocasiona una disminución en los niveles de estrógenos e inhibina y consecuentemente todos los niveles hormonales declinan, la disminución de estrógenos produce una retroalimentación positiva y el aumento de progesterona ocasiona una retroalimentación negativa, que va hacer que los niveles de LH disminuyan lentamente luego de la ovulación; como la LH es necesaria para la formación del Cuerpo Lúteo, es necesario que disminuya lentamente lo que a veces puede causar ovulaciones diestritas secundarias(Blanchard, 2003).

En el proceso de formación del cuerpo lúteo las células de la granulosa sufren cambios morfológicos que las hacen convertirse en células luteales, este proceso de transformación celular dura aproximadamente 5 días y se da durante el diestro temprano donde el cuerpo lúteo no es susceptible a la PGF2 alfa, luego se da la maduración de éste unos 6 a 13 días el cual es susceptible a la PGF2 alfa, luego se da la última parte del diestro que es el tardía en el cual se inicia la fase de regresión del cuerpo lúteo donde se da el proceso natural de luteólisis mediada por PGF2 alfa uterina (Samper, 2000).

Figuras 7. Comportamiento hormonal durante el ciclo estral de la yegua.



Fuente. (Torres, 2010).

I.4. Principios Básicos de Ultrasonografía.

La ultrasonografía, ecográfica o ecotomografía es una técnica exploratoria no invasiva, inocua y segura que puede ser usada rutinariamente (Muñoz, 2006). El Ultrasonido o Ecografía en Medicina Veterinaria fue desarrollado inicialmente en los Equinos (Bellenda, 2007).

Hasta la aparición de la ecografía era difícil identificar los patrones de crecimiento folicular de los animales domésticos, sobre todo los de folículos que se desarrollan en la fase luteínica del ciclo. Esta técnica ha permitido definir el crecimiento y regresión foliculares durante dicha fase en la yegua (Cunningham, 2003).

Sus aplicaciones más utilizadas, involucran el control de ovulación y el desarrollo folicular para optimizar o racionalizar el uso de los padrillos o garañones, así como el estudio de otras estructuras de los ovarios ya sean fisiológicas o patológicas (Bellenda, 2003).

Con el uso de la ecografía, es posible determinar yeguas en celo, a través de la observación del útero y de los ovarios, el momento de máxima fertilidad; el grado de maduración de los folículos y su aproximación a la ovulación está determinada por el diámetro de estos (>3.6 cm) y su fluctuación a la palpación rectal (Muñoz, 2006).

El ultrasonido tiene las siguientes ventajas sobre otros métodos más tradicionales de diagnóstico: (Rossdale, 1993).

- A. Pueden observarse el tamaño y número de folículos en el ovario en un momento dado del ciclo.
- B. Pueden hacerse una mejor predicción de cuándo se producirá la ovulación.
- C. El diagnóstico del momento en que tienen lugar la ovulación es más seguro que cuando se realiza solo por examen rectal.
- D. El tamaño, forma y posición del embrión puede determinarse con seguridad a partir de los estados mucho más tempranos, que los que eran posibles por palpación rectal.

I.4.1. Funcionamiento básico del ultrasonido.

El mecanismo utiliza ondas de ultrasonido (sonido de alta frecuencia) que son emitidos a través de cristales piezoeléctricos, y esas ondas que penetran en los tejidos, son devueltas como ecos, los cuales son captados por el mismo cristal, y transformados en la pantalla en puntos de brillo (Modo B). Esos puntos serán tanto más brillantes cuanto mayor sea la reflexión por parte del tejido, y así, cada tejido tiene su estructura más o menos ecogénica, denominándose híper, hipo o anecogénica, según la cantidad de ecos que reflejan. Se representan en una escala

de grises, desde el negro (anecogénico) como los líquidos lípidos, hasta el blanco (hiperecogénico) como la compacta de los huesos, que reflejan todos los ecos y pueden dar imágenes en “en espejo” y otros “artefactos” (imágenes que no son reales) (Bellenda, 2003).

I.4.2. Examen Ecográfico Transrectal de la Yegua.

En la yegua, solo se estudia esta vía para el estudio del aparato reproductor; para este examen es conveniente evaluar la ampolla rectal previamente, a los efectos de no realizar movimientos forzados con el transductor en la mano, y así evitar lesiones del recto. Al mismo tiempo, se recorre el borde anterior de los cuernos y el cuerpo, para dejar bien posicionado el órgano, listo para el estudio ultrasonográfico (Bellenda, 2003).

Los ovarios son fácil de explorar en las yeguas, en ellos se pueden reconocer estructuras funcionales: folículos son visibles como cavidades negras o anecogénicas, con un borde muy fino, y a veces de contorno irregular por la comprensión de otras estructuras del ovario (Bellenda, 2003).

I.4.3. Tipos de ultrasonido.

Existe en el mercado una gran variedad de equipos de diferentes marcas. La diferencia entre los distintos ecógrafos radica, no solo en la idoneidad de los transductores, sino también en las características técnicas del procesado de las imágenes estos dos aspectos condicionan en conjunto la calidad de la imagen, la facilidad y la comodidad de la utilización de los equipos (Fritsch y Gerwing, 1996).

I.4.4. Transductores.

La elección del transductor adecuado depende de la especie animal y del tipo de exploración a efectuar (Fritsch y Gerwing, 1996). Existen tres tipos de transductores: (Rantanen y McKinnon, 1998).

- a) Sectorial Mecánico: Amplio recorrido del cristal para una mejor resolución, presente una ventana pequeña para visualización entre las costillas.
- b) Lineal: Amplio plano de contacto, ideal para pequeñas estructuras con 7.5 MHz, la mayoría de los transductores más solicitados en veterinaria, para exploración Transrectal, son de esta categoría.
- c) Convexo: Maneja un amplio campo a distancia con un tamaño de ventana idóneo, cuenta con un foco electrónico para una mejor resolución a profundidad.

I.4.5. Monitores.

Todos los ecógrafos tienen un monitor incorporado, para poder reconocer los detalles de la imagen, este no debe ser demasiado pequeño; es importante que el equipo disponga de conexiones a un monitor más amplio o a un televisor (Fritsch y Gerwing, 1996).

I.4.6. Técnica de Exploración.

La exploración transrectal es el abordaje más común para el examen ecográfico del tracto reproductor de la yegua. Los transductores más usados son los de frecuencias 3.5, 5.0 y 7.5 MHz, siendo su elección en función del tamaño y localización de las estructuras de interés. Para exámenes rutinarios de estructuras relativamente pequeñas y localizadas cerca de la pared rectal como los ovarios,

útero no grávidos o incluso gestaciones tempranas; está indicado el uso de transductores de 5.0 y 7.5 MHz, de forma contraria, para el examen de estructuras más grandes como el útero o el feto a partir de la mitad de la gestación, o el útero en el posparto, es más ventajoso el uso de transductores de 3.5 MHz, ya que la penetración es más importante que el detalle de imagen (Goddart, 1995).

La preparación y las precauciones para la ecografía transrectal son las mismas que para una palpación transrectal. Las condiciones de examen deben ser optimizadas por ejemplo, la pantalla del ecógrafo a la altura de los ojos, la luz externa minimizada, la yegua bien inmovilizada en un potro. Un medio de contacto como la carboximetilcelulosa debe ser usado tanto como lubricante, como para establecer contacto y eliminar el aire entre la mucosa rectal y la cara del transductor (Goddart, 1995).

I.5. Seguimiento Folicular y Ultrasonografía de los Órganos Reproductivos de la Hembra Equina.

Antes de aplicar la técnica ecográfica en los equinos es necesario hacer un examen de salud para este caso un examen de salud reproductiva, ya que se debe hacer un examen general al animal antes de llegar aplicar la ecografía en el animal.

I.5.1. Examen reproductivo.

El examen reproductivo de la hembra comprende la historia clínica del paciente, valoración corporal y otros métodos como la palpación, cultivos y vaginoscopía, etc. Cada método se aplica de acuerdo a las características anatómicas de la parte del aparato genital que se va a examinar: Vagina (especulo y examen digital), cerviz (palpación rectal, examen digital), Útero y Ovarios (Ultrasonido y

palpación rectal). La información brindada por cada uno de estos métodos es complementaria para lograr obtener una aproximación al diagnóstico mucho más acertada. (Blanchard, et al. 2003).

I.5.2. Preparación del paciente.

Para la logar un buen procedimiento es necesario preparar al animal adecuadamente, ya que muchas veces el examen se complica debido a falta de cuidados y experiencia, ya que si no se toman precauciones se puede llegar a las lastimar al animal.

El procedimiento es similar al examen reproductivo, y las mismas precauciones se deben aplicar tales como una adecuada lubricación y suave contacto con la mucosa rectal. El buen contacto es indispensable y la experiencia en la palpación es requisito básico. Es necesario hacer notar enfáticamente que el ultrasonido no reemplaza a la palpación rectal. (Samper, 2000).

I.5.3. Aparato reproductivo de la yegua al examen.

El aparato reproductivo de la yegua se puede dividir en dos grupos de órganos.

El primero consta de aquellos órganos que son intrínsecos al tracto reproductivo, como son: ovarios, oviductos, útero, cérvix, vagina y vulva., El segundo grupo de órganos son extrínsecos al tracto reproductivo: pituitaria e hipotálamo, juegan un papel muy importante en la función reguladora de la reproducción de la yegua más no para la evaluación por ultrasonido. Otros órganos que pueden ser considerados como parte del sistema reproductivo son la glándula mamaria y la glándula pineal. Según Ginther, (1992), el tracto reproductivo de la yegua está conformado por dos brazos y un tronco. Cada brazo consta de: ovario, oviducto y cuerno uterino. El tronco está formado por el cuerpo uterino, cérvix, vagina y vulva. El ovario está

localizado al final de cada brazo y se encuentra adherido a la parte final del oviducto. (Ginther, 1992).

I.5.4. Técnica para el examen.

Generalmente el operador remueve la materia fecal del recto, con previa lubricación del brazo, rápidamente evalúa el tono y tamaño del útero, localiza la posición de los ovarios por palpación únicamente. Posteriormente el transductor es puesto dentro del recto recubierto por una superficie emisora con un lubricante con el fin de eliminar el aire entre el transductor y los tejidos examinados, finalmente se avanza con la superficie emisora orientada hacia abajo y su eje longitudinal paralelo al del recto, así queda formando un ángulo recto con el eje longitudinal del útero y se evalúa el aparato reproductor realizando el siguiente patrón: Primero vagina, luego cuerpo uterino, cuerno uterino derecho, ovario derecho, cuerno uterino derecho, cuerpo uterino, cuerno uterino izquierdo, ovario izquierdo, cuerno uterino izquierdo, cuerpo uterino y cérvix. (Pierson, et al 1988; Hoyos y Costa 1991).

I.5.5. Examen en la yegua vacía.

La hembra destinada a la reproducción tendrá la edad, desarrollo somático y genital adecuados. Se le someterá a examen, hemoparásitos y exudados vaginales para corroborar o confirmar algún problema que afecte o impida conllevar la evaluación folicular de antemano si hubiese antecedentes de procesos infecciosos se tendrá que aplicar los tratamientos específicos para cada caso.

I.5.5.1. Estado del ciclo estral.

La fase folicular y luteal del ciclo estral pueden identificarse fácilmente teniendo en cuenta la presencia de un cuerpo lúteo (fase luteal) o de un folículo grande en

ausencia de un cuerpo lúteo (fase folicular). A demás el útero tiene una textura ecogénica homogénea durante la fase luteal y una textura heterogénea durante la fase folicular. Durante la fase luteal la ecogenicidad del tejido luteal puede ser usada como una ayuda para estimar la edad de un cuerpo lúteo sólido o con el centro hemorrágico, ya que usualmente la ecogenicidad es mayor durante el desarrollo luteal y algunas veces durante la regresión. (Samper, 1988).

Los coágulos de sangre se desarrollan durante los primeros días de formación del cuerpo lúteo y luego progresivamente se tornan más organizados y proporcionalmente más pequeños. La fibrinización y organización del coágulo de sangre es vista ultrasónicamente como una red de bandas más ecogénicas. El estado temporal de la fase folicular puede ser estimado por el diámetro cada vez mayor del folículo más grande, el diámetro cada vez menor del segundo folículo más grande y la disminución en el número de folículos grandes. Los líquidos (folicular, del saco amniótico, orina, etc.) son un excelente medio para la transmisión de ondas sonoras y les promueve poca impedancia, hasta que éstas encuentran una interface con un líquido adyacente de diferente densidad. Tanto el aire como el gas son malos propagadores de las señales de ultrasonido y producen una marcada atenuación. Por esta razón, es esencial que el transductor mantenga un contacto íntimo con el tejido por examinar. Los tejidos muy densos como el hueso del piso de la pelvis, reflejan la mayor parte de las ondas y la imagen en la pantalla aparece blanca. Otros tejidos se ven en una gama de grises, según su capacidad para reflejar las ondas sonoras, es decir su ecogenicidad. El sonido pasa a través de los tejidos en una banda estrecha y explora solo una lámina delgada del mismo (Ginther, 1988).

I.5.5.2. Evaluación del ovario.

La agudeza y precisión de la aproximación ultrasónica para detectar los eventos de las estructuras ováricas y uterinas y la cuantificación de varios componentes de

estas exceden lejanamente aquellas que se pueden obtener mediante la palpación rectal. Las posibles aplicaciones del examen ultrasonográfico de los ovarios incluye: estimación del estado del ciclo estral, determinación de los folículos preovulatorios y ovulación, examen de los cuerpos lúteos y diagnóstico de irregularidades y de lesiones ováricas (Ginther y Pierson 1989; McKinnon y Squires 1998).

Dentro de las aplicaciones se ha podido desarrollar métodos matemáticos para caracterizar las ondas foliculares en preñeces tempranas sin la necesidad de considerar la identificación diaria de los folículos (Ginther y Bergfelt 1992).

I.5.5.3. Foliculogénesis.

El ovario realiza dos funciones principales. Una es la producción cíclica de óvulos fecundables. La segunda es la producción de una proporción balanceada de hormonas esteroides que mantienen el desarrollo del aparato reproductor entre otras. El folículo es el compartimiento ovárico que permite al ovario cumplir su doble función de gametogénesis y esteroidogénesis. (Hafez, 2000).

En la reserva de folículos primordiales, formados durante la vida fetal o poco después del nacimiento, algunos comienzan a crecer y no dejan de hacerlo durante toda la vida o hasta que se agote la reserva. Cuando un folículo sale de la reserva, sigue creciendo hasta la ovulación o hasta que se degenera, como ocurre en la mayoría de folículos. El folículo de mayor tamaño se encarga de la secreción de estrógenos por el ovario durante el estro; dicha secreción disminuye con rapidez al momento del pico de hormona luteinizante (Blanchard, 2003).

I.5.5.4. Crecimiento folicular.

El crecimiento y maduración folicular representan una sucesión de transformaciones subcelulares y monocelulares de diversos componentes del folículo: el oocito, granulosa y teca, regida por varios factores intraováricos e intrafoliculares y señales hormonales que conducen a la secreción de andrógenos y estrógenos (Hafez, 2000).

En el crecimiento folicular intervienen la proliferación y la diferenciación (inducidas por hormonas) de la célula de la teca y la granulosa lo que finalmente causa un incremento en la capacidad de los folículos de producir estradiol y reaccionar a gonadotropinas. La producción de estradiol determina cuál folículo adquirirá los receptores de LH necesarios para la ovulación y la luteinización. (Ginther, 1988)

El inicio de la actividad reproductiva se produce paulatinamente. Durante este período, la concentración de FSH es óptima para producir el reclutamiento de folículos pero al no liberarse LH en cantidad suficiente, no se desencadena la ovulación. La deficiencia estacional que se observa en la liberación de LH resulta en una concentración baja de los factores presentes en el líquido folicular como IGF-I, estradiol, inhibinas y factores angiogénicos (VEGF). Todo esto conduce a que no se produzca la ovulación. La concentración baja de estradiol e inhibinas a su vez, lleva a una mayor concentración de FSH porque no se produce el mecanismo de retroalimentación negativo. Al principio de la transición ocurren sólo ondas foliculares menores. Se denomina ondas foliculares menores al reclutamiento de un número determinado de folículos que crecen entre 6 y 21 mm y regresan simultáneamente sin la formación de un folículo dominante. Al final de la transición, ocurren ondas foliculares mayores. Se produce el reclutamiento de un conjunto de folículos antrales que si bien regresan todos, uno de ellos logra alcanzar mayor tamaño que los demás, más de 21 mm de diámetro. A la palpación los ovarios se palpan como “racimos de uvas” por la presencia de muchos folículos de tamaño similar entre ellos (20-30 mm).

El comportamiento de la yegua en esta etapa se caracteriza por tener celos largos e irregulares. La elevación de la LH permite la primera ovulación dando por terminado la etapa de transición y el comienzo de la etapa reproductiva. (Steven, 1993).

Etapa reproductiva: La liberación de GnRH es continua con pulsos adicionales cada dos horas en diestro y dos pulsos cada hora en estro. En la yegua puede ocurrir una o dos ondas foliculares mayores por ciclo estral ya que la concentración de FSH puede ser secretada siguiendo un patrón uní o bimodal. Cuando es secretada con un patrón bimodal presenta un aumento plasmático del día 3 al 5 y un segundo aumento entre los días 11 a 13 del ciclo 28.

Mas entrada la etapa reproductiva, la FSH puede tener un patrón de secreción unimodal, aumentando solamente una vez por ciclo. A diferencia de la transición, en la temporada reproductiva sólo ocurren ondas foliculares mayores, ya que siempre se produce un folículo dominante. Según el momento del ciclo en que se producen las ondas foliculares, se subclasifican en onda mayor primaria y onda mayor secundaria. Se define como onda mayor primaria al grupo de folículos que darán origen a la ovulación estral. La ovulación ocurre 24-48 horas antes de que finalice el estro. La onda mayor secundaria es la activación y diferenciación de folículos terciarios cuyo folículo dominante adquiere su mayor tamaño durante el diestro. Comienza a observarse ecográficamente al final del estro del ciclo anterior. La onda mayor secundaria varía su incidencia según la raza y en general se observa con mayor frecuencia al comienzo de la etapa reproductiva anual, ya que como se explicó, la FSH no siempre tiene una modalidad de secreción bimodal. La yegua es una de las especies domésticas que puede ovular con concentraciones altas de progesterona. Por lo tanto, a diferencia de otras especies, el folículo dominante de la onda mayor secundaria puede llegar a ovular (ovulación diestral). Si esta ovulación ocurre alrededor del día 10 del ciclo, al

producirse la liberación del endometrio de PGF2alfa, se producirá la lisis del CL diestral al mismo tiempo que el CL primario. En cambio, si la ovulación diestral ocurre más tardíamente no podrá responder a la liberación de PGF2alfa y persistirá alargando la duración normal del diestro, formando un cuerpo lúteo persistente. (Steven, 1993).

I.5.5.5. Desarrollo folicular.

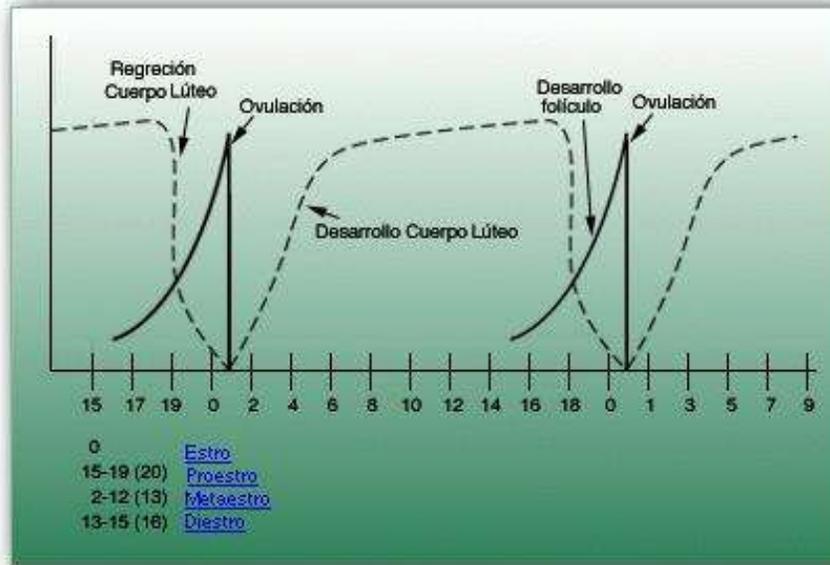
La ultrasonografía posibilita el control secuencial de los cambios dinámicos de los folículos ocurridos durante el ciclo estral (McKinnon y Squires 1998).

También se puede saber con exactitud la medida de los folículos para monitorear el crecimiento o los cambios de tamaño entre cada examen con propósitos clínicos y de investigación. La relación entre el diámetro, perímetro el área son un excelente predictor de la cantidad de volumen de la estructura pero el diámetro elevado al cubo D^3 es el predictor del volumen actual para cualquier estructura esférica, por lo fácil de su medición (Lofstedt e Ireland 2000).

Durante el anestro no se observan estructuras significativas, los ovarios son pequeños e inactivos y contienen folículos pequeños de 2 – 5 mm sin embargo, en un escaso porcentaje de yeguas se puede visualizar cuerpos lúteos durante el anestro (Rossdale y Lambrencht, 1998).

En el periodo de transición empiezan a aparecer folículos con un diámetro entre 20-30 mm que durante el diestro se tornan redondeados y oscuros conteniendo líquido.

Figuras 8. Comportamiento del cuerpo lúteo y desarrollo folicular durante el ciclo estral de la yegua.



Fuente. (Bernad, 2000)

I.6. Gestación en la yegua.

Figuras 9. Gestación en la yegua



Fuente. (Gaona, 2012).

El período de gestación se extiende desde la fertilización al parto y se ha dividido en tres períodos. Período ovular se extiende desde la fecundación hasta el día 15, durante el cual se desarrolla al estado de blastocito y llega al útero. El período embrionario abarca del día 15 al día 60, durante el cual se lleva a cabo el desarrollo y crecimiento de los distintos órganos u organogénesis. El período fetal comprende desde el día 60 al parto, durante este se presentan ligeras diferencias de tejidos, órganos o sistemas a lo largo del desarrollo y maduración del feto.

La duración de la gestación varía de 327 a 357 días, con un promedio de 340 – 342 días. Las razas pesadas pueden tener un período de gestación más corto 330 – 340. Los fetos hembras tienen una gestación más prolongada que los fetos machos. Los híbridos tienen un período más largo 350-355, en el caso de yegua y burro la duración de la gestación es similar al de los asnales; en el caso de burra y caballo es similar al de la yegua, por lo que se asume una influencia genética por parte del macho (Wagner, 1998).

Mediante algún mecanismo aún no conocido en su totalidad, las yeguas suprimen la regulación positiva cíclica normal de los receptores de oxitocina en el endometrio, evitando así la secreción de $\text{PGF2}\alpha$, como respuesta a la secreción de oxitocina por parte del endometrio. Al no haber secreción de $\text{PGF2}\alpha$ se conserva la función del CL de la yegua, sin embargo la producción de progesterona descende constantemente a lo largo de los 20 días siguientes.

El suministro de progesterona es entonces suplementado por CLs accesorios inducidos por la gonadotropina coriónica. Entre los días 25 a 35 después de la ovulación, las células del trofoblasto empiezan a multiplicarse y alrededor de los días 36 a 38 profundizan el endometrio para formar una estructura única de los equinos conocida como Copas Endometriales. Estas secretan de forma activa desempeñando un papel primordial en el mantenimiento de la gestación hasta que

la placenta puede suministrar progesterona suficiente alrededor del día 100. Las copas endometriales producen y secretan grandes cantidades de Gonadotropina Coriónica Equina – eCG – entre los días 40 y 70 de la gestación. Junto con la FSH de la hipófisis, la eCG estimula el desarrollo de los CLs accesorios, constituyéndose en fuente adicional de progesterona (Ptaszynska, 2011).

En la yegua la fertilización tiene lugar en el oviducto y es posible hasta 30 horas después de la ovulación. El transporte del óvulo a través del oviducto dura unos 6 días hasta llegar al útero. La gestación en el equino es poco usual de varias maneras. Primero tiene un desarrollo preimplantacional prolongado del blastocisto elongado, el cual se encuentra suspendido en una gran cantidad de secreción glandular, la “leche uterina” que nutre el trofoblasto. Este embrión inicialmente esférico es poco común ya que posee una fuerte membrana secundaria cerca de la zona pelúcida (Beteridge, 1982), al final del día 25. El concepto se mueve de un lado a otro dentro de los cuernos uterinos durante al menos una semana para finalmente “fijarse”, generalmente en uno de los cuernos hacia el día 15 a 17(Ptaszynska, 2011).

Figuras 10. Embrión de 10 días



Fuente. (Gaona, 2012).

En la actualidad está bastante claro que el movimiento constante del embrión equino dentro del útero entre los días 7 a 17 es necesario para asegurar que se consiga el reconocimiento materno de la gestación en la totalidad del útero. Por lo tanto, para el mantenimiento temprano de la gestación, el endometrio debe estar en buen estado y no haber barreras físicas que eviten que el concepto se mueva libremente por el lumen.

El embrión se sitúa en un punto antimesometrial y está contenido en un nicho denominado “cámara implantacional”. Sucesivamente se produce la “implantación del cuerpo” en la mitad del útero para finalmente extenderse la placenta a ambos cuernos y fijar su superficie externa por medio de vellosidades en forma de “microcotiledones”, término utilizado habitualmente, lo cual puede producir algo de confusión, ya que la placenta externamente luce al menos superficialmente como si estuviera cubierta de miles de pequeñas vellosidades. Las proyecciones vellosas se interdigitan con los pliegues del endometrio y las glándulas maternas de manera compleja.

Figuras 11. Embrión de 20 días



Fuente. (Gaona, 2012).

No es sino hasta el día 40 después de la ovulación cuando el trofoblasto no invasivo del alantocorion empieza a crear la unión microvellosa estable con las células epiteliales del endometrio. La unidad primaria de intercambio hemotrófico de la placenta alancoriónica no invasiva, el microcotiledón, se forma alrededor el día 120 de la gestación. (Ptaszynska, 2011).

Figuras 12. Embrión de 30 días



Fuente. (Gaona, 2012).

Estos microcotiledones tienen un tamaño de 1 a 2 mm, ramificándose dos a tres veces, y están separados uno del otro por espacios intervallosos o “areolas o arcadas”. Los primeros microcotiledones pueden reconocerse alrededor del día 61, siendo su relación con el epitelio materno en todos estos sitios de forma epitelio-corial sin invasión. La vascularización en estas áreas es igualmente diferente. La mayoría de los intercambios de gases y agua entre la madre y el feto se efectúan a través de los microcotiledones trofoblásticos. El hierro, varias proteínas y algunas otras sustancias son transferidas por las secreciones endometriales en la areola, por lo tanto, estas regiones tienen igualmente una apariencia histológica diferente. (Wooding, 2001).

Figuras 13. Embrión de 30 días

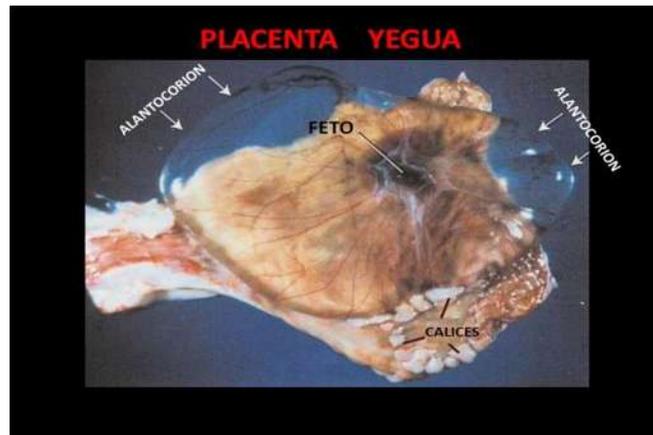


Fuente. (Gaona, 2012).

Estos microcotiledones tienen un tamaño de 1 a 2 mm, ramificándose dos a tres veces, y están separados uno del otro por espacios intervellosos o “areolas o arcadas”. Los primeros microcotiledones pueden reconocerse alrededor del día 61, siendo su relación con el epitelio materno en todos estos sitios de forma epitelio-corial sin invasión. La vascularización en estas áreas es igualmente diferente. La mayoría de los intercambios de gases y agua entre la madre y el feto se efectúan a través de los microcotiledones trofoblásticos. El hierro, varias proteínas y algunas otras sustancias son transferidas por las secreciones endometriales en la areola, por lo tanto, estas regiones tienen igualmente una apariencia histológica diferente. (Wooding, 2001).

La única región de invasión que se presenta en la placenta equina tiene lugar en el “Cinturón Coriónico” con la formación de los “Cálices Endometriales”, siendo el resultado de modificaciones trofoblásticas. El cinturón está situado en la interface entre el alantocion expandido y la regresión del saco vitelino, alrededor del futuro sitio de inserción del cordón umbilical y en la parte más baja del cuerno gestante. En este momento la placenta ocupa solo uno de los cuernos, expandiéndose luego a ambos.

Figuras 14. Placenta de yegua



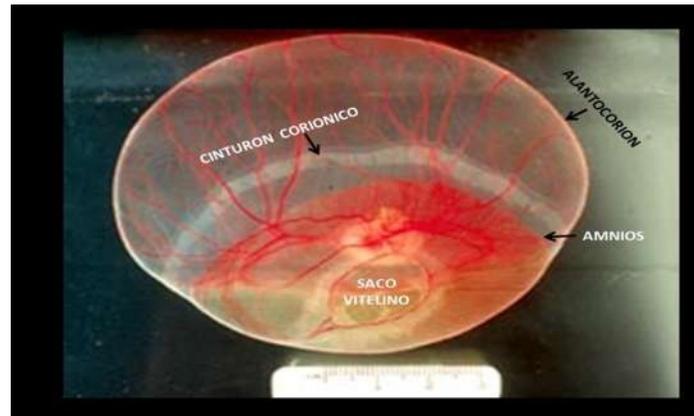
Fuente. (Rivera, 2012).

En estos sitios se genera una reacción marcadamente inflamatoria que se extiende principalmente hasta el pico de producción de eCG, producción que se demostró por la extracción mediante reacciones citoquímicas de células cultivadas de los cálices o copas, siendo temporal. Hacia el día 120-130 los cálices han involucionado y entran en necrosis, cuyos restos están contenidos en pequeños sacos o bolsas que se proyectan con frecuencia dentro del alantocorion y no deben confundirse con los hipómanes.

Se ha especulado mucho sobre la naturaleza de la regresión, de si es un “desecho” o son procesos de apoptosis o de degeneración lipídica para explicar la manera por la cual la reducción del flujo vascular conduce a su regresión. En un estudio estructural de Wooding et al 2001 localizó la producción de eCG al fuerte contenido citoplasmático de las células de los cálices y sugiere que no existe estímulo hormonal que cause la secreción “constitutiva” de estas células especiales. El cinturón madura sobre el día 35 y está formado por células epiteliotrofoblasticas binucleadas que invaden el epitelio y el estroma endometrial. Enders & Liu estudiaron y la referencian como el área de producción de secreciones endo y exocrinas como un líquido viscoso amarillo. Sin embargo, al

término, uno cree ver aún restos del cinturón alrededor del sitio de inserción del cordón como una banda delgada. (Sebastián, 2007).

Figuras 15. Saco vitelino



Fuente. (Rivera, 2012).

Luego de la gran movilidad y la ligera elongación del concepto esférico, al final del día 100, el alantocorion ha ocupado ambos cuernos uterinos, para luego desarrollar una gran formación de capas de vasos alantoides dentro del espacio exocelómico y dentro de ella está la cavidad alantoidea. La placenta liberada por lo general es rojo oscura, cuando se invierte, de tal manera que puede asumir su posición en el útero.

A medida que avanza el desarrollo, el saco vitelino se agranda al comienzo y contiene la orina uterina y los hipómanes, como componentes característicos, involucionando al final del primer mes de gestación. Su remanente puede encontrarse siempre en la mayoría de los estados atróficos dentro de la inserción del cordón umbilical al término.

La cavidad amniótica flota más o menos libremente dentro de un gran saco alantoide lleno de orina fetal. El alantoamnios, es inusualmente vascularizado en

comparación con otras especies. Uno puede asumir que hay algo de intercambio de líquido que puede presentarse entre las dos cavidades y tal vez eso es permitido por la existencia de esta amplia vascularización. (Sebastián, 2007).

Las tasas de parición en las yeguas disminuyen después de los 14 - 16 años de edad. Aunque en las yeguas viejas aumentan las pérdidas en gestación avanzada, parece ser que la causa más común de la disminución de la fertilidad en estas yeguas, son las pérdidas en la preñez temprana. El uso de la ecografía en la detección de la preñez en yeguas a los 10 - 14 días después de la ovulación condujo al estudio de la incidencia de pérdida embrionaria entre los días 14 y 40. Estos estudios demostraron que las tasas de preñez disminuyen y las tasas de pérdida embrionaria aumentan con la edad de las yeguas. Los datos obtenidos en estos estudios de campo dieron un gran impulso a la investigación de la mortalidad embrionaria temprana en yeguas. (Sebastian, 2007).

La gestación gemelar que llegue a término en la yegua es rara siendo de un 1% y son producto de una doble ovulación, su ocurrencia puede ser mayor ya que muchos embarazos gemelares fallan y se absorben. Las yeguas que paren gemelos tienden a recurrir en gestaciones posteriores.

Los cambios patológicos en el endometrio además de los quistes o septos endometriales de gran tamaño pueden contribuir a un reconocimiento insuficiente del embrión y a la pérdida subsiguiente de la gestación (Wagner, 1998).

Figuras 16. Ultrasonido de gemelos en yegua



Fuente. (Gaona, 2012).

Los embriones de gemelos tienen localización bicornual, se diagnostican fácilmente por ecografía entre los 12 a 16 días de gestación, encontrándose dos sacos embrionarios dentro del útero. Se puede fallar en la detección de ambos sacos porque uno de ellos se encuentra bajo o son demasiado pequeñas o muy adyacentes para ser detectadas a la ecografía, fallas en la diligencia del examen de la cavidad uterina, baja resolución de la imagen. En caso de un quiste endometrial o hematoma uterino puede darse un falso positivo, diferenciándose porque en exámenes seriados estos no crecen o ya se habían detectado antes de la gestación (Rivera, 2005).

Figuras 17. Ultrasonido gemelar de 17 días



Fuente. (Gaona, 2012).

I.7. Examen a la Palpación Rectal en la Yegua.

Al igual que en la vaca es el método más práctico de diagnóstico de los distintos cambios fisiológicos o patológicos del tracto genital. Debe prestarse especial atención tanto a la protección de la yegua como del examinador, mediante:

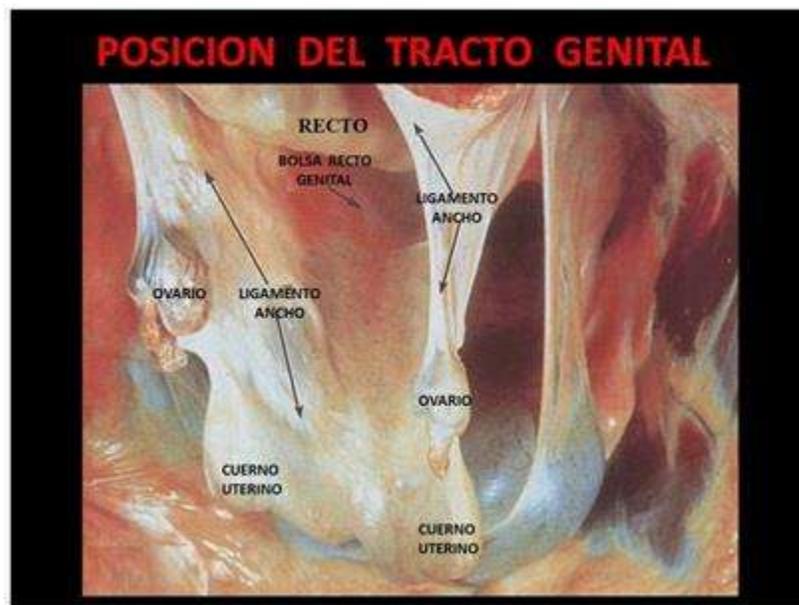
- Toma de medidas adecuadas de contención.
- Vendaje de la cola.
- Ayuno 12 a 24 horas antes del examen.
- Empleo de guantes desechables sensibles
- Utilización de lubricantes.
- Manipulación suave de las estructuras palpables.

La lesión del recto es más fácil de producir que en la vaca y tiene consecuencias más graves, pudiendo ser fatales por su susceptibilidad al desgarro y la peritonitis.

Con el fin de obtener resultados positivos debe palparse la totalidad del borde anterior del cuerpo y cuernos.

Una vez localizado el ovario se toma el ligamento ancho deslizándose la mano por debajo siguiendo la línea media hacia abajo, hasta encontrar el extremo ovárico redondeado del cuerno. Debe intentarse la retracción del útero tomando la bifurcación para facilitar su examen. Los movimientos peristálticos hacen difícil en algunos casos la palpación del órgano, por lo que se debe suspender el procedimiento y dejar pasar la onda (Zemjanis, 1981).

Figuras 18. Posición del tracto genital de la yegua.



Fuente. (Rivera, 2012).

I.7.1. Diagnóstico de gestación en yegua

Diagnostico por palpación rectal

Gestación 18 - 20 días

- Se aprecia un incremento del tono y la tubularidad de los cuernos uterinos, siendo muy notoria en la bifurcación.
- El cérvix se encuentra elongado, firme y cerrado en forma de lápiz.
- El tamaño de la vesícula amniótica es el de un huevo de paloma, redondeado.
- Los ovarios muestran actividad pronunciada.

Gestación 25 - 30 días

- El tono uterino es elevado y las manipulaciones provocan contracciones del cuerno, lateral y medialmente al crecimiento, haciendo más fácil la diferenciación.
- Es obligatoria la comparación cuidadosa de ambos cuernos.
- En algunas yeguas, la unión está marcada por una discreta curvatura dirigida hacia abajo en la base del cuerno. Lo que puede confundirse con el abultamiento de la gestación.
- Continúan el tono prominente del útero, la tubularidad y elongación del cérvix y la actividad ovárica.
- Se percibe un cuerpo abultado esférico en la región anteroventral del cuerno uterino del tamaño de una pelota de Golf, sintiéndose como un globo lleno de agua.

- Diagnóstico certero a la palpación.

Gestación 35 - 40 días

- Hallazgos similares al de los días 25-30.
- Cuerpo abultado ovalado de mayor tamaño, similar a una pelota de Tenis.
- Abultamiento localizado en la unión del cuerpo con el cuerno.

Gestación 45 - 50 días

- Tamaño de la vesícula amniótica como una pelota de Béisbol, de forma ovalada.
- En la mayoría de las yeguas el útero grávido es estrictamente pélvico.

Gestación 60 - 65 días

- Se percibe la expansión del concepto hacia el cuerpo del útero.
- La vesícula amniótica tiene un tamaño de un pequeño melón con menos elasticidad. Comienza el descenso a la cavidad abdominal.

Gestación 90 - 100 días

- La vesícula amniótica está incluida totalmente en el cuerpo del útero, de un tamaño similar al de un balón de fútbol, de forma ovalada.
- El útero crecido comienza a descender sobre el reborde pélvico, no puede retraerse y la convexidad ventral no puede sujetarse. Es fácil palpar el feto mediante balonamiento del útero.
- En la medida que avanza el descenso del útero los ovarios se hacen más mediales y ventrales en la cavidad pélvica, al ser arrastrados por el peso del contenido uterino, por lo que se encuentran posteriores en posición ventral, anterior y muy juntos uno del otro.
- Los ligamentos útero-ováricos se dirigen hacia la línea media, los cuernos se encuentran flexionados hacia la línea media sobre la superficie redonda y fluctuante del útero gestante.

Gestación 5 - 7 meses

- El descenso del útero continúa y se completa al finalizar este período.
- Hay una mayor tensión de los ligamentos anchos.
- El feto puede palparse por balonamiento.
- El frémito es manifiesto en las arterias uterinas hipertrofiadas.

I.8. Diagnóstico Diferencial en el Examen Obstétrico.

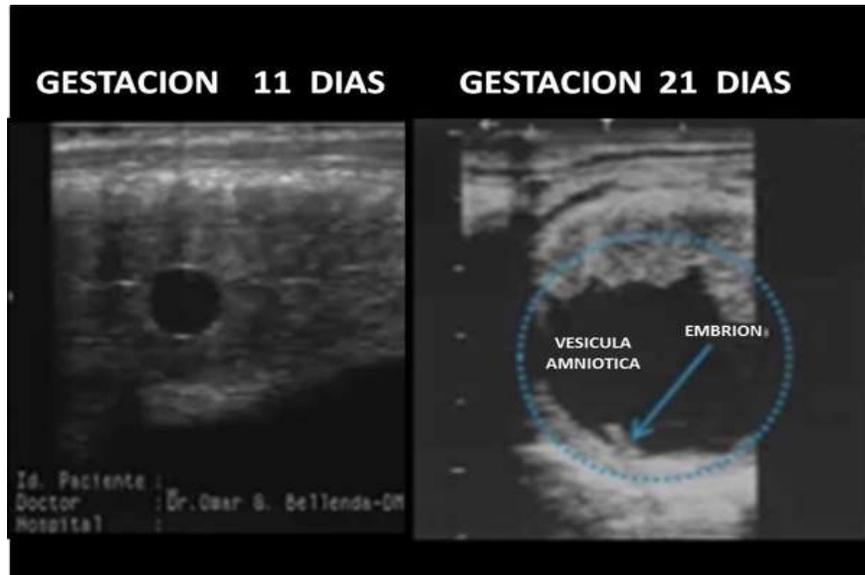
Aproximadamente del 5 al 10% de las yeguas con diagnóstico de gestación no llegan al parto por lo que se considera que la mitad abortan. La muerte del embrión pasa desapercibida y los diagnósticos errados son responsables del resto.

Las causas de error diagnóstico en orden de importancia son:

- No tener seguridad de la estructura que se palpa debido a que no se sigue un método ordenado en el diagnóstico.
- A veces la flexura pélvica fluctuante del colon se interpreta como útero grávido en las primeras etapas de la gestación.
- La vejiga llena puede confundirse con gestación.
- Algunas yeguas son difíciles de palpar y no puede efectuarse un diagnóstico efectivo. Se recomienda reexaminar pasado un tiempo.
- No admitir la imposibilidad de realizar el diagnóstico y los intentos de alardear son causa potencial de error diagnóstico.
- La yegua no debe declararse no gestante a menos que se hayan examinado ambos cuernos y su bifurcación, desde el extremo ovárico de uno hasta el extremo distal del otro. (Zemjanis, 1981).

I.9. Diagnóstico de Gestación Mediante Ecografía.

Figuras 19. Gestación de 11 y 21 días



Fuente. (Gaona, 2012).

Figuras 20. Gestación de 23 y 25 días



Fuente. (Gaona, 2012).

Figuras 21. Gestación de 30 y 33 días



Fuente. (Gaona, 2012).

Figuras 22. Feto de 56 días



Fuente. (Gaona, 2012).

Figuras 23. Feto de 108 días



Fuente. (Rivera, 2012).

CONCLUSIONES.

1.- En el proceso de la evaluación folicular en yeguas la técnica de ultrasonografía sirve de mucho ya que a través de ella el resultado del diagnóstico es más preciso y confiable pues se pueden identificar objetivamente las partes que integran al aparato genital de la yegua.

2.- Con el método de la palpación transrectal un experto puede diagnosticar la gestación en 40-45 días después del servicio al notar el engrosamiento del útero, pero a diferencia de cuando se usa el método de ultrasonografía en equinos el resultado es más preciso, ya que se puede diagnosticar a partir de los 15 días y con mayor confiabilidad. Por lo tanto este sería el mejor método para diagnosticarla dinámica folicular y la gestación en equinos.

3.- La Ultrasonografía o ecografía es una técnica de diagnóstico por imagen de alta precisión, que se utiliza en la evaluación de procesos reproductivos en la yegua, ya que sin esta técnica es imposible evaluar el aparato reproductor de la misma y esta técnica la realiza un médico veterinario que tenga el conocimiento adecuado para realizar y ubicar anatómicamente las partes del aparato reproductivo de la yegua.

4.- Cuando se analiza el aparato reproductivo de la yegua con el ultrasonido resulta altamente eficiente en la evaluación útero-ovárica, permite una valoración confiable de la dinámica de las ondas foliculares, precisa las características del cuerpo lúteo, el diagnóstico precoz de la gestación equina, la identificación del sexo de la cría y la observación de los procesos patológicos principales de los órganos de la reproducción.

BIBLIOGRAFÍA

Aguera, E. 1999. Anatomía Aplicada del Caballo, Edit. Harcourt Brace, Madrid, España. Pág. 105.

Brand, J. 2007. Comportamiento Reproductivo de la Yegua: detención de la hembra en calor. Tomado de la Revista El Caballo Edición 10/ Marzo de 2007 Pág. 10- 12.

Blanchard, T.; Varner, D.; Schumacher, J.; Love, C.; Brinsko, S. y Rigby, S. 2003. Manual of Equine Reproduction, Editorial MOSBY, 2da Edición, USA, Pág. 2003

Bellenda, O.G. 2007. La Ecografía en la Reproducción de Equinos. Montevideo, Uruguay. EcografiaVet.

Bellenda, O.G. 2003. La Ecografía Aplicada a la Reproducción en Especies de Interés Productivo. Pie Medical

Blanchard, T.; Varner, D.; Schumacher, J.; Love, C.; Brinsko, S. y Rigby, S. 2003. Manual of Equine Reproction, Editorial MOSBY, 2da Edición, USA. Pág. 243

Betheridge, K.J.; Eaglesome, M.D.; Mitchell, D.; Flood, P.F; Berialt, R.; Etteridge, K.J. y Eaglesome, M. D. 1982. Development of horse embryos up to twenty-two Days after ovulation: observations on fresh specimens. J. Anat. 135:191-209.

Cintora, I. 2007. Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor de la Yegua. Revista Virtual Ergormix 8 Marzo de 2007.

http://www.engormix.com/anatomia_fisiologia_aparato_reproductor_s_articulos_216_CAB.htm.

Cunningham, J.G. 2003. Fisiología Veterinaria. 3° Edición. Editorial Elsevier. Madrid, España. Pp. 382-387

Dyce, K.M.; Sack, W.O. y Wensing, C.J.G. 1999. Anatomía Veterinaria. 2° Edición. Edit. - Hill interamericana. México, D.f. pp. 607- 612

Fritsch, R. y Gerwing, M. 1996. Ecografía. 1° Edición Editorial Acribia, S.A. Zaragoza, España. Pp. 12-16

Goody, P. C. 1979. Anatomía del Caballo: Una aproximación grafica a la estructura equina. Edit. ACRIBIA. Zaragoza, 1979 Pág. 81

Ginther, O.J. 1988. Ultrasonic imaging of equine ovarian follicles and corpora lutea. The veterinary Clinics Northamerica. Equine Practice. Reproduction: 197-213, August SAUNDERS.

Ginther, O.J. and Pierson, R.A.1989. Regular and irregular characteristics of ovulation and the interovulatory interval in mares. Equine Veterinary Science. Vol. 9 No 1.

Ginther, O.J. and Bergfelt, D.R. 1992. Ultrasonic characterization of follicular waits mares' whitout maintaining identify of individual follicles. Journal of Equine Veterinary Science. Vol. 12 No 6.

Goddard, P.I. 1995. Ecografía Veterinaria. 1° Edición. Editorial Acribia S.A. Zaragoza, España. pp 191- 215

Ginther, O.J. and Bergfelt, D.R. 1992. Ultrasonic characterization of follicular waits mares' whitout maintaining identify of individual follicles journal of Equine Veterinary Science. Vol. 12 No 6.

Hafez, E. S. E. y Hafez, B. 2000. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales, Editorial Mc Graw Hill, 7° Edición, México, Pág., 519

Lofstedt, R.; and Ireland, W. 2000. Measuring sphere-lijé structures using transrectal ultrasound. Veterinary Radiology & Ultrasound. Vol. 41 No 2, England.

Mckinnon, A.O; y Squires, E.L. 1998. Evaluación Ultrasonográfica del Aparato Reproductivo. Medicina y Cirugía Equina. Editorial INTERMEDICA, 4ta Edición, Vol. II, España Pág. 882-895.

Morel, D.2005. Fisiología de la Reproducción de los Équidos: Cría y manejo de la yeguada, Editorial ACRIBIA, Pág. 34

Muños, M.B. 2006. Importancia de la Ecografía en el Mejoramiento de la Fertilidad Equina. Departamento de Producción Animal. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Tecno Vet.

Person, (10 de febrero de 2011). *Reproducción*. Recuperado el 9 de febrero de 2014, de reproduccion : <http://perso.wanadoo.es/milantx/reproduccion.htm>

Ptaszynska, M. 2011. Fisiología del Ciclo Estral: Compendio de reproducción animal. Intervet Internacional. Monika Ptaszynska. Revista Genética Equina Colombiana N° 4 Junio 21 2011

Rossdale, P. 1991. Cría y Reproducción del Caballo, Editorial ACRIBIA, España, pág. 69.

Rossdale, P.D. and Lambrecht, P. 1998. Comparison of the interval between administration of HCG or GnRH implant and ovulation in oestrus mares. Equine Veterinary Education. Vol. 10, No 2 United States

Rossdale, D.P. 1993. El Caballo: de la Concepción a la Madurez. 1° Edición Editorial Acribia, S.A. Zaragoza, España. Pp. 3, 6, 8, 27

Rantanen, W.N and McKinnon, O.A 1998. Equine Diagnostic Ultrasonography. 1° Edition. Ed. Williams & Wilkins, a Waverly Company United States of America. Pp. 4-18.

Rivera, R. Gemelos. Potrero Agua Azul. www.potreroagujaazul.com

Rivera, G. M. G. 2012. Manual de Reproduccion Equina. [En línea] 2 de Julio de 2012.

[Citado el: 15 de febrero de 2014.]

<http://manualdereproduccionequina.blogspot.mx/p/ciclo-estral.html>.

Sisson, S. y Grossman, J.D. 1996. Anatomía de los Animales Domésticos. Tomo I. 5° Edición. Salvat Editores, S.A. México, D. F. pp. 605-612

Samper, J. C. 2000. Equine Breeding: Management and Artificial Insemination, Editorial SAUNDERS, USA, Pág. 155

Samper, J. C. 1998. Usos del Ultrasonido para Maximizar la Eficiencia Reproductiva de los Equinos. Acovez 27-27.

Steven, D.V.C. 1993. Clínicas Veterinarias de Norteamérica: Práctica equina reproducción. W.B SAUNDERS, Vol. 4 No 2. Buenos Aires, Argentina.

Sebastian, M. and Bernischke. Domestic Horse. Ecus Caballo. Comparative Placentation. www.ivis.org 1- Aug- 2007; A4101. 0607

Wagner, W.1988. Principles of Hormone Therapy. Current Therapy in Theriogenology MORROW 1988

Wooding, F.B.P.; Morgan, G.; Fowden, A.L. and ALLEN, W.R.A. 2001. Structural and immunological study chorionic gonadotrophin production by equine trophoblast girdle and cup cells. Placenta 22:749-767

Zemjanis, R. 1981. Reproducción Animal: Diagnostico y técnicas terapéuticas. Edt. Limusa 1981.

