



**UNIVERSIDAD MICHOCANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

MANEJO REPRODUCTIVO DE LA YEGUA

SERVICIO PROFESIONAL QUE PRESENTA

JOSÉ ANTONIO SOTO VILICAÑA

PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

ASESOR

DR. OCTAVIO CALDERÓN ORTÍZ

MORELIA, MICHOCÁN, MARZO DEL 2006.



**UNIVERSIDAD MICHOCANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

MANEJO REPRODUCTIVO DE LA YEGUA

SERVICIO PROFESIONAL QUE PRESENTA

JOSÉ ANTONIO SOTO VILICAÑA

PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

MORELIA, MICHOACÁN, MARZO DEL 2006.

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

Documento No.160/2006

Se dictamina APROBAR la impresión definitiva del documento

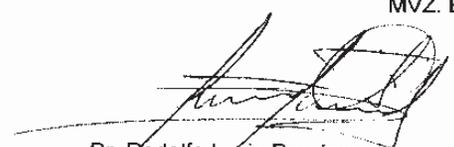
Morelia, Mich., a 18 de enero de 2006

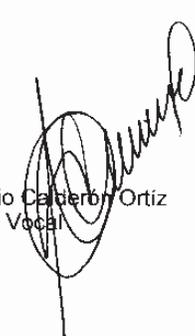
C. MVZ. Alberto Arres Rangel
Director de la FMVZ-UMSNH
P r e s e n t e .

Por este conducto hacemos de su conocimiento que la tesina titulada **MANEJO REPRODUCTIVO DE LA YEGUA**, del P.MVZ. **José Antonio Soto Villicaña**, dirigida por el Dr. Octavio Calderón Ortiz, fue **revisada y aprobada** por esta mesa sinodal, conforme a las normas de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

ATENTAMENTE.


MVZ. Ezequiel Chávez Sánchez
Presidente


Dr. Rodolfo Lucio Domínguez
Vocal


Dr. Octavio Calderón Ortiz
Vocal

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer al M.V.Z. Abelardo Esquivel Ortíz por su buena disposición y todas las facilidades que me dió para obtener el material audiovisual del manejo que reciben los caballos reproductores de su granja “Alysa”.

También quiero darle las gracias al M.V.Z. Rubén Rodríguez Gutiérrez del “Club Hípico de Morelia” por toda la información proporcionada para la elaboración de esta tesina.

Al Dr. Octavio Calderón Ortiz le agradezco por su asesoría y todo el tiempo dedicado a la realización del presente trabajo.

A mis padres les dedico este trabajo y agradezco por el apoyo que me dan en todo lo que hago.

Y a mi esposa por su ayuda en la elaboración de este trabajo y apoyarme en las cosas que realizo.

ÍNDICE DE CONTENIDO.

	Pág.
1. Introducción.....	1
2. Anatomía.....	4
2.1. Ovarios.....	6
2.2. Oviducto.....	9
2.3. Útero.....	11
2.4. Vagina.....	16
2.5. Vulva.....	18
2.6. Clítoris.....	19
3. Centros reguladores de la fisiología reproductiva.....	20
3.1. Hipotálamo.....	23
3.2. Hipófisis.....	25
3.3. Gónadas.....	27
3.4. Glándula pineal.....	27
3.5. Sistema circadiano.....	30
4. Endocrinología de la reproducción.....	35
4.1. Hormonas hipotalámicas.....	37
4.2. Gonadotropinas hipofisarias.....	38
4.3. Hormonas esteroideas.....	39
4.4. Hormonas locales.....	46
4.5. Hormonas gonadotrópicas extrahipofisarias.....	47
4.6. Hormonas de la hipófisis exterior.....	48
4.7. Hormonas de la glándula pineal.....	49
4.8. Otras hormonas.....	51
5. Pubertad.....	55
5.1. Mecanismo desencadenante de la pubertad.....	57
5.2. Mecanismos endócrinos de la pubertad.....	58
5.3. Mecanismo endocrino.....	61
5.4. Factores que favorecen la presentación de la pubertad.....	65
6. Ciclo estral.....	74
6.1. Poliestro estacional.....	76
6.2. Poliestro verdadero.....	79
6.3. Endocrinología del ciclo estral.....	80
6.4. Cambios en el aparato genital durante el ciclo estral.....	91
6.5. Conducta sexual.....	92

7. Manejo reproductivo (manejo del ciclo estral).....	97
7.1. Detección de estro.....	98
7.2. Manejo del servicio.....	101
7.3. Manipulación de la actividad reproductiva.....	104
7.4. Inseminación artificial con semen congelado de equino.....	118
7.5. Transferencia de embriones en equinos.....	130
8. Diagnóstico de gestación.....	147
8.1. Diagnóstico de gestación por palpación rectal.....	149
8.2. Diagnóstico de gestación por medio de ultrasonido.....	154
8.3. Diagnóstico de gestación por determinación hormonal.....	159
9. Factores que afectan la eficiencia reproductiva en las yeguas.....	161
9.1. Temporada de cría artificial.....	162
9.2. Selección.....	163
9.3. Nutrición.....	163
9.4. Fallas en la detección del celo.....	164
9.5. Momento de la monta o inseminación.....	164
9.6. Abuso de medicamentos y hormonas.....	165
9.7. Cruza indiscriminada en el celo del potro.....	166
10. Patologías ováricas en la yegua.....	167
10.1. Alteraciones del desarrollo folicular.....	168
10.2. Patologías de la ovulación.....	172
10.3. Anormalidades de la función lútea.....	174
10.4. Tumores ováricos.....	176
11. Conclusión.....	181
12. Bibliografía.....	184

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Pág.
1. Anatomía del aparato reproductor de la yegua adulta no gestante.....	12
2. Principales funciones de los órganos reproductores de la yegua.....	18
3. Endocrinología de la reproducción.....	53
4. Diámetro de los embriones equinos recuperados del lumen uterino.....	134
5. Concentración de hormonas en la yegua normal no preñada.....	180

ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura	Pág.
1.- Órganos abdominales caudales y pélvicos de la yegua <i>in situ</i>	6
2.- Corte longitudinal del ovario de la yegua.....	7
3.- Segmento principal del oviducto.....	9
4.- Órganos genitales de la yegua; vista dorsal.....	13
5.- Representación esquemática del riego sanguíneo arterial del aparato reproductor de la yegua.....	15
6.- Representación esquemática de los núcleos hipotalámicos y la hipófisis.....	22
7.- Relación endócrina-neuroendócrina entre hipotálamo, hipófisis y gónada (ovario o testículo).....	23
8.- Imagen interna de la mitad izquierda del encéfalo que muestra en especial la ubicación de la hipófisis y el hipotálamo.....	24
9.- Complejo hipotálamo-hipofisiario.....	25
10.- Tipo de células adenohipofisarias en relación con sus cambios cíclicos y actividad endocrina.....	26
11.- Diagrama ilustrativo de la funcionalidad del sistema circadiano.....	31
12.- Representación esquemática de las vías de encarrilamiento.....	32
13.- Propuesta de mecanismo de retrocontrol para la regulación del funcionamiento del sistema circadiano.....	34
14.- Secuencia de aminoácidos de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH).....	38
15.- Núcleo de ciclopentanoperhidrofenantreno.....	40
16.- Estructura de la pared del folículo De Graaf.....	41
17.- Conversión de testosterona a dihidrotestostestorona.....	44
18.- Formación de las hormonas esteroides.....	45

19.- Estructura química de $\text{PGF}_{2\alpha}$ y PGE_2	46
20.- Mecanismo celular de la luteólisis.....	47
21.- Estructura química de la melatonina.....	49
22.- Papel de la glándula pineal y de la melatonina en la reproducción.....	51
23.- Modelo teórico de aparición de la pubertad.....	63
24.- Concentraciones diarias de progesterona plasmática en una yegua poliéstrica estacional, en el hemisferio norte.....	78
25.- Concentraciones plasmáticas diarias de progesterona, de una yegua poliéstrica verdadera y continua.....	80
26.- Diagrama del desarrollo folicular y ovulación en yeguas en relación a las concentraciones de hormonas gonadotrópicas en suero (FSH y LH) y estradiol durante los 21 días del ciclo estral.....	84
27.- Ovario de yegua al final del estro, con varios folículos protuyendo en la superficie.....	85
28.- Ovario de la yegua seccionado longitudinalmente.....	88
29.- Diagrama del desarrollo y regresión del cuerpo lúteo en la yegua, en relación a las concentraciones de progesterona y $\text{PGF}_{2\alpha}$, durante los 21 días del ciclo estral.....	89
30.- Aspecto del cérvix en las diferentes etapas del ciclo estral.....	91
31.- Yegua mostrando el comportamiento de espejeo.....	93
32.- Yegua en estro con tirapié.....	94
33.- Macho mostrando el reflejo de Flehmen.....	95
34.- Macho en monta.....	96
35.- Sistema para recelar varias yeguas simultáneamente.....	100
36.- Recelado de una yegua con un semental a través de una pared.....	101
37.- Preparación de la yegua para la inseminación.....	121

38.- Posterior de la yegua contra la pared.....	122
39.- Limpieza de la fosa del clítoris.....	122
40.- Recipiente con agua a 50°C.....	123
41.- Selección de pajilla.....	123
42.- Descongelado de la pajilla.....	124
43.- Inseminador con guante obstétrico.....	124
44.- Secado de la pajilla.....	125
45.- Cortado de la pajilla.....	125
46.- Vaciado del semen en la jeringa.....	126
47.- Lubricación del guante de látex.....	126
48.- A) Introducción de la mano con la pipeta por la vagina hasta el cérvix. B) Diagrama de la posición correcta de la pipeta dentro del útero.....	127
49.- Vaciado del semen.....	128
50.- Vaciado de aire para empujar semen por la pipeta.....	128
51.- Manipulación de la yegua después de la inseminación.....	129
52.- Embriones equinos en diferentes etapas de desarrollo.....	135
53.- Esquema del procedimiento de recuperación embrionaria.....	136
54.- Embrión equino de 6 días.....	138
55.- Embriones equinos morfológicamente normales en diversas etapas de desarrollo.....	141
56.- Transferencia embrionaria quirúrgica.....	144
57.- Diagnóstico de gestación en la yegua los días 40 (A) y 60 (B).....	150
58.- Relación entre la edad de la gestación y la longitud del feto.....	156

1. Introducción.

El proceso de domesticación del caballo se inició en el Sudoeste de Rusia alrededor del año 3000 a.c. inicialmente se utilizó como animal de carga y de trabajo, pues se le hacía tirar de pesadas carretas, luego, con el desarrollo de las antiguas civilizaciones, tiraría de ligeros carros de combate, no fue sino hasta el año 1500 a.c. que el hombre lo empezó a montar; también gracias a su domesticación, el hombre obtuvo mayor capacidad de movilización, pues transportaba sobre el lomo de sus caballos sus posesiones mas preciadas, esto no solo le permitió la posibilidad de una gran expansión territorial, sino que también amplió inusitadamente sus horizontes culturales, incluso para innumerables pueblos nómadas el mismo caballo cubría todas sus necesidades (carne, leche, pieles, transporte y estiércol para alimentar el fuego).

El papel que desde su domesticación ha desempeñado el caballo en la historia y en progreso de las civilizaciones es incuestionable, definitiva e inevitablemente, muchos de los acontecimientos que han marcado el vínculo histórico entre el hombre y éste animal están asociados a guerras y conquistas, sin embargo, estos hechos deberían quedar opacados por la utilidad y la ayuda que esta

especie ha brindado al hombre en las labores agrícolas y ganaderas, en el área de la salud, en el recreo y el deporte.

En el año 2000 América del norte y central contaba con 14.1 millones de caballos, de los cuales, Estados Unidos tenía 5.3 millones y México 6.3 millones, ubicándolos así en los dos mayores productores de caballos de esta región del mundo.

Actualmente la cría de caballos se realiza en explotaciones altamente tecnificadas y dedicadas fundamentalmente a la producción de razas puras; vale la pena señalar que las razas de caballos “el hombre las hace”, no las ha determinado la naturaleza, el hombre decide cuales son las características que van a integrar una raza, esto dependiendo de la época, los caprichos y las necesidades; mientras que otras especies han experimentado una intensa selección en cuanto a su eficiencia reproductiva y otros rasgos relacionados con la reproducción, en los caballos se ha dado una selección en base a su conformación y/o habilidad y capacidad para realizar trabajos en alguna (s) de las tantas disciplinas ecuestres que existen en la actualidad (salto, polo, charrería, carreras, rejoneo, doma clásica, enganches, endurance, monta vaquera, vaulting. por mencionar algunas).

El hombre ha desarrollado sofisticadas técnicas reproductivas para poder crear y mejorar algunas razas y así tener un mejor desempeño deportivo; las técnicas sugeridas en el presente trabajo son las siguientes: detección de estro (recelado), manejo del servicio, manipulación de la actividad reproductiva por medio de luz artificial y uso de hormonas, inseminación artificial, transferencia de embriones y diagnóstico de gestación, para poder entender y aplicar estas técnicas es indispensable conocer la anatomía y la fisiología de la reproducción de la yegua, por este motivo estos temas son tratados en este trabajo de manera detallada.

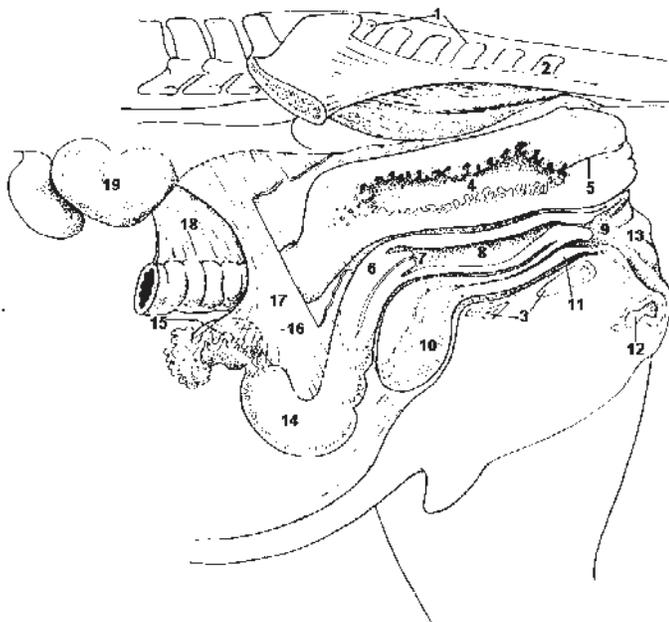
2. Anatomía del aparato reproductor de la yegua.

Para conocer el funcionamiento de un órgano o sistema es necesario conocer sus características morfológicas, por lo que el conocimiento de la anatomía de los órganos genitales de la hembra permitirá así comprender la fisiología y patología de la reproducción.

Para la aplicación de los procedimientos diagnósticos y la utilización de las técnicas de control artificial de la reproducción se necesitan conocer la ubicación y función de cada órgano y las partes que lo componen.

El aparato genital de la hembra está formado por:

- 1.- Ovarios.
- 2.- Oviducto.
- 3.- Útero.
- 4.- Vagina.
- 5.- Vulva.
- 6.- Clítoris.

Figura 1.- Órganos abdominales caudales y pélvicos de la yegua *in situ*.

Fuente: (Dyce, 1999).

Los órganos han sido seccionados en un plano paramedial con respecto a la pelvis. Por la ausencia de los intestinos los ovarios han descendido mucho más ventral de lo que harían en un animal vivo. 1, sacro; 2, segunda vértebra caudal; 3, suelo de la pelvis; 4, recto; 5, canal anal; 6, cérvix; 7, porción vaginal del cérvix; 8, vagina; 9, vestíbulo; 10, vejiga; 11, uretra; 12, clítoris; 13, vulva; 14, cuerno uterino izquierdo; 15, oviducto; 16, ovario; 17, ligamento ancho (cortado en gran parte); 18, mesocolon descendente; 19, riñón izquierdo.

2.1. Ovarios.

Los ovarios de la yegua tienen forma de riñón; su tamaño, en animales jóvenes, son normalmente más grandes que en los adultos; a menudo el ovario derecho es relativamente más grande que el otro. Tienen alrededor de 7 a 8 cm de largo, de 3 a 4 cm de ancho y un peso de 70 a 80 g.

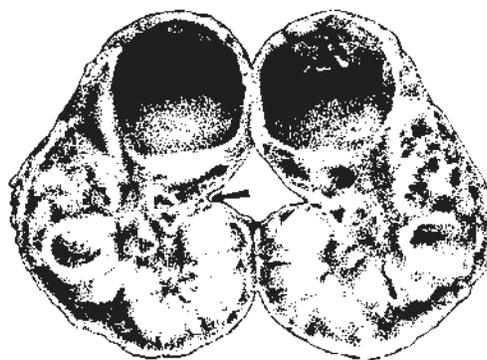
Los ovarios están situados en la región sublumbar y normalmente son ventrales a las IV o V vértebras lumbares; están en contacto con la pared lumbar del abdomen, la distancia media, desde el ovario al orificio vulvar, es de unos 50 a 55 cm

en una yegua de tamaño medio. El ovario está insertado a la región sublumbar por la parte craneal del ligamento ancho del útero; esta parte del ligamento, el mesovario, tiene de 8 a 10 cm de ancho; la extremidad uterina del ovario está conectada con la extremidad del cuerno del útero por el ligamento propio del ovario (mesovario), éste consiste en una banda de músculo liso incluida entre las capas del ligamento ancho (Fig. 1). (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Dyce, 1999)

Estructura.- Anatómicamente se distinguen dos superficies, dos bordes, y dos extremidades. Las superficies se denominan medial y lateral, ambas son lisas y redondeadas. La inserción o borde mesovárico es convexa. Está incluida en una parte del ligamento ancho denominado mesovario; los vasos y nervios llegan hasta la glándula por este borde. El borde libre está marcado por una escotadura que conduce a una depresión estrecha denominada fosa de ovulación (Fig. 2). (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Dyce, 1999; Hafez, 2000)

La estructura del ovario de la yegua es diferente a la de otras especies, en ésta la médula (parte vascularizada) se encuentra superficial y la corteza (zona parenquimatosa) está en el interior y solo alcanza la superficie en la fosa de ovulación. (Medina, 1997)

Figura 2.- Corte longitudinal del ovario de la yegua.



Fuente: (Hafez, 2000).

Nótese la fosa de ovulación marcado con la flecha.

La mayor parte de la superficie del ovario está cubierta por el peritoneo, sin embargo, esta investidura peritoneal está ausente en el borde de inserción por donde entran los vasos y nervios y esta zona se denomina hilio del ovario, aunque en ella no existe depresión. La fosa de ovulación está cubierta por una capa de células poligonales cortas, remanente de epitelio germinal primitivo. La estroma del ovario es una red de tejido conectivo. En las mallas de la estroma, hay (en los animales jóvenes) numerosos ovisacos, que contienen ovocitos en varios estadios de desarrollo. El ovocito inmaduro está rodeado por células foliculares; los que tienen un estadio mayor de desarrollo están incluidos en varias capas de células foliculares, que forman el *stratum granulosum* y por una condensación de la estroma denominada *theca folliculi*, dentro de la cual se encuentra un líquido, el líquido folicular. En un punto, las células foliculares se abigarran para formar un montículo, en el que se encuentra incluido el ovocito. Estos sacos se denominan folículos ováricos vesiculosos (folículos de Graaf); maduran y aumentan de dimensiones y se hacen visibles a simple vista hasta alcanzar un diámetro 1 cm o más. Cuando están del todo desarrollados, los folículos se sitúan superficialmente y, a menudo, se proyectan ligeramente en la superficie del ovario. A intervalos, los folículos se rompen y su contenido se fluye. Este proceso, que pone en libertad al ovocito, se denomina ovulación y tiene lugar en la yegua sólo en la fosa de ovulación y ocurre durante los períodos del estro (Fig. 2 y cuadro 2).

En los animales viejos, los ovarios están formados comúnmente de tejido fibroso, en los que a menudo existen quistes de varios tamaños. Los óvulos, presentes en número elevado al nacimiento, se han destruido por acción fagocítica o degeneración.

Vasos y nervios. Las arterias del ovario derivan de la arteria ovárica. La arteria es relativamente grande y elástica; alcanza el borde de inserción del ovario cuando pasa entre las capas del mesovario. Las venas son grandes y numerosas. Forman un plexo semejante al cordón espermático. Los nervios derivan del sistema

simpático a través de los plexos renal y abdominal aórtico; acompañan a las ramas arteriales (Fig. 5). (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Dyce, 1999; Hafez, 2000)

2.2. Oviducto.

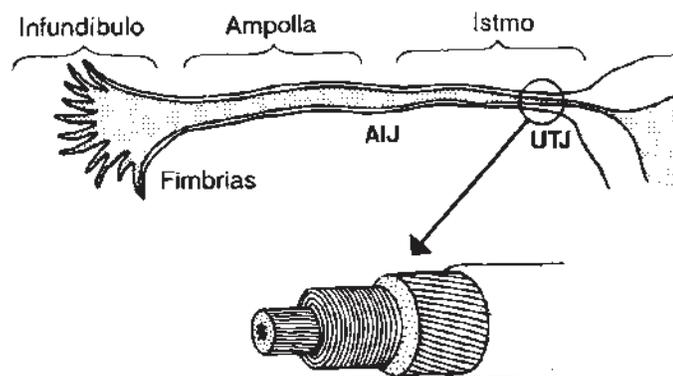
El oviducto, también llamado salpinx, trompas uterinas o de Falopio, actúan como conductos excretores de los ovarios, ya que ellos transportan los ovocitos del ovario al útero (cuadro 2). Sin embargo, no están en continuidad directa con los ovarios ya que más bien son en parte contiguas a éstos y, en parte están insertos en ellas. (Sisson, 1982)

Los oviductos están suspendidos en el mesosálpinx, un pliegue peritoneal derivado de la capa lateral del ligamento ancho (Fig. 1). La longitud y el grado de enrollamiento varían entre los mamíferos domésticos (cuadro 1).

El oviducto puede dividirse en tres segmentos funcionales:

- a).- Infundíbulo.
- b).- Ampolla.
- c).- Istmo.

Figura 3.- Segmento principal del oviducto.



Fuente: (Hafez, 2000).

a).- Infundíbulo.- La abertura del infundíbulo (el agujero ovárico del oviducto) descansa en el centro de una banda de procesos irregulares que forman la extremidad del oviducto, las fimbrias. Estas se encuentran libres excepto en un punto del polo superior del ovario. Es de tal manera como se asegura una estrecha aproximación de las fimbrias y la superficie ovárica (Fig. 3).

b).- Ampolla.- La ampolla, que ocupa aproximadamente la mitad de la longitud del oviducto, se fusiona con la sección constreñida llamada istmo. Aún se desconoce el significado anatómico y fisiológico de esta unión istmoampular (Fig. 3).

c).- Istmo.- El istmo se conecta directamente con el útero, en la yegua, entra en el cuerno en la forma de una pequeña papila. No hay en este punto (unión úterotubárica) un esfínter muscular bien definido (Fig. 3). (Hafez, 2000)

También hay músculos que se extienden desde estas capas hacia el interior del tejido conjuntivo de los pliegues mucosos, lo que permite la contracción coordinada de toda la pared. El espesor de la musculatura aumenta desde el extremo ovárico hacia el uterino del oviducto (cuadro 1).

Estructura. La trompa está cubierta externamente por una capa serosa formada por el mesosalpinx. La membrana serosa se continúa en la fimbria y encuentra allí su recubrimiento mucoso. La capa adventicia fibrosa se continúa con la lámina fibrosa del ligamento ancho. La capa muscular está fundamentalmente formada de fibras circulares, cuya parte externa son longitudinales, derivadas del ligamento ancho; el grosor de la capa muscular disminuye hacia la extremidad ovárica.

La trompa uterina es muy pequeña en su extremidad uterina (2 a 3 mm de diámetro) hacia el ovario se ensancha considerablemente (4 a 8 mm de diámetro) y forma la ampolla. Cada una está incluida en un pliegue peritoneal, derivado de la capa lateral del ligamento ancho, denominada mesosalpinx. Este cubre, en gran

parte, la porción lateral del ovario y forma con él y el ligamento ancho un saco llamado bolsa ovárica.

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 está expandida, algunas veces en forma de embudo, por lo que en ocasiones se denomina infundíbulo de la trompa uterina. El borde de éste último está hendido y forma prolongaciones irregulares, denominadas fimbrias, la fimbria ovárica, está insertada en la fosa de ovulación. Cerca de la mitad del infundíbulo, hay un apequeña abertura, el orificio tubuloabdominal uterino, mediante el cual la trompa se comunica con la cavidad peritoneal. La extremidad ovárica de la trompa, normalmente, parece ser aplicada contra el ovario, ya que los ovocitos pasan a través de ella y son transportados hasta el útero.

Vasos y nervios. Las arterias derivan de la arteria ovárica y las venas son satélites de las arterias. Los nervios tienen un origen similar al de los nervios del ovario (Fig. 5). (Sisson, 1982; Hafez, 2000)

2.3. Útero.

El útero es un órgano muscular hueco que se continúa con las trompas uterinas cranealmente y se abre en la vagina caudalmente. Está situado en la cavidad abdominal, pero se prolonga en una corta distancia dentro de la cavidad pelviana. Está sujeto en la región sublumbar y en las paredes laterales de la cavidad pelviana por dos pliegues de peritoneo, llamados ligamentos anchos (Fig. 1), está constituido por:

- a).- Cuernos.
- b).- Cuerpo.
- c).- Cuello.

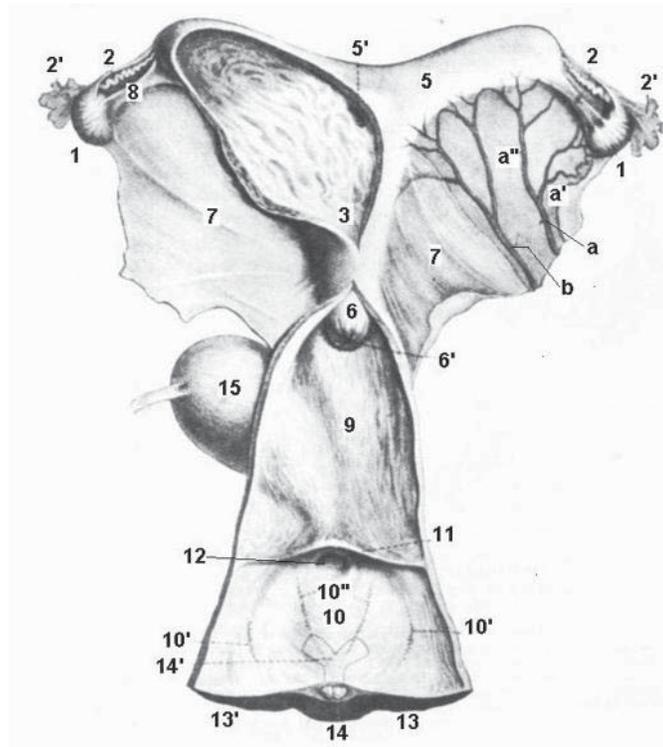
Cuadro 1. Anatomía del aparato reproductor de la yegua adulta no gestante.

ÓRGANO	TIPO	LONG.(cm)
Oviducto:		20-30
Útero: Longitud del cuerno Longitud del cuerpo Superficie de revestimiento del endometrio	Bipartido Pliegues longitudinales conspicuos	 15-25 15-20
Cérvix: Longitud Diámetro externo		7-8 3.5-4
Luz cervical Forma	Pliegues conspicuos	
Orificio uterino	Bien definido	
Vagina anterior Longitud		20-35
Himen	Bien desarrollado	
Vestíbulo Longitud		10-12

Fuente: (Hafez, 2000).

a).- Cuernos uterinos. Los cuernos del útero están situados totalmente en el abdomen. Parece que varían mucho en posición, aunque comúnmente están presionados contra los músculos sublumbares por los intestinos. Son cilíndricos cuando están moderadamente distendidos y tienen unos 25 cm de longitud. La extremidad craneal de cada uno forma una terminación obtusa que recibe a la trompa uterina. Caudalmente, aumentan de calibre, convergen y se unen con el cuerpo (Figs. 1 y 4 y cuadros 1 y 2). El borde dorsal es ligeramente cóncavo y está unido a la región sublumbar por el ligamento ancho. El borde ventral es convexo y libre. (Bearden, 1982; Sisson, 1982)

Figura 4.- Órganos genitales de la yegua; vista dorsal.



Fuente: (Sisson, 1982).

El cuerpo izquierdo y las partes adyacentes del cuerpo del útero, vagina y vulva se han abierto. 1, ovario; 2, trompa uterina con su extremo ovárico (2'); 3, cavidad del cuerpo del útero; 4, cavidad del cuerno izquierdo; 5, cuerno derecho con su comunicación con el cuerpo (5'); 6, porción vaginal del cérvix; 6', orificio externo del útero; 7, ligamento ancho del útero; 8, ligamento del ovario; 9, vagina; 10, vulva; 10', orificios de los conductos de la glándula vestibular mayor; 10'', orificios de los conductos de las glándulas vestibulares menores; 11, pliegue transverso; 12, abertura externa de la uretra; 13, 13', labios vulvares; 14, glándulas del clítoris; 14', unión del pilar para formar el cuerpo del clítoris indicado por la línea de puntos; 15, vejiga; a, a. ovárica con a', rama para el tubo y a'', rama uterina; b, arteria uterina (media).

b).- Cuerpo uterino. El cuerpo del útero está situado parcialmente en la cavidad abdominal y en parte en la cavidad pelviana. Es cilíndrico, pero aplanado dorsoventralmente en la mayor parte del mismo, de forma que en un corte de sección parece una elipse. Su longitud media es de 18 a 20 cm y su diámetro, cuando está moderadamente distendido, de unos 10 cm (cuadro 1). Su superficie dorsal se relaciona con el recto y otras partes del intestino. Su superficie ventral está

en contacto con la vejiga y tiene relaciones inconstantes con varias partes del intestino (Fig. 1).

El término *fundus* se aplica a la parte ancha craneal de la que divergen los cuernos. (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Dyce, 1999; Hafez, 2000)

La cavidad del útero está muy obliterada, en la hembra no preñada, por la concentración de las paredes y los pliegues de la mucosa de recubrimiento. En la extremidad de cada cuerno, se comunica con la trompa uterina por una pequeña abertura sobre una papila pequeña. La cavidad del cuello se denomina canal cervical; está cerrado ordinariamente por pliegues mucosos y un tapón de moco. Se abre en la vagina por el orificio uterino interno (Fig. 4).

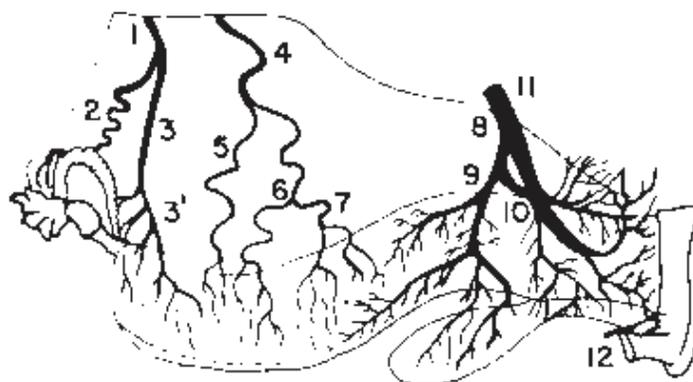
Estructura. La pared del útero está formada por tres capas:

- 1.- **La capa serosa.**- En su mayor parte adherida a la capa muscular; se continúa con los ligamentos anchos.
- 2.- **La capa muscular;** esencialmente formada de dos estratos uno externo de fibras longitudinales y otro interno grueso de fibras circulares. Entre estos dos estratos hay una capa vascular de tejido conectivo, con fibras musculares oblicuas y circulares. La capa circular es muy gruesa en el cuello, donde forma un esfínter de 1.5 cm de grosor.
- 3.- **La mucosa;** asienta directamente sobre la capa muscular y es de color rojo parduzco, excepto en el cuello, donde es pálida. Está cubierta por una capa simple de células columnares altas y contienen numerosas glándulas uterinas, tubulares ramificadas, éstas no se encuentran en el cuello uterino. (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Hafez, 2000)

Vasos y nervios. Las arterias principales son la uterina y la rama uterina de la arteria ovárica, que tienen un curso elástico en los ligamentos anchos; también existen ramas de la arteria pudenda interna (Fig. 5). Las venas proceden del plexo panpiniforme y acompañan a las arterias. Los nervios derivan del simpático a través de los plexos uterino y pélvico. (Sisson, 1982; Dyce, 1999; Hafez, 2000)

c).- Cérvix. El cérvix o cuello uterino es la parte caudal estrechada que se une con la vagina. Tiene una longitud de 5 a 7.5 cm y un diámetro de 3.5 a 4 (cuadro 1). Parte de él se proyecta dentro de la cavidad de la vagina y, por tanto, no es visible externamente, pero puede ser palpado a través de la pared vaginal (Fig. 1 y cuadros 1 y 2). (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Hafez, 2000)

Figura 5.- Representación esquemática del riego sanguíneo arterial del aparato reproductor de la yegua.



Fuente: (Hafez, 2000)

1, arteria uteroovárica; 2, arteria ovárica; 3, arteria uterotubárica; 3', arteria cornual anterior o arteria anterior del asta uterina; 4, arteria uterina; 5, arteria cornual media; 6, arteria cornual posterior; 7, arteria del cuerpo uterino; 8, arteria vaginal; 9, arteria cervicouterina; 10, arteria vaginorectal; 11, arteria pudenda interna; 12, arteria del clítoris.

Inserciones. El cuerpo y el cuello están unidos a las paredes abdominal y pelviana por dos pliegues peritoneales grandes, denominados ligamentos anchos del útero. Estos se extienden a ambos lados de la región sublumbar y de las paredes

pelvianas laterales, al borde dorsal de los cuernos y los bordes laterales del cuerpo uterino. Contienen los vasos y nervios del útero y ovarios, tejido conectivo y gran cantidad de fibras musculares lisas que se continúan con las del útero (Fig. 5). El útero está situado a lo largo de sus bordes parietales. La capa lateral, de la que deriva un pliegue, el ligamento redondo del útero, se une con el peritoneo parietal sobre el anillo inguinal profundo. Su extremidad craneal está situada por encima de la extremidad del cuerno y forma un apéndice redondo grande. Contiene tejido muscular, vasos y nervios y es el homólogo del *gubernaculum testis*. La parte craneal del cuello se continúa con la vagina y tiene una posición más fija que el resto del órgano. (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Hafez, 2000)

2.4. Vagina.

La vagina es el canal que se extiende horizontalmente a través de la cavidad pelviana desde el cuello uterino a la vulva. Es tubular y tiene unos 15 a 20 cm de largo y cuando está ligeramente distendida alcanza unos 10-12 cm de diámetro (cuadro 1). Su dilatabilidad parece estar limitada por la pared pelviana y no hay línea externa de demarcación entre la vagina y el útero o la vulva. Está relacionada, dorsalmente, con el recto; ventralmente, con la vejiga y uretra y, lateralmente, con la pared pelviana (Figs. 1 y 4 y cuadros 1 y 2).

Estructura. A excepción de la corta parte peritoneal, como se ha indicado, la propia pared de la vagina está compuesta de capa muscular y mucosa. La capa muscular se compone, a su vez, de fibras longitudinales y circulares; está cubierta externamente por una adventicia fibrosa y hay una gran cantidad de tejido conectivo intermuscular. La capa mucosa es muy elástica y cubierta con un epitelio estratificado, pero no escamoso; no tiene glándulas.

Vasos y nervios. Las arterias derivan de la pudenda interna. Las venas forman un rico plexo que drena en las pudendas internas. Los nervios derivan del simpático a través del plexo pelviano (Fig. 5). (Sisson, 1982; Hafez, 2000)

Vestíbulo vaginal. El vestíbulo vaginal es la parte terminal del tracto genital. Se continúa, en sentido craneal, con la vagina y, externamente, en el borde pudiendo (hendidura vulvar), de 5 a 7 cm ventral al ano. No hay línea externa de demarcación entre la vagina y el vestíbulo. El tubo tiene de unos 10 a 12 cm de longitud, medido desde el orificio uretral externo a la comisura ventral; dorsalmente (desde un punto verticalmente opuesto al orificio uretral externo) es mucho más corto. Está relacionado, dorsalmente, con el recto y al ano; ventralmente, con el suelo de la pelvis y, lateralmente, con el ligamento sacrotuberal ancho, el músculo semimembranoso y la arteria pudenda interna (Fig. 1).

Estructura. El músculo vestibuloconstrictor abraza el vestíbulo, craneal al constrictor de la vulva; está incompleto dorsalmente y se une a los lados por una banda de músculo liso, la parte anal del retractor del clítoris (ligamento suspensor del ano); constriñe el vestíbulo. Dentro de éste, hay una capa muscular lisa, constituida en su mayor parte de haces circulares. Principalmente, entre esta capa y la mucosa y la pared lateral, inmediatamente craneal a los labios, hay un cuerpo oval aplanado denominado bulbo del vestíbulo. Esta es una estructura eréctil, homóloga con el cuerpo esponjoso del pene del macho. Tiene unos 6 a 8 cm de largo y unos 3 cm de ancho. Es similar en estructura al bulbo del pene del macho y está irrigado por una rama grande de la arteria pudenda interna. La membrana mucosa del vestíbulo es de color rojizo y forma pliegues longitudinales y transversos. Presenta, ventralmente, dos series lineales de pequeñas papilas, que convergen hacia la comisura ventral; éstas son los orificios de los conductos de las glándulas vestibulares menores. A los lados de la pared dorsal, existe un grupo de 8 a 10 prominencias grandes, sobre las cuales se abren los conductos de las glándulas vestibulares mayores. (Sisson, 1982)

Cuadro 2.- Principales funciones de los órganos reproductores de la yegua.

Órgano	Función(es)
Ovario	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Producción de ovocitos. ▪ Producción de estrógenos (folículos de Graaf). ▪ Producción de progestágenos (cuerpo lúteo).
Oviducto	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Transporte de gametos (espermatozoides y ovocitos). ▪ Sitio de fertilización.
Útero	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Retiene y alimenta al embrión y al feto.
Cérvix	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Previene la contaminación microbiana del útero. ▪ Reservorio para el semen y transporte de espermatozoides. ▪ Sitio de depósito de semen durante el apareamiento natural en yeguas y cerdas.
Vagina	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Órgano de copulación. ▪ Conducto del parto.
Vulva	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Abertura externa del aparato reproductor.

Fuente: (Bearden, 1982).

2.5. Vulva.

El orificio externo, la hendidura vulvar, tiene la forma de una hendidura vertical de 12.5 a 15 cm de alto y bordeada por dos labios redondos y prominentes. Los labios se encuentran dorsalmente en ángulo agudo y forman la comisura dorsal, que tiene unos 5 cm ventral al ano. Se unen ventralmente para formar la comisura ventral, que es redondeada y gruesa y que asienta a unos 5 cm caudal y ventral al arco isquial. Cuando los labios están separados, se aprecia un cuerpo redondeado de unos 2.5 cm de ancho, que ocupa la cavidad de la comisura ventral; éste es el glande del clítoris, homólogo del glande del pene y la cavidad en la cual asienta se denomina fosa del clítoris. El techo de la fosa se forma por un pliegue delgado, que solapa al glande y se une centralmente a él. La extremidad craneal de la pared ventral de la vulva, esto es, a unos 10 a 12 cm de la comisura ventral, está el orificio uretral externo (meato urinario) (Fig. 1). Admite fácilmente el catéter y es muy dilatante. Está cubierto por un pliegue de mucosa, cuyo borde libre se dirige caudalmente.

Estructura. Los labios están cubiertos por una piel lisa, pigmentada y delgada muy vascularizada y que posee glándulas sebáceas y sudoríparas. Se continúa a una distancia de 1 a 1.5 cm del borde libre con una membrana mucosa sin glándulas y delgada. Bajo la piel, hay una capa de músculo estriado, que es constrictor de la vulva fusionado, dorsalmente, con el esfínter externo del ano, abraza el clítoris ventralmente y se esparce, lateralmente, en la comisura ventral. Conстриe el orificio vulval y eleva el clítoris. (Sisson, 1982)

2.6. Clítoris.

El clítoris es el homólogo del pene y está formado de unas partes muy similares (a excepción de la uretra y su músculo). El cuerpo tiene unos 5 cm de largo y su diámetro es aproximadamente el del dedo pequeño de una mano humana. Está insertado en arco isquial por pospilares. El glande es redondeado y termina en un extremo libre que ocupa la fosa del clítoris en la comisura ventral de la vulva (Fig. 1). Está cubierto por un tegumento pigmentado, delgado, similar y continuo con el que recubre la fosa; constituye así el prepucio del clítoris. El órgano está compuesto de tejido eréctil similar al del cuerpo cavernoso del pene. El isquiocavernoso es el homólogo del músculo del mismo nombre del hombre; es un músculo muy delgado. Las venas del clítoris comunican, por un plexo intermedio a cada lado, con el bulbo del vestíbulo. (Bearden, 1982; Sisson, 1982; Hafez, 2000)

3. Centros reguladores de la fisiología reproductiva.

El funcionamiento de los organismos multicelulares requieren por una parte, de la constancia del medio interno y por otra, de la adaptación al medio externo, la integración depende de dos sistemas:

1.- Sistema nervioso.

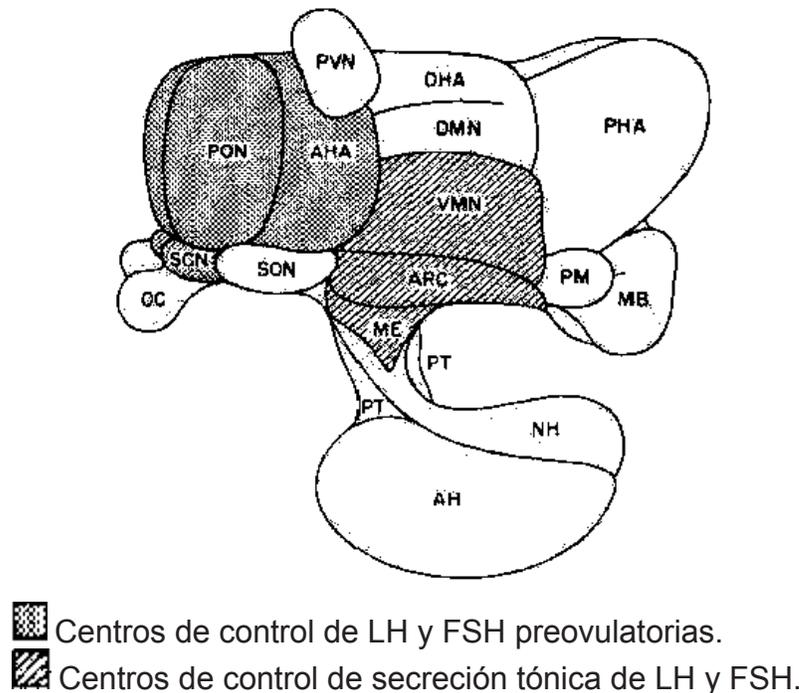
2.- Sistema endocrino.

El sistema nervioso y endocrino trabajan al unísono en el organismo, el sistema endocrino regula las actividades metabólicas en ciertos órganos y tejidos del cuerpo, y por lo tanto ayuda a conservar la homeostasis, la reproducción tiene su control en el sistema nervioso.

Los sistemas nervioso y endocrino son los encargados de coordinar y regular todas las funciones de una unidad funcional, el sistema nervioso actúa como rama aferente que lleva impulsos al hipotálamo, mientras que el endocrino libera sustancias humorales que actúan en la periferia para completar el reflejo, el sistema nervioso, tanto a nivel central como periférico, está, directamente, relacionado con la mayoría de los acontecimientos que integran la fisiología de la reproducción.

El sistema endocrino implementa un control más suave y continuo, la comunicación entre el sistema nervioso central y el sistema endocrino se da por las neurosecreciones. (Hafez, 2000)

Figura 6.- Representación esquemática de los núcleos hipotalámicos y la hipófisis.



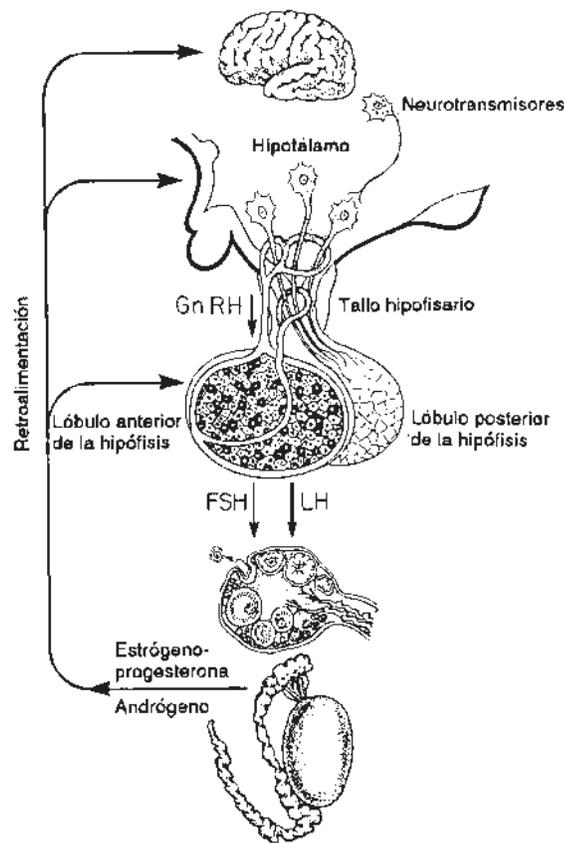
Fuente: (Hafez, 2000).

AH, adenohipófisis; ARC, núcleo arqueado; AHA, área hipotalámica anterior; DHA, área hipotalámica dorsal; DMN, núcleo medio dorsal; ME, eminencia media, NH, neurohipófisis; MB, cuerpo mamilar; PM, núcleo premamilar; OC, quiasma óptico; PVN, núcleos paraventriculares; PON, núcleos preópticos; PHA, área hipotalámica posterior; PT, porción tuberal; SCN, núcleo supraquiasmáticos; SON, núcleos supraópticos; VMN, núcleo ventromedial. Las líneas diagonales ilustran núcleos que controlan la liberación tónica de LH y FSH a partir de la hipófisis. Las zonas punteadas son núcleos que controlan la oleada preovulatoria de LH y FSH a partir de la hipófisis.

La regulación de la actividad sexual está representada por el sistema:

- 1.- Hipotálamo.
- 2.- Hipófisis.
- 3.- Gónadas (Fig. 7). (Hafez, 2000)

Figura 7.- Relación endócrina-neuroendócrina entre hipotálamo, hipófisis y gónada (ovario o testículo).



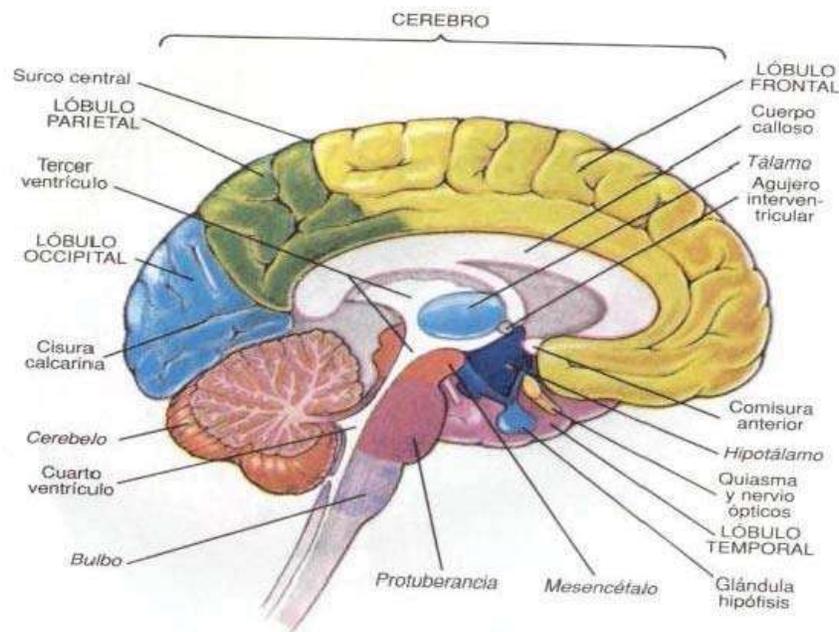
Fuente: (Hafez, 2000).

Las sustancias neurosecretorias hipotalámicas (GnRH) son transportadas por los capilares sanguíneos porta hacia las células de la hipófisis anterior. FSH y LH estimulan a las gónadas. Estrógenos y andrógenos secretados por las gónadas ejercen un efecto de retroalimentación.

3.1. Hipotálamo.

El hipotálamo, ocupa sólo una porción muy pequeña del encéfalo, y consiste en la región del tercer ventrículo (Fig. 8), que se extiende desde el quiasma óptico hasta los cuerpos mamilares (Fig.6). (Hafez, 2000)

Figura 8.- Imagen interna de la mitad izquierda del encéfalo que muestra en especial la ubicación de la hipófisis y el hipotálamo.



Fuente: (Guyton, 1996)

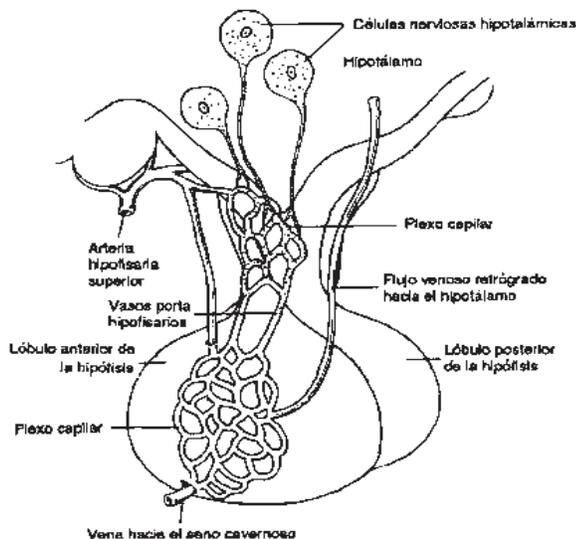
El hipotálamo regula diversos procesos automáticos vitales, como:

- 1.- Apetito.
- 2.- Frecuencia cardíaca.
- 3.- Temperatura corporal.
- 4.- Comportamiento sexual.
- 5.- Actividad neuroendocrina.

Diversos centros hipotalámicos integran señales fisiológicas en el cuerpo como los mensajes del SNC, estado metabólico, actividad funcional de glándulas blanco y ambiente interno; el hipotálamo reacciona entonces produciendo hormonas liberadoras específicas, de esa manera actúa como centro de procesamiento e integración de la información recibida y la traduce en una señal neurohormonal que evoca respuestas fisiológicas. (Hafez, 2000)

Entre el hipotálamo y la adenohipófisis existe una conexión vascular particular denominada sistema porta Hipotálamo-Hipofisiario, el cual permitirá que sustancias liberadas por el hipotálamo alcancen directamente la adenohipófisis sin pasar a la circulación periférica (Fig. 9). Adicionalmente, este sistema porta permite flujo retrógrado de sustancias adenohipofisiarias, estableciéndose, así, retroalimentación de onda corta hacia el hipotálamo. (Galina, 1995)

Figura. 9.- Complejo hipotálamo-hipofisiario.



Fuente: (Hafez, 2000).

Las células nerviosas hipotalámicas liberan neurohormonas en los vasos porta para su transporte a la hipófisis anterior. Las partículas sólidas en las células nerviosas representan neurohormonas. También se transporta sangre de regreso al hipotálamo por el sistema venoso retrógrado.

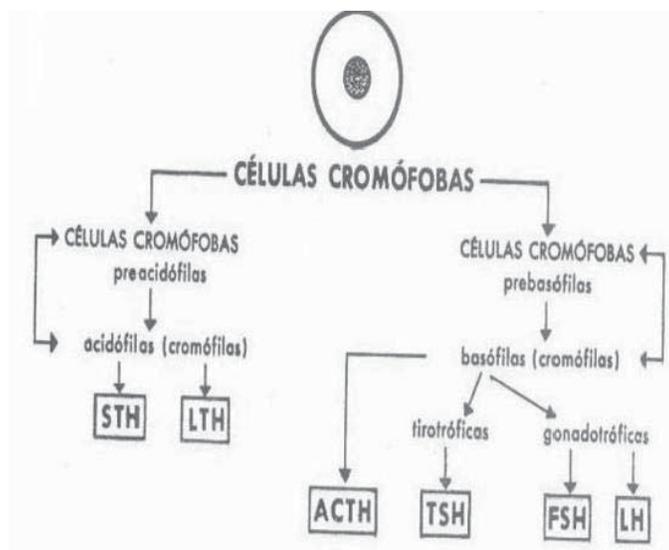
3.2. Hipófisis.

La hipófisis se localiza en la silla turca del hueso esfenoides, depresión ósea en la base del encéfalo (Fig. 8). Esta glándula se subdivide en dos partes anatómicas bien delimitadas: lóbulo anterior (adenohipófisis) y lóbulo posterior (neurohipófisis).

El lóbulo anterior de la hipófisis tiene cinco tipos celulares distintos que secretan las hormonas de esta región hipofisiaria:

- 1.- Células somatotrópicas, que secretan somatotropina u hormona del crecimiento (GH).
- 2.- Células corticotrópicas, que secretan corticotropina hormona adrenocorticotrópica (ACTH).
- 3.- Células mamotrópicas, que secretan prolactina.
- 4.- Células tirotrópicas, que secretan tirotropina u hormona estimulante del tiroides (TSH).
- 5.- Células gonadotrópicas, que secretan FSH y LH (Fig. 10). (Hafez, 2000)

Figura 10.- Tipo de células adenohipofisarias en relación con sus cambios cíclicos y actividad endocrina.



Fuente: (Holy, 1983).

La liberación de hormonas hipofisarias gonadotrópicas es cíclica; la FSH y LH se liberan en forma pulsátil (a intervalos).

Aporte vascular.- La conexión vascular entre el hipotálamo y el lóbulo anterior de la hipófisis es única en varios aspectos. La sangre arterial entra en la hipófisis a través de las arterias hipofisarias superior e inferior. La superior forma asas capilares en la eminencia media y la porción nerviosa. A partir de estos capilares, la sangre fluye en los vasos porta hipotálamo-hipofisarios, que pasan por abajo del tallo hipofisario para terminar en la forma de capilares en el lóbulo anterior.

El sistema porta hipotálamo-hipofisario es la vía vascular que transporta hormonas hipotalámicas hacia la hipófisis anterior. La arteria hipofisaria inferior transporta sangre a ambos lóbulos de la hipófisis. La interrupción de este aporte en la región del tallo hipofisario causa atrofia gonadal. Sin embargo, al permitir que dicho tallo se revasculariza, el funcionamiento de las gónadas se reanuda. Por otro lado, la estimulación eléctrica u hormonal de núcleos específicos del hipotálamo pueden regular ese funcionamiento. (Hafez, 2000)

3.3. Gónadas.

Las gónadas producen un importante grupo de hormonas, cuyas funciones son esenciales para los procesos reproductivos de los animales, las cuales son estrógenos, progesterona, relaxina e inhibina. (García, 1988)

3.4. Glándula pineal (*epiphysis cerebri*).

La glándula pineal es un pequeño órgano situado en la depresión media existente entre el tálamo y el colículo rostral del cerebro. Recientes estudios indican que la glándula pineal sirve como un traductor neuroendocrino. La glándula pineal parece que tiene la función de regular los cambios gonadales en la rata, cuando está sujeta a una continua luz u oscuridad. La luz aplicada continuamente a ratas, induce

una reducción del peso de la glándula pineal con evidencia de inactividad de sus células. (Sisson, 1982)

Este órgano en los mamíferos se origina como una evaginación del techo diencefálico, y constituye una pequeña estructura cónica de un centímetro de longitud en el hombre. De esta manera se encuentra en el techo del 3er. ventrículo, de donde emite dos prolongaciones de sustancia blanca llamados pedúnculos de la pineal, los cuales se pierden en el trígono cerebral. Se localiza por detrás de una estructura llamada habénula, esta última en ambos lados de la línea media y sigue un trayecto que va desde la porción anteroinferior del hipotálamo en dirección superior y posterior sobre el tálamo, hasta la porción posterosuperior y del diencefalo, de tal manera que la pineal se encuentra en la parte anterior del cerebelo.

En el caso del hombre, esta estructura pineal se observa por primera vez al comenzar el segundo mes de vida fetal, esta se desarrolla a partir del ectodermo junto con el diencefalo, tiene su origen en la porción más caudal de la placa del techo del diencefalo, que posteriormente dará origen al plexo coroideo del ventrículo medio. Llega a pesar hasta 120 mg y está envuelta casi totalmente en la piamadre, desde la cual los vasos sanguíneos, fibras nerviosas amielínicas y el estroma del tejido conjuntivo penetran en el cuerpo pineal. (Kennaway, 1996)

La glándula pineal en el caballo es ovoide fusiforme en su contorno, tiene un color rojo oscuro y está localizada en la depresión de la línea media del tálamo y el colículo rostral. Está unida a la porción superior caudal del tercer ventrículo por un corto pedúnculo, cuyo centro contiene un pequeño receso que se continúa con el tercer ventrículo. El pedúnculo se confunde, cranealmente, con la unión de las estrías medulares del tálamo. Bajo la porción caudal del pedúnculo se localiza una corta banda transversa de fibras blancas, que es la comisura caudal del cerebro. El órgano varía en tamaño, normalmente, en los adultos y mide de 10 a 15 mm de longitud y pesa de 400 a 1300 mg. (Sisson, 1982)

Las células que constituyen el parénquima de la glándula pineal son llamadas pinealocitos, los cuales tienen un origen neuroepitelial ya que provienen del diencéfalo, además existe otro tipo de células llamadas mesenquimatosas, que dan origen al tejido conectivo de la cápsula pineal, así como a los tabiques incompletos que dividen el cuerpo en lobulillos; se han encontrado también; células gliales modificados y un sistema vascular excepcionalmente desarrollado, la cual esta a cargo de la arteria epifisiaria, rama de la arteria cerebral interna, las venas reciben el mismo nombre y desembocan en las cerebrales internas. (Ham, 1967; Wurtman, 1981)

La pineal mamífera está inervada casi exclusivamente por fibras simpáticas posganglionares de los ganglios cervicales superiores, notable peculiaridad para un órgano cuando se considera de origen embriológico, estas fibras llegan a la glándula conjuntamente con los vasos sanguíneos o por coalescencia de dos nervios amielínicos llamados “connaris”, que penetran a la glándula por el polo distal. Las fibras simpáticas terminan cerca de las células parenquimatosas pineales y algunas forman verdaderas sinapsis con estas células; sin embargo las fibras nerviosas son muy escasas dentro de la pineal. (Wurtman, 1981; García, 1988)

Diversos estudios microscópicos, químicos y fluorescencia han demostrado la presencia de norepinefrina y serotonina, en la glándula pineal la norepinefrina está confinada a las terminaciones nerviosas, y la serotonina está presente tanto en pinealocitos como en las terminaciones nerviosas simpáticas.

En los demás mamíferos no existen variaciones en cuanto a la localización anatómica, únicamente se observan ligeros cambios en cuanto al tamaño de la glándula, el cual está condicionado por el peso corporal y la edad de los animales, pero aún así es difícil que sobrepase la longitud de un centímetro en condiciones normales. En el caso de la pineal humana, se ha visto que tiende a calcificarse conforme aumenta la edad del individuo, el mecanismo por el cual sucede esto es un enigma hasta la fecha; en relación a este fenómeno se ha notado que un poco después del nacimiento los pinealocitos comienzan a producir y secretar una

“sustancia fundamental” que al parecer sirve como matriz para la subsecuente calcificación, dicho fenómeno se relaciona con la presentación de la pubertad ya que al llegar a esta etapa la pineal disminuye su actividad metabólica. A nivel histológico se ha detectado la presencia de los cuerpos calcificados con aspecto laminar, los que constituyen las arenillas cerebrales. (Wurtman, 1981)

3.5. Sistema circadiano.

La biorritmicidad es una propiedad fundamental de los seres vivos que supone una adaptación al medio externo, dada la cantidad de cambios ambientales a los que están sometidos.

El sistema circadiano de los vertebrados, responsable de la organización temporal de los procesos fisiológicos y de comportamiento, se localiza en un triunvirato constituido por el ojo, el cerebro (núcleos supraquiasmáticos) y la glándula pineal, cuyas propiedades y mecanismos de regulación varían según la escala filogenética.

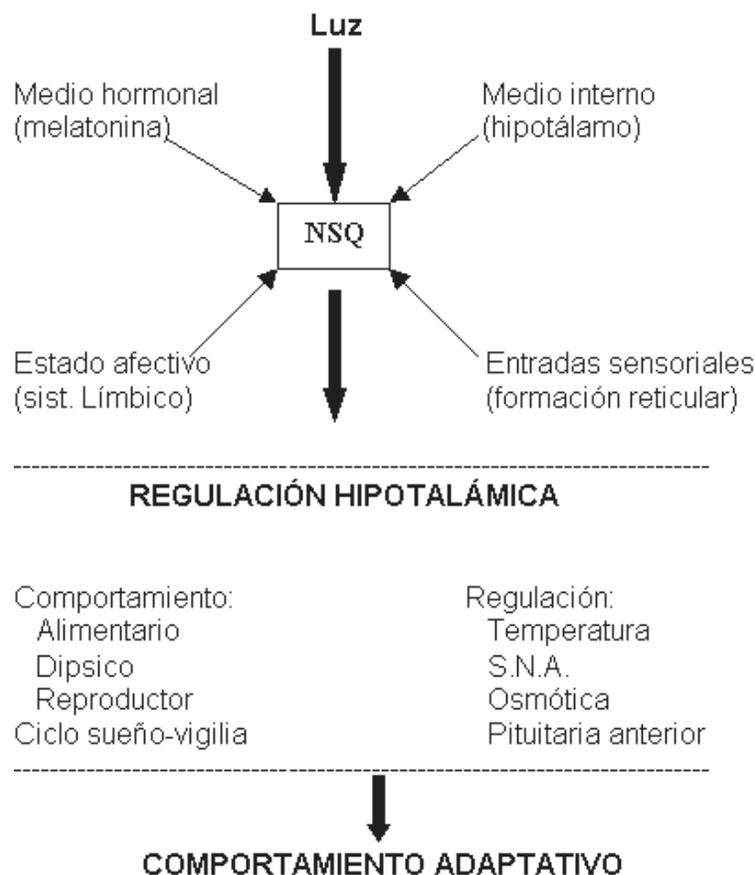
En los mamíferos, las estructuras encargadas de generar fluctuaciones en las variables fisiológicas parecen ser los núcleos supraquiasmáticos del hipotálamo. Estos núcleos, que reciben información visual directamente de la retina, hormonal (melatonina) y de otras regiones del cerebro, transmiten la señal circadiana al hipotálamo. De esta manera, se establece la organización temporal en los mecanismos reguladores hipotálamicos que, a su vez elaboran la adaptación del comportamiento.

a).- Estructura del sistema circadiano.

La biorritmicidad es una propiedad fundamental de los seres vivos que supone una adaptación al medio externo, dada la gran cantidad de cambios ambientales a los que están sometidos: ciclo día-noche, ciclo lunar de 28 días, estaciones, etc. Los

organismos manifiestan una gran variedad de ritmos de diferente naturaleza; se pueden observar ritmos en los niveles hormonales de la sangre, en las actividades enzimáticas, en la alternancia sueño-vigilia, en el ciclo sexual, incluso en otros aspectos más complejos, de tipo conductual, que requieren la sincronización del individuo con respecto a la población de su especie. Estos ritmos no aparecen como una simple respuesta pasiva a los estímulos externos, sino que los propios organismos son capaces de generarlos activamente. De este modo, se obtiene un aumento de estabilidad en los seres vivos al facilitar que los organismos se anticipen ventajosamente a los cambios ambientales. (Matas, 1995)

Figura 11.- Diagrama ilustrativo de la funcionalidad del sistema circadiano.



Fuente: (Matas, 1995).

El sistema circadiano está integrado por un grupo de estructuras neurológicas, cuya función es la organización temporal de los procesos fisiológicos y de comportamiento, y por una glándula endocrina, la pineal, que tiene gran importancia en su funcionalidad (Fig. 11). (Matas, 1995)

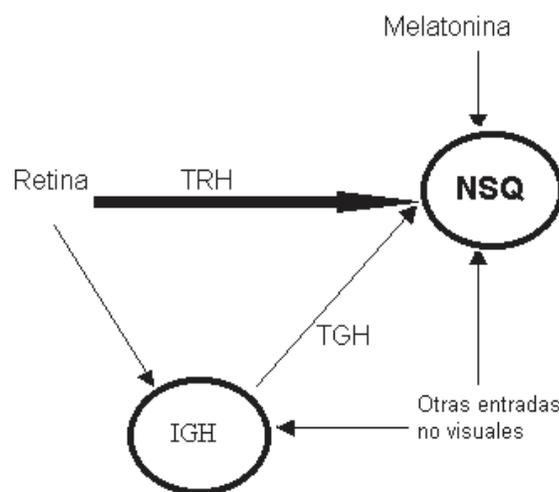
b).- Estructuras neurológicas.

Existen unas estructuras generadoras de los ritmos y otras que permiten la sincronización de estos ritmos con el medio ambiente.

En los mamíferos tienen tres componentes principales:

- 1.- **Visual.-** Consiste en fotorreceptores conectados a las vías ópticas que propician el “encarrilamiento”, puesto que para la mayoría de los animales el ciclo luz-oscuridad es el sincronizador más potente, el sistema circadiano debe estar capacitado para captar las señales luminosas (Fig.12). (Matas, 1995)

Figura 12.- Representación esquemática de las vías de encarrilamiento.



Fuente: (Matas, 1995).

2.- Osciladores.- Generan una señal circadiana; un ritmo circadiano se manifiesta aún en ausencia de señales externas o de información temporal, constituyendo lo que se denomina “ritmo de curso libre”, se trata de un ritmo endógeno de alrededor de un día. La biorritmicidad tiene un origen genético, existiendo diferencias en los parámetros de los distintos ritmos para cada especie animal. Tienen que existir, por tanto, estructuras orgánicas capaces de generar fluctuaciones en las variables fisiológicas denominadas osciladores. Los osciladores principales que integran el acoplamiento de los demás, para que funcionen sincronizadamente con los estímulos ambientales, se denominan “marcapasos”.

En los mamíferos la función de marcapaso la desempeña los núcleos supraquiasmáticos (NSQ) del hipotálamo.

3.- Vías eferentes.- Desde los marcapasos hacia el sistema efector que exhibe la función circadiana. Los tejidos o sistemas fisiológicos, que no son capaces de generar por ellos mismo un ritmo, se acoplan al sistema circadiano de forma pasiva, mediante la información que les llega desde los marcapasos.

c).- Glándula pineal.

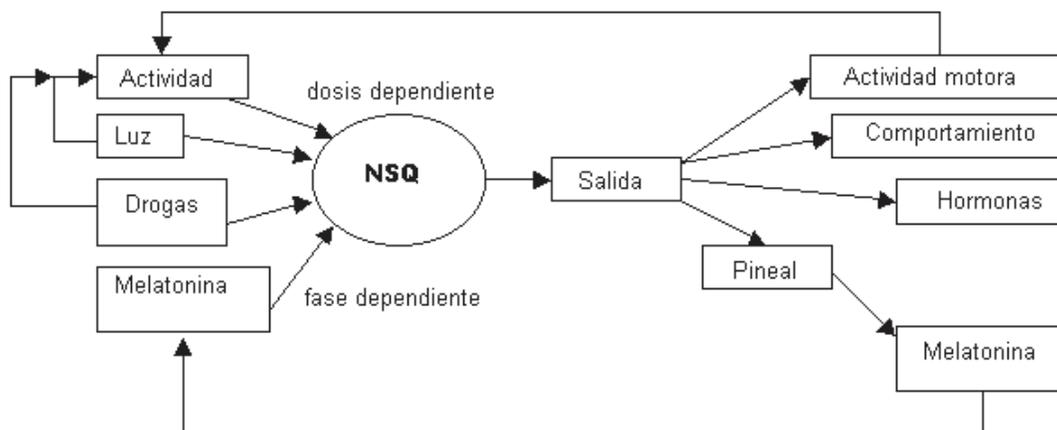
La glándula pineal tiene un papel principal en la organización circadiana de peces, anfibios, reptiles y aves, siendo fotosensitiva. En el curso de la evolución, la pineal ha pasado de ser un órgano fotosensitivo y endocrino, a ser solamente un órgano endocrino. En los mamíferos no hay evidencias neurofisiológicas de la fotorrecepción, ni parece que la pineal tenga importancia como oscilador principal, sin embargo es un componente fundamental de la regulación de las respuestas fotoperiódicas mediadas por la secreción de la hormona melatonina. La pineal de los mamíferos no es en sí misma rítmica ni fotosensitiva, pero la síntesis y liberación de la hormona melatonina es baja durante el día y se eleva durante la noche.

Algunas pruebas experimentales sugieren que la melatonina actúa en los NSQ influenciando la ritmicidad circadiana. La función mejor establecida para la melatonina en los mamíferos es la de mediar la reproducción estacional; la cantidad de horas luz es el dato que más claramente marca estaciones, siendo inversamente reflejado por la duración nocturna de la liberación de melatonina. Así, la pineal actúa como un transductor que recoge la información sobre la longitud del día desde un oscilador circadiano, que podrían ser los NSQ y transmite la información al sistema reproductor mediante su secreción hormonal.

d).- Mecanismo de retrocontrol en la regulación funcional del sistema circadiano.

Aunque las modificaciones de luz-oscuridad constituyen la señal principal para el encarrilamiento del marcapasos circadiano, otras sustancias endógenas y ciertas drogas pueden actuar sobre él sirviendo de señal sincronizadora, afectando la fase de los ritmos. Se ha demostrado que tanto la melatonina como la actividad motora influyen sobre los NSQ, modificando la actividad del oscilador: los datos obtenidos sugieren que incluso los pulsos de luz y ciertas drogas, además de influir directamente sobre los NSQ, podrían desplazar la fase de los ritmos a través de producir un aumento de la actividad (Fig. 13). (Matas, 1995)

Figura 13.- Propuesta de mecanismo de retrocontrol para la regulación del funcionamiento del sistema circadiano.



Fuente: (Matas, 1995).

4. Endocrinología de la reproducción.

Los distintos hechos que tienen lugar tanto en el ciclo estral como durante la gestación y demás procesos reproductivos están regulados por una serie de mensajeros químicos a los que denominamos genéricamente hormonas; estas sustancias proceden de distintos órganos y tejidos (denominados endocrinos) tales como la glándula pineal, las gónadas, la hipófisis (pituitaria), el hipotálamo, el útero o el propio feto. Por regla general las hormonas son liberadas a sangre, siendo a continuación transportadas hasta los lugares donde desarrollarán su acción (denominados tejidos diana), en estos tejidos las hormonas serán reconocidas por sus sitios receptores específicos, en los cuales se “liga” o “fija” por afinidad química y, finalmente, producirán los correspondientes cambios funcionales a nivel de dichos órganos diana. (McDonald, 1991; www.redvya.com)

Clasificación de las hormonas por su origen.

Por su origen las hormonas se clasifican en:

- 1.- Hormonas hipotalámicas.
- 2.- Gonadotropinas hipofisiarias.
- 3.- Hormonas esteroides y gonadales.
- 4.- Hormonas locales.
- 5.- Hormonas gonadotrópicas extrahipofisiarias.
- 6.- Hormonas de la hipófisis posterior.
- 7.- Hormonas de la glándula pineal.
- 8.- Otras hormonas.

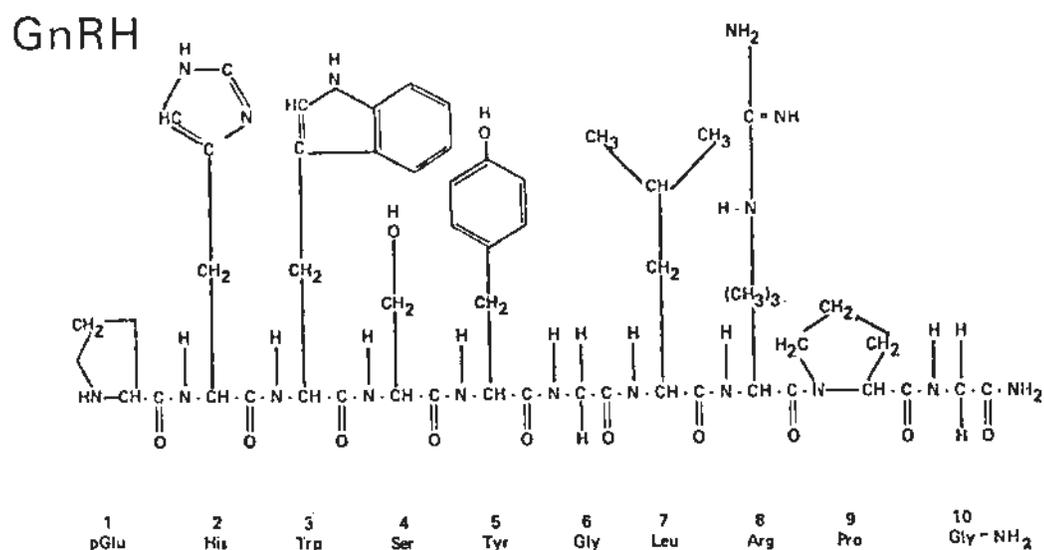
4.1. Hormonas hipotalámicas.

Las hormonas hipotalámicas (liberadoras e inhibidoras) de la liberación son sustancias que estimulan o inhiben la liberación de las hormonas adenohipofisiarias (metabólicas y gonadotrópicas). Estos factores, que se forman y son liberados en el hipotálamo, pasan por el sistema portal hipofisiario a la hipófisis para influir en la liberación de hormonas de la adenohipófisis. (McDonald, 1991)

Hormona liberadora de gonadotropinas (Factores de liberación GnRH).

La hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) es un decapeptido (Fig. 14), que controla la liberación de las dos gonadotropinas hipofisiarias, la Hormona luteinizante (LH) y la folículo estimulante (FSH); este control lo ejerce desde dos diferentes centros, el centro de control tónico y el de control preovulatorio (Cuadro 3). (Galina, 1995)

Figura 14.- Secuencia de aminoácidos de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH).



Fuente: (Hafez, 2000).

En la hembra, ambos centros son fisiológicamente importantes, ya que es necesario el nivel basal de gonadotropinas para cumplir las funciones reproductivas correspondientes, así como será igualmente importante una liberación o pico preovulatorio de las mismas para cumplir con el proceso ovulatorio.

4.2. Gonadotropinas hipofisarias.

Dos hormonas de la adenohipófisis estimulan las gónadas:

- a).- La hormona folículo estimulante (FSH).
- b).- La hormona luteinizante (LH).

a).- Hormona folículo estimulante (FSH).

La FSH es una glucoproteína, con un peso molecular de aproximadamente 29,000 Da en la cerda, 32,000 Da en la oveja y una vida media de 2 a 4 horas.

Su función es la de estimular el crecimiento (Cuadro 3). Por sí misma no causa la secreción de estrógenos a partir del folículo ovárico pero en presencia de LH estimula la producción de estrógeno por ovarios o testículos, en el macho actúa sobre las células germinales de los túbulos seminíferos; también es la encargada de la espermatogénesis hasta fase de espermatoцитos secundarios, tras lo cual los andrógenos controlan las etapas finales. (McDonald, 1991; Hafez, 2000)

b).- Hormona luteinizante (LH).

La hormona luteinizante (LH) en el macho recibe el nombre de hormona estimulante de las células intersticiales (ICSH), es una glucoproteína que tiene un peso molecular de 30,000 Da en la oveja y ganado bovino aminoácidos y tiene una vida media de 30 minutos, los efectos normales de la LH en la hembra son estimular al folículo en desarrollo hacia la maduración, producción de estrógenos, la ovulación a condición de que la FSH haya actuado ya y finalmente la luteinización de las células foliculares (de la teca interna y de la granulosa) para la formación del cuerpo lúteo (CL), y por lo tanto la producción de progesterona (Cuadro 3).

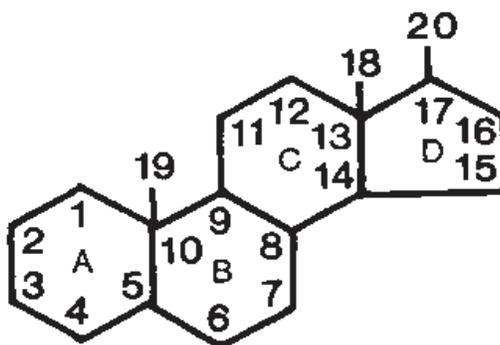
En el macho, la ICSH actúa directamente sobre las células de Leydig de los testículos, estimulando la producción de testosterona, que a su vez actúa en todo el organismo así como sobre los túbulos seminíferos. (McDonald, 1991)

4.3. Hormonas esteroides.

Las hormonas esteroides son secretadas por ovarios, testículos, placenta y corteza suprarrenal, tienen un núcleo básico común, el núcleo de

ciclopentanoperhidrofenantreno, consistente en tres anillos de fenantreno (de seis miembros) completamente hidrogenados (perhidro), designados A, B y C, además de un anillo ciclopentano (cinco miembros) designado D (Fig. 15). (Hafez, 2000)

Figura 15.- Núcleo de ciclopentanoperhidrofenantreno.



Fuente: (Hafez, 2000).

Las letras designan anillos, y los números, carbonos.

Las hormonas esteroides son:

- a).- Estrógenos.
- b).- Progesterona.
- c).- Andrógenos.

a).- Estrógenos.

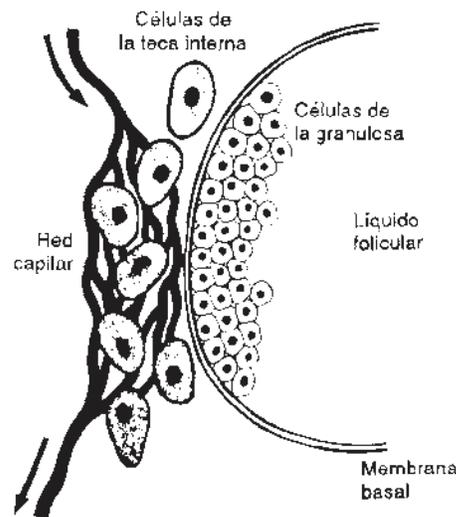
Son sustancias de origen esteroides de 19 carbonos con un hidroxilo u oxígeno en las posiciones 3 y 17; los estrógenos principales son el estradiol, estrona y estriol, siendo fisiológicamente más activo el estradiol, la estrona y estriol son otros estrógenos metabólicamente menos activos; son esteroides de 19 carbonos con un hidroxilo u oxígeno en las posiciones 3 y 17.

Varias sustancias de actividad con actividad estrogénica se encuentran tanto en el reino animal como vegetal, cuando menos ocho estrógenos son secretados por

el ovario, el estradiol es el estrógeno biológicamente activo producido por el ovario, junto con cantidades menores de estrona, excepto por la posible secreción de un poco de estriol en la fase de cuerpo amarillo del ciclo, la mayor parte del estriol y de estrógenos urinarios afines son productos de la desintegración metabólica de estradiol y estrona secretados, todos los estrógenos secretados se producen a partir de precursores androgénicos (Fig.17). (Hafez, 2000)

Los estrógenos se producen en las células de la teca interna y de la granulosa del folículo ovárico (Fig. 16 y Cuadro 3), con el control sinergista de la FSH y la LH y quizá con la influencia local de factores intrafoliculares como inhibina. (McDonald, 1991)

Figura 16.- Estructura de la pared del folículo De Graaf.



Fuente: (Hafez, 2000).

Las principales funciones fisiológicas de los estrógenos son:

- 1.- El desarrollo y mantenimiento de la estructura funcional de los órganos sexuales de la hembra mediante la estimulación de la síntesis de proteínas y de la mitosis en órganos del aparato genital femenino.

- 2.- Los caracteres sexuales secundarios de la hembra, incluyendo los cambios en la conformación y crecimiento del cuerpo, distribución de pelo y el desarrollo de la glándula mamaria.
- 3.- Los estrógenos son responsables de la inducción de la receptividad sexual al apareamiento en la hembra.
- 4.- En la retroalimentación positiva para la liberación de LH.
- 5.- Estimula la contracción del aparato genital femenino par favorecer el transporte de los gametos.
- 6.- Induce la etapa de proliferación de las glándulas endometriales.
(McDonald, 1991)

b).- Progesterona.

La progesterona es la hormona progestacional más importante producida por el cuerpo lúteo del animal cíclico y de gestación y así mismo en la placenta y por las glándulas adrenales, es transportada en la sangre en la forma de andrógenos o estrógenos por una globulina de unión, y su secreción es estimulada principalmente por la hormona luteínica. (Hafez, 2000)

En el animal cíclico, la fuente más importante de progesterona son las células luteínicas del cuerpo lúteo (Fig. 18 y Cuadro 3).

El descenso de los niveles sanguíneos de progesterona a menos de 1.0 ng/ml, en acción sinérgica con el aumento de niveles de estrógenos, provoca estro conductual en la mayoría de las especies. (McDonald, 1991)

Las funciones de la progesterona son:

- Preparar al endometrio para la implantación del embrión y el mantenimiento de la preñez.
- Inhibe la motilidad del miometrio durante la preñez.

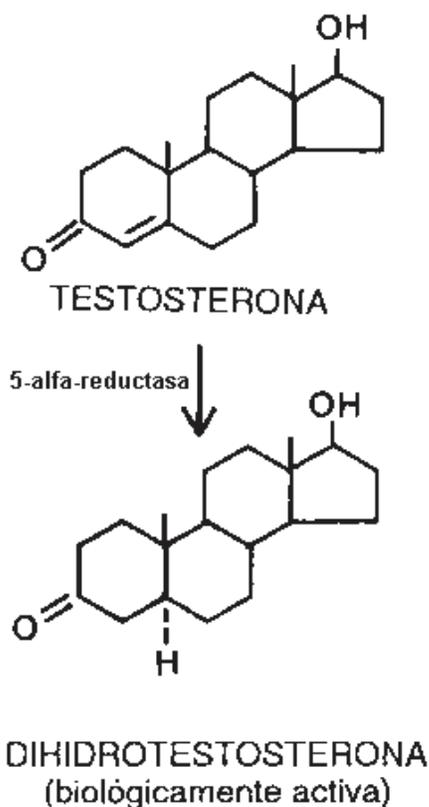
- Provoca el desarrollo del tejido secretorio (alveolos) de las glándulas mamarias. (Hafez, 2000)

c).- Andrógenos.

La testosterona (andrógenos), es sintetizada en los testículos por las células intersticiales (de Leydig) (Cuadro 3), salvo una pequeña cantidad producida por la corteza suprarrenal; como característica distintiva, en el caballo los túbulos seminíferos y el epidídimo de igual forma producen altas concentraciones de testosterona, por lo que los criadores de caballos saben, desde hace siglos, que si al castrar un caballo se le deja parte del epidídimo unido al conducto deferente, el animal tendrá el aspecto y el comportamiento de un garañón, como resultado de los andrógenos producidos por el epidídimo residual. En el garañón la elevada concentración de andrógenos resultante prolonga la vida de los espermatozoides epididimarios, más que actuar sobre las características sexuales secundarias masculinas.

Alrededor del 98% de la testosterona circulante está unida o ligada a una proteína plasmática de transporte (globulinas), el resto está libre para entrar en la célula blanco, donde una enzima (5-alfa-reductasa) presente en el citoplasma la convierte en dihidrotestosterona, la cual puede actuar sobre el receptor nuclear (Fig. 17). (Hafez, 2000)

Figura. 17.- Conversión de testosterona a dihidrotestosterona.

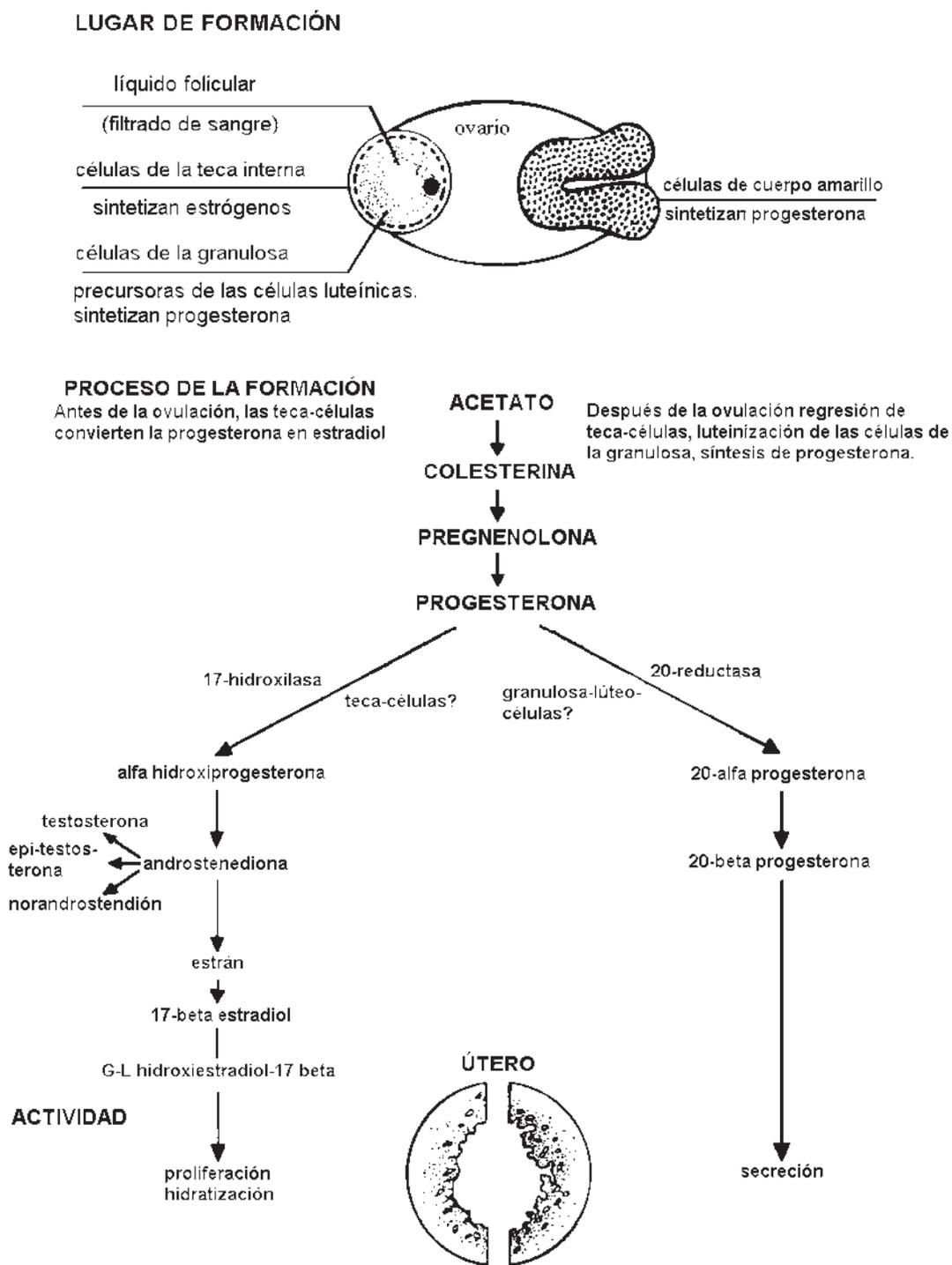


Fuente: (Hafez, 2000).

Las principales funciones de los andrógenos son:

- Estimulan las fases tardías de la espermatogénesis y prolongan la vida de los espermatozoides epididimarios.
- Promueven el crecimiento, desarrollo y actividad secretoria de los órganos sexuales accesorios del macho, como próstata, glándulas vesiculares, glándula bulbouretral, conducto deferente y genitales externos (pene y escroto).
- Son responsables del mantenimiento de las características sexuales secundarias del macho.
- Estimulan el comportamiento sexual o libido del macho. (Hafez, 2000)

Figura. 18.- Formación de las hormonas esteroides.



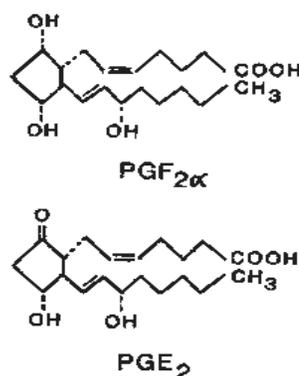
Fuente: (Holy, 1983).

4.4. Hormonas locales.

Prostaglandinas.

Las prostaglandinas son derivados del ácido araquidónico, tienen un papel importante en los procesos reproductivos. La $\text{PGF}_{2\alpha}$ y la PGE_2 (Fig. 19) son sustancias que actúan en la inducción del aborto, parto y lisis del cuerpo lúteo (Cuadro 3). La $\text{PGF}_{2\alpha}$ es producida en el útero (endometrio). (Holy, 1983)

Figura. 19.- Estructura química de $\text{PGF}_{2\alpha}$ y PGE_2 .



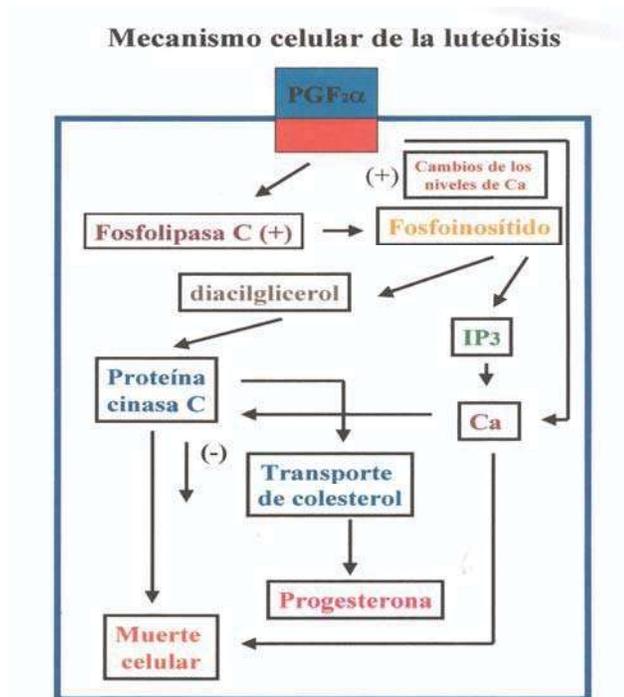
Fuente: (Hafez, 2000).

Su principal función en el manejo reproductivo es producir la lisis (destrucción) del cuerpo lúteo al final del diestro.

Existen varias teorías cerca del mecanismo de acción de esta lisis (Fig. 20):

- Por vasoconstricción de vasos útero-ováricos produciendo isquemia y muerte de células lúteas.
- Interfiriendo de manera directa en la síntesis de progesterona.
- Compitiendo con la LH por sitios receptores en cuerpo lúteo.
- Destruyendo sitios receptores para LH. (Hafez, 2000)

Figura 20.- Mecanismo celular de la luteólisis.



Fuente: (Galina, 1995).

La prostaglandina uterina en el caso de la yegua, tendrá que seguir la vía sistémica para alcanzar el ovario. (Galina, 1995)

4.5. Hormonas gonadotrópicas extrahipofisarias.

a).- Gonadotropina del suero de yegua preñada (PMSG).

Los cálices endometriales del útero del equino secretan esta hormona (Cuadro 3). Estas estructuras se forman a partir de células trofoblásticas especializadas las cuales invaden el endometrio materno, los cálices endometriales se forman a partir del día 36 de la gestación y duran hasta el día 120. Producen la PMSG la cual ocasiona crecimiento folicular en la yegua e inclusive ovulación lo cual da origen a cuerpos lúteos accesorios, estos producen progestágenos importantes para el mantenimiento de la gestación de la yegua. (Holy, 1983; Galina, 1995; Hafez, 2000)

La PMSG farmacológicamente tiene una acción predominante de FSH y menos de LH. (Galina, 1995)

b).- Gonadotropina coriónica humana (hCG).

La glucoproteína hCG consiste en subunidades alfa y beta con peso molecular de 40,000 Da. La subunidad alfa tiene 92 aminoácidos y dos cadenas de carbohidrato; es similar a la unidad correspondiente de la LH de mujer, cerda, oveja y vaca. La subunidad beta tiene 145 aminoácidos y cinco cadenas de carbohidrato. La gonadotropina coriónica humana, sintetizada por las células sincitiotrofoblásticas de la placenta de los primates, se encuentra tanto en la sangre como en la orina.

La hCG farmacológicamente tiene una acción de LH, se ha utilizado para inducir la ovulación (Cuadro 3). (Galina, 1995)

4.6. Hormonas de la hipófisis posterior.**Oxitocina.**

Es sintetizada en el núcleo supraóptico del hipotálamo y almacenada en la neurohipófisis (lóbulo posterior de la hipófisis). La oxitocina también se produce en el cuerpo amarillo, de este modo, tiene dos sitios de origen, ovario e hipotálamo (Cuadro 3).

La oxitocina tiene varias funciones:

- Contracción del músculo liso (uterino).
- Aumento de la frecuencia de contracción del oviducto para el transporte de gametos.
- La contracción de las células mioepiteliales del alveolo mamario para promover la lactopoyesis. (Hafez, 2000)

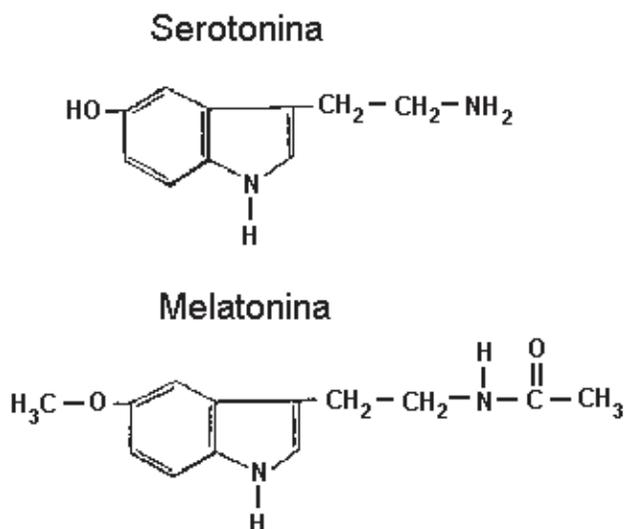
4.7. Hormonas de la glándula pineal.

Melatonina.

La melatonina es el prototipo de una familia de compuestos biológicamente activos, los metoxiindoles, que son producidos por la glándula pineal de los mamíferos (Cuadro 3).

Esta hormona es un indol metoxilado con una columna lateral de N- acetilada (Fig.21) cuya actividad biológica depende de la presencia de oxígeno, la biosíntesis de la melatonina, y de otros metoiindoles pineales se inicia con la incorporación del aminoácido triptófano de la sangre circulante, el plasma recibe moléculas de triptófano únicamente de dos fuentes: las proteínas dietéticas y la secreción de las reservas presentes en varios tejidos. (García, 1996)

Figura. 21.- Estructura química de la melatonina.



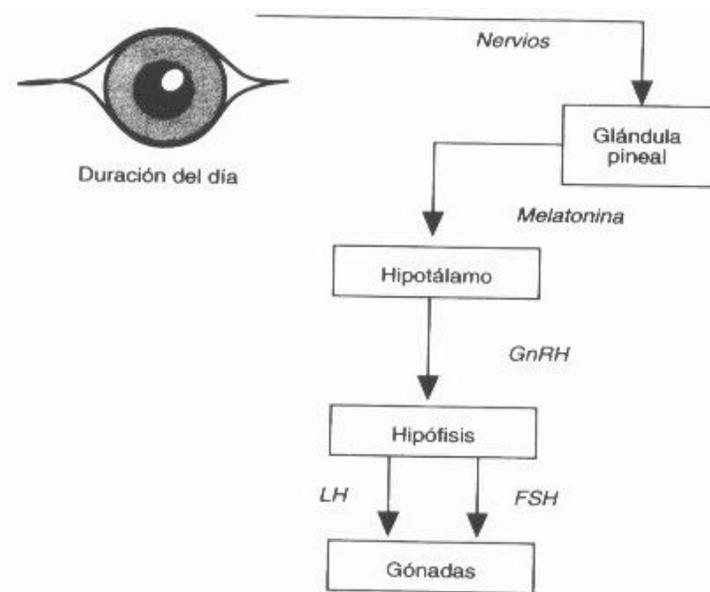
Fuente: (García, 1996).

Las acciones fisiológicas de la melatonina mejor investigadas en los mamíferos son aquellas en las que se involucra con mecanismos neuroendocrinos. Estas acciones han sido plenamente establecidas a través de experimentos que estudian la acción de la luz sobre la secreción de melatonina; así como el efecto muy importante de la hormona sobre la secreción de gonadotropinas en distintas especies animales.

Estudios *in vitro* demostraron que el aplicar melatonina al medio de cultivo de células adenohipofisarias de la rata prepúber, se produce una clara inhibición de la secreción de LH y FSH. Este efecto es menos marcado conforme se utilizan pituitarias de ratas que están cada vez más cerca de la pubertad. Se ha demostrado también que la pineal influye en el inicio de la pubertad en la rata; dicho efecto se debe a la acción inhibitoria de la melatonina sobre la liberación de LH en esta especie. La administración exógena de melatonina produce una disminución en el peso de los ovarios y reduce la presentación de estros en ratas sexualmente maduras; tales efectos se obtienen también cuando estos animales se exponen a oscuridad continua.

Comúnmente, se cree que la luz percibida por la retina manda impulsos que viajan a través del tracto óptico accesorio rostral, hasta el tracto segmental hipotalámico, y que entonces son transmitidos a la médula espinal torácica e influyen sobre el ganglio cervical craneal. Fibras procedentes de este ganglio, a través de los vasos sanguíneos, terminan en las células pineales, donde se altera la síntesis y liberación de melatonina. La melatonina probablemente actúa sobre el hipotálamo, controla la síntesis y liberación de factores que a su vez liberan las hormonas gonadotrópicas (Fig. 22). (Sisson, 1982)

Figura. 22.- Papel de la glándula pineal y de la melatonina en la reproducción.



Fuente: (Broers, 1999).

4.8. Otras hormonas.

a).- Relaxina.

La relaxina es una hormona polipeptídica consistente en subunidades alfa y beta unidas por dos enlaces disulfuro. Tiene peso molecular de 5,700 Da y es estructuralmente similar a la insulina. Pese a esta similitud, relaxina e insulina tienen diferentes efectos biológicos. La relaxina es secretada principalmente por el cuerpo amarillo durante la preñez (Cuadro 3); en algunas especies también la secretan placenta y útero.

Sus funciones son:

- Dilatar cuello uterino y vagina antes del parto.
- También inhibe las contracciones uterinas.
- Acelera el crecimiento de la glándula mamaria si se administra junto con estradiol.

b).- Inhibina.

La inhibina, una hormona proteínica, producida en las células de Sertoli en el macho y en las células de la granulosa en la hembra (Cuadro 3).

Sus funciones son:

- Inhibir la liberación de FSH por la hipófisis sin alterar la liberación de LH.
- Participa en la liberación diferencial de LH y FSH por la hipófisis. (Hafez, 2000)

Cuadro 3. Endocrinología de la reproducción.

FUENTE	NOMBRE	SIGLAS	CLASE QUÍMICA	ALGUNA(S) FUNCIÓN(ES)
Glándula pineal	Melatonina		Indolamina	-Indicador del fotoperiodo.
Hipotálamo	Hormona liberadora de gonadotropinas	GnRH	Péptidos	-Liberación de FSH y LH.
Hipófisis anterior	Hormona folículo estimulante	FSH	Proteína	-Estimula el crecimiento folicular, la espermatogénesis y la secreción de estrógeno.
	Hormona luteinizante	LH	Proteína	-Estimula la ovulación, formación y función del cuerpo lúteo y la secreción de progesterona, estrógeno y andrógeno.
Hipófisis posterior	Oxitocina		Péptido	-Estimula las contracciones uterinas, el parto y el transporte de espermatozoides y óvulos. -Facilita la eyección de la leche. -Posible efecto luteolítico.
Ovario	Estrógenos	E	Esteroide	-Promueven el comportamiento sexual; estimula características sexuales secundarias, crecimiento del aparato reproductor, contracciones uterinas y crecimiento de los conductos mamarios. -Control en la liberación de gonadotropina, estimula la captación de calcio en los huesos, tiene efectos anabólicos.
	Progestinas (progesteronas)	P ₄	Esteroide	-Actúan sinérgicamente con estrógenos en la promoción del comportamiento estral y en la preparación del aparato reproductor para la implantación. *Mantenimiento de la preñez. *Crecimiento de la glándula mamaria.
	Relaxina		Polipéptido	-Dilata el cuello uterino y vagina antes del parto y expansión de la pelvis.

Cuadro 3. Endocrinología de la reproducción (continuación)

Ovario	Inhibina		Proteína	-Inhibe la liberación de FSH.
Testículos	Andrógenos (Testosterona)		Esteroides	-Inducen el desarrollo de las glándulas sexuales accesorias y las mantienen. -Estimulan características sexuales secundarias, comportamiento sexual, y espermatogénesis. -Tienen efectos anabólicos.
	Inhibina		Proteína	-Inhibe la liberación de FSH.
Placenta	Gonadotropina sérica de yegua preñada	PMSG	Proteína	-Actividad de FSH. -Estimula la formación de cuerpos amarillos accesorios en la yegua.
	Gonadotropina coriónica humana	hCG	Proteína	-Actividad de LH.
Útero	Prostaglandinas $F_{2\alpha}$	$PGF_{2\alpha}$	Lípido	-Producen contracciones uterinas y luteólisis.

Fuente: (Bearden, 1982; García, 1998; Broers, 1999; Hafez, 2000).

5. Pubertad.

La pubertad se define como la edad en la cual las gónadas (masculinas o femeninas) adquieren la capacidad de liberar gametos.

En la hembra, la pubertad se asocia al estro y la ovulación, no obstante, para la hembra, la pubertad suele definirse como la edad en la cual muestra el primer estro o calor evidente, porque se detectan fácilmente los signos del estro. Debe señalarse que la pubertad en la hembra, como en el macho, no es un acontecimiento repentino, sino el resultado de un proceso gradual de maduración del sistema reproductor, que conduce a la madurez sexual de la hembra y su capacidad de reproducirse con éxito. (McDonald, 1991)

Se puede explicar la pubertad como la frontera entre la inmadurez y la madurez sexual, coincidiendo en la yegua con la aparición del primer celo. Es uno de los periodos críticos en la vida de la yegua reproductora desde el punto de vista del control reproductivo, ya que es la edad en la que se lleva a cabo la primera monta o inseminación que es uno de los factores que más influyen sobre la producción final de la hembra.

Normalmente aparece la pubertad en la yegua alrededor de los 15-24 meses de edad en la yegua, estas variaciones son debidas a influencias estimulantes o inhibitorias que se originan tanto en el entorno externo como en el medio interno (homeostasis) del animal y otros factores como la raza, el genotipo, estado de nutrición de la yegua y muy importante las condiciones ambientales (altitud, latitud y clima). (Hughes, 1983)

La pubertad representa la culminación de una serie de eventos reproductivos iniciados en la vida postnatal temprana. Estos eventos están bajo control endocrino y el hipotálamo parece ser el principal mediador. (Medina, 1997)

Antes de discutir esas alteraciones del ritmo normal de la maduración es conveniente considerar los cambios endocrinos que acontecen durante el periodo prepuberal. (Hughes, 1983)

5.1. Mecanismo desencadenante de la pubertad.

Dado que el mecanismo exacto que inicia la pubertad no se conoce; algunos autores han postulado varias teorías al respecto:

- 1.- Una teoría propone que el ajuste paulatino en la relación FSH y LH conduce, posiblemente al inicio de la pubertad, con el consecuente estro y ovulación.
- 2.- La teoría del gonadostato postula que durante la etapa prepuberal, el hipotálamo es sumamente sensible al mecanismo de retroalimentación de los esteroides, debido a lo cual las gonadotropinas se secretan a un nivel muy bajo. Así, explica el inicio de la pubertad como un descenso en la sensibilidad de los receptores de esteroides y un aumento en la secreción de gonadotropinas, lo cual estimula a la ovogénesis y a la ovulación. (Valencia, 1986)

Otro autor plantea la existencia de otras dos teorías más sobre la pubertad:

- 1.- La primera nos dice que el hipotálamo es muy sensible a la inhibición ejercida por hormonas esteroides gonadales; la descarga de gonadotropinas por el eje hipotálamo-hipófisis resulta inhibida por las hormonas gonadales a muy baja concentración en la sangre circulante. Al aproximarse la pubertad su sensibilidad del hipotálamo disminuye, lo que permite que aumenten las concentraciones de los esteroides gonadales en la sangre, con lo que se producen los cambios dependientes de las hormonas que se observan en la adolescencia.

- 2.- La segunda teoría parte de la base de que, puesto que el hipotálamo produce factores descargadores de gonadotropinas y la hipófisis segrega gonadotropinas antes de la pubertad, el comienzo de ésta debe estar controlado neutralmente. Es decir, antes de la pubertad los circuitos neutrales en el hipotálamo son incapaces de llevar a cabo la descarga de los factores liberadores. Así, el desarrollo de esta capacidad es lo que controla el comienzo de la pubertad.

Por lo anterior se deduce que según la revisión bibliográfica realizada se considera que las teorías más adecuadas son las dos primeras.

5.2. Mecanismos endocrinos desencadenantes de la pubertad.

Todo parece indicar que la reserva hipofisiaria de FSH y LH esta completa ya mucho antes de la pubertad, y que solo falta el mecanismo disparador del incremento de las hormonas gonadotropas que están contenidas en la adenohipófisis sin poder salir; este mecanismo controlador de la pubertad que mantienen a la hipófisis sometida es el hipotálamo, estructura que reacciona al incremento progresivo de los estrógenos, así mismo por la desaparición del efecto negativo que ejerce la melatonina, lo cual induce a la pubertad.

El mecanismo fisiológico que desencadena la pubertad parece ser que es la mayor sensibilidad hacia los estrógenos de las células nerviosas del hipotálamo, lo que provocaría una mayor liberación de GnRH, lo que conllevaría una mayor síntesis de FSH y LH por parte de la hipófisis. Ello provocaría un mayor crecimiento folicular, la maduración de los oocitos y posteriormente la ovulación y en definitiva la aparición de la pubertad. (Cunningham, 1999)

1.- Modelo de consecución de la pubertad.

A continuación se describe un modelo que indica las interrelaciones entre los principales componentes del sistema de control gonadotrópico y su posible implicación en el proceso de maduración celular. Debe advertirse que este modelo es un tanto teórico aun cuando incluye los hechos conocidos acerca de la aparición de la pubertad en las hembras.

Descripción del modelo.

En la figura 23 se presenta el sistema y las variaciones de sus operaciones interdependientes como una función del desarrollo. El sistema de control está formado por los centros cerebrales superiores, el hipotálamo, la hipófisis anterior y las gónadas. El estímulo ovárico se debe a la acción sinérgica de la FSH y LH, hormonas que inducen a la secreción de los estrógenos. El sistema está controlado por los circuitos de retrofuncionalidad de estrógenos y gonadotropinas, circuitos largos y cortos respectivamente, que condicionan el funcionamiento hipotalámico. La función ovárica depende de variables de manipulación y cambios de las propiedades gonadales (capacidad para sintetizar esteroides sexuales y para responder a las gonadotropinas).

Los centros cerebrales superiores están representados por la glándula pineal, los lóbulos olfatorios y las demás estructuras del sistema nervioso central que modulan los cambios ambientales e informan de ello al sistema de control

hipotalámico. No se indican las vías de entrada y salida de estos centros en el modelo, por cuanto es este componente el primer responsable de aquellos cambios en la maduración debidos al ambiente particular en el que el animal se desarrolla.

Por tanto, los factores ambientales como la presencia de machos, estrés, cambios de fotoperiodo y nutricionales son los que debemos de tener en cuenta para conocer sus efectos a nivel hipotalámico y la información derivada de estos centros al sistema de control gonadotrópico.

a).- Eje hipotálamo-hipófisis.

Los cambios descritos en la síntesis y liberación de gonadotropinas hipofisarias implican también cambios en la síntesis y/o liberación de las hormonas liberadoras del hipotálamo. Sin embargo, el hecho de que la FSH y la LH se liberen al torrente circulatorio al principio del periodo postnatal parece indicar que la hormona liberadora (GnRH) se encuentra presente desde los primeros estadios de la vida. Por otra parte, el sistema porta hipofisario está lo suficientemente desarrollado para transportar esta hormona hasta la hipófisis. Por tanto, parece poco probable que el desarrollo sexual en la hembra joven se retarde por falta de liberación o síntesis de GnRH, o por la capacidad de la hipófisis para responder a este factor.

b).- Gonadotropinas.

Las dos hormonas gonadotrópicas, folículo estimulante (FSH) y luteinizante (LH), son las responsables primarias de la maduración de los folículos y su subsiguiente liberación del ovario, como óvulos maduros en el momento de la ovulación. Parece evidente que el ritmo de síntesis y liberación de estas hormonas a partir de 1ª hipófisis anterior tendrá un importantísimo efecto sobre el tiempo de aparición de la primera ovulación (esto es, la pubertad).

Para la **LH** parece que hay un alto ritmo de liberación en el animal muy joven, inhibiéndose luego durante el periodo inmediatamente anterior a la pubertad; por

eso, los niveles circulantes después del nacimiento son altos, pero su contenido en la hipófisis es bajo, mientras que al final del estado prepuberal, la liberación se reduce apareciendo concentraciones más altas en la hipófisis. Finalmente en la pubertad se observa una oleada ovulatoria de LH. Esto se puede interpretar como que la síntesis de la LH se mantiene a través del periodo prepuberal, si bien esa liberación se ve contrarrestada por una influencia inhibitoria que se hace efectiva durante el tiempo que transcurre entre el nacimiento y la pubertad.

FSH, esta hormona presenta una elevación inicial postnatal seguida de un periodo de inhibición de su liberación. Sin embargo, para la FSH parece que existe también una inhibición de su síntesis ya que tanto los niveles plasmáticos como los hipofisarios descienden en la última parte del periodo prepuberal. Igualmente se considera que el contenido de la FSH hipofisaria aumenta inmediatamente antes de la pubertad; la cantidad de hormona almacenada se libera luego durante la pubertad.

5.3. Mecanismo endocrino.

1.- Maduración y papel de los distintos componentes.

Los sucesos normales que conducen a la pubertad, y los cambios fisiológicos ya descritos, permiten la división del proceso de madurez de la hembra en las siguientes fases:

- a).- Maduración de la acción de retrofuncionalidad positiva de la FSH (fase infantil).
- b).- Maduración de la acción de retrofuncionalidad negativa de los estrógenos (fase prepuberal temprana).
- c).- Cambios en el gonadostato (fase medio-prepuberal).
- d).- Maduración del circuito de retrofuncionalidad positiva de los estrógenos (última fase prepuberal).
- e).- Liberación de la LH y ovulación (fase ovulatoria).

a).- Fase infantil. Esta fase se caracteriza por la presencia de altos niveles de FSH y la evidencia demuestra que esta hormona puede tener una acción de retrofuncionalidad positiva sobre su propia secreción. Por tanto, la FSH circulante retrofunciona a los sistemas de control induciendo a la liberación de más cantidad de FSH hipofisaria por medio de modificaciones del metabolismo de la GnRH. Por otra parte, la sugerida carencia de acción estrogénica durante esta fase puede explicar la presencia de niveles, relativamente altos, de LH; sin embargo, como se cree que la LH posee una acción de retrofuncionalidad negativa sobre su propia secreción, los niveles circulantes de FSH serán relativamente mayores que los de LH en esta fase. Estos efectos se presentan en la figura 23 (a), donde se indica que solamente son los circuitos cortos los que provocan la retrofuncionalidad del sistema de control.

b).- Fase prepuberal temprana. Durante esta fase (figura 23 [b]) el circuito de retrofuncionalidad negativa de los estrógenos entra en funcionamiento con lo que decrece la liberación hipofisaria de FSH y LH. Esto ocurre cuando comienzan a hacerse activos los receptores estrogénicos del hipotálamo. El interjuego entre la acción negativa del estrógeno y la retrofuncionalidad positiva de la FSH puede explicar el descenso exponencial de los niveles de FSH circulante.

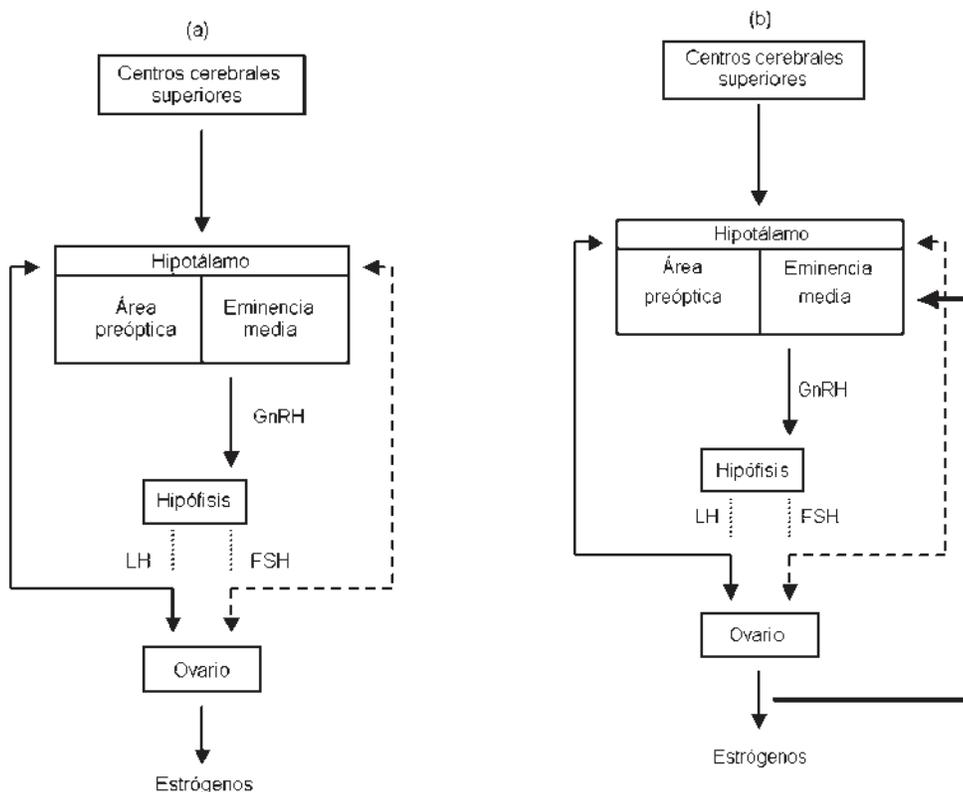
c).- Fase medio-prepuberal. Esta tercera fase presupone un cambio del nivel de referencia del circuito de retrofuncionalidad negativa de los estrógenos, de esta forma el sistema de control se hace menos sensible a los efectos inhibitorios de los esteroides. Los niveles circulantes, tanto de gonadotropinas como de estrógenos, se elevan durante esta fase dado el cambio de umbral de operación del gonadostato (figura 23 [c]).

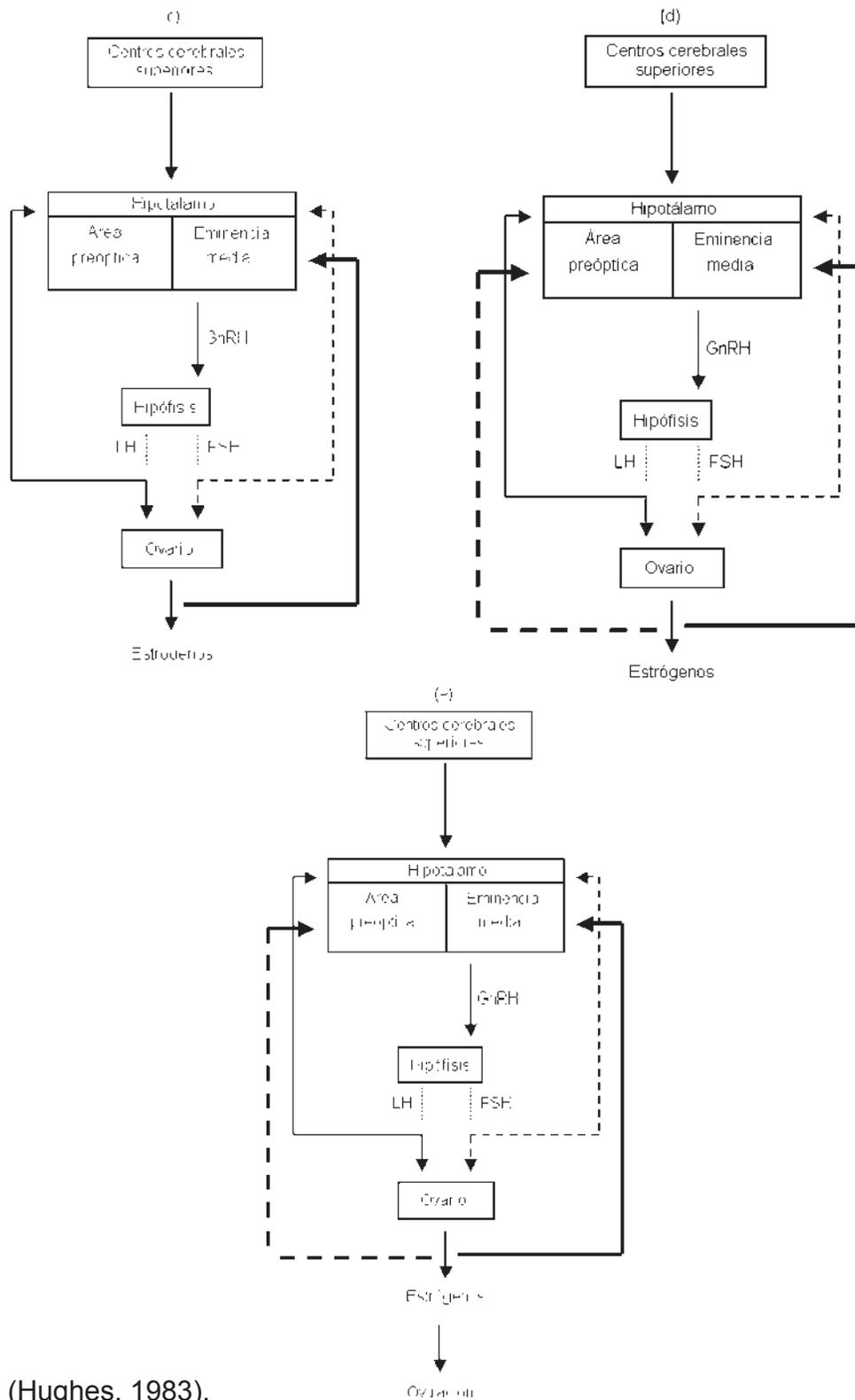
d).- Última fase prepuberal. El aumento de concentración de los estrógenos circulantes conduce a la consecución de un umbral de operación a nivel del área pre-óptica del hipotálamo anterior. Alcanzado ese umbral entra en operación la acción positiva de los estrógenos sobre la secreción de gonadotropinas. Una vez establecido este circuito de retrofuncionalidad positivo a los estrógenos, los niveles

de gonadotropinas aumentan dramáticamente, lo que produce la secreción suficiente de estrógenos para condicionar la ovulación (figura 23 [d]).

e).- Fase ovulatoria. El hecho más notorio en esta fase es la liberación de LH, facilitada por los estrógenos en presencia de progesterona. La meta final después de la oleada de LH es la ovulación. La secuencia de maduración de los distintos componentes que hemos descrito está genéticamente determinada para las distintas especies y para cada individuo. Una vez que han operado las dos primeras fases y el ovario es capaz de responder a los cambios de nivel de gonadotropinas circulantes la funcionalidad del sistema se puede inducir por diferentes estímulos y se puede iniciar la pubertad precoz. El animal responde satisfactoriamente a estímulos externos durante las postrimerías de la fase prepuberal, en cuyo momento el sistema está en condiciones de conseguir la pubertad. (Hughes, 1983)

Figura 23.- Modelo teórico de aparición de la pubertad.





Fuente: (Hughes, 1983).

5.4. Factores que favorecen la presentación de la pubertad.

1.- Nutricionales.

La nutrición es muy importante y, en algunos casos, es el factor que determina el inicio de la pubertad: la sobrealimentación acelera dicho proceso mientras que la subalimentación, la retrasa. Hay razones que permiten suponer que este hecho influye sobre el inicio de la actividad hormonal y, por tanto, ocasiones los diversos fenómenos ya mencionados. La nutrición ha variado de acuerdo con el total de nutrientes digestibles (TND), la energía, el contenido proteico y muchos otros componentes. La subalimentación prolonga el lapso que va hasta la pubertad; la sobrealimentación lo acorta. El efecto de la nutrición se correlaciona con las demás causas y debe ser considerado, en gran parte, como un aspecto ambiental.

Una ración rica en proteínas, favorece el crecimiento y por lo tanto, la aparición de la pubertad. En casos graves de deficiencia alimenticia prolongada, se detiene completamente su aparición, pues el organismo de los animales jóvenes instaura un “metabolismo de ahorro” y reduce todas las funciones que no sean absolutamente vitales, particularmente la secreción de gonadotropinas hipofisarias

Lo que primero crece es el esqueleto y es evidente que la ración baja equivalente al 60% de los nutrientes recomendados, no basta para que el crecimiento sea óptimo, mientras que los niveles normal y alto si fueron suficientes, o los animales no estacionales, un alto plano nutricional favorece una pubertad temprana. A la fecha existe muy buena evidencia de esta hecho en el bovino. Parece existir una interacción entre edad y nutrición, ya que con una buena nutrición la pubertad se alcanza a una menor edad. No obstante, una mala nutrición no previene totalmente la presentación de la pubertad, aunque si puede retardar en forma considerable. (Sorensen, 1984)

2.- Condición corporal.

La obesidad excesiva ocasionada por la alimentación a libre acceso con un alto nivel de energía, retrasa la presentación de la pubertad. Si no se mantiene ese nivel alimenticio, se afecta el potencial reproductivo de los ciclos posteriores. (Valencia, 1986)

3.- Ambientales.

Las condiciones adversas, sean de temperatura, fotoperiodo, humedad o nutrición, retrasan el momento en que se alcanza la pubertad, por lo que la temperatura y el confinamiento retrasan la pubertad.

El medio ambiente influye sobre la edad de la pubertad, principalmente a través de efectos adversos, debidos a situaciones de estrés. Entre las condiciones indeseables se encuentran los insectos, las altas temperaturas y la humedad elevada. Si bien los animales que se desarrollan en las planicies pueden escapar a las condiciones anteriores, las sequías y las tormentas de polvo llegan a ser un factor importante en cuanto a la edad que se alcanza la pubertad. Las regiones boreales y montañosas están bajo el efecto de los inviernos, si los individuos jóvenes se hallan en desarrollo y se acercan a dicha edad bajo esas condiciones, este proceso se retrasa. El fotoperiodo es el principal factor ambiental que controla el comienzo natural del estro en la estación de apareamiento, que puede modificarse, por lo tanto, mediante la aplicación de programas de iluminación artificial. (Fraser 1989; Galina, 1991)

El ambiente también afecta a los factores nutritivos, los que a su vez pueden ser favorables para que el animal joven alcance la pubertad. Otro factor que acorta la edad de la pubertad es la presencia del macho. (Sorensen, 1984)

4.- Duración del fotoperiodo.

A medida que los días se hacen más largos se acorta la edad de la pubertad. De tal manera que las hembras nacidas en primavera manifiestan la pubertad más tempranamente que las nacidas en otras estaciones. Esta relación parece estar influida por la glándula pineal, a través de la mayor o menor síntesis de melatonina.

La síntesis de melatonina se lleva a cabo durante la oscuridad, con lo que la mayor duración del fotoperiodo conlleva una reducción de la producción de melatonina. Como la melatonina es inhibidora de la síntesis y/o liberación de las gonadotropinas hipofisarias, el alargamiento de la duración de las horas de luz, produciría una reducción de la influencia inhibidora de la melatonina sobre la producción de gonadotropinas.

Aprovechando esta correlación entre duración del fotoperiodo y acortamiento de la edad de la pubertad, se puede pensar en la utilización de luz artificial suplementaria. Sin embargo, la mayor o menor eficacia de la iluminación suplementaria sobre la edad a la que se alcanza la pubertad depende de la estación del año.

Así las yegua nulíparas que reciben iluminación suplementaria (entre las 5:20 y las 8:30 y entre las 16:30 y 20:20 horas) en los meses donde hay un acortamiento en la longitud del día; alcanzan la pubertad 20 días antes que aquellas hembras que no han recibido esta iluminación suplementaria. Por el contrario, la iluminación suplementaria administrada durante periodos donde se incrementa la longitud del día, no altera la edad de la pubertad de las nulíparas.

5.- Efecto macho.

Se sabe que las señales sociales (quimiosensoriales, táctiles, visuales), ejercen efectos potentes en la función reproductiva de diversas especies. Los moruecos pueden estimular la secreción de gonadotropinas y la ovulación de la oveja en

anestro mediante señales quimiosensoriales. El efecto macho o efecto morueco implica la introducción de los moruecos con ovejas que han estado aisladas previamente de los machos durante varias semanas (al menos 3-4 semanas). El método se ha mostrado eficaz sólo en algunos periodos, especialmente inmediatamente antes del inicio de la temporada reproductiva natural, cuando la mayoría de las hembras no están cíclicas. La mayoría de las hembras ovulan en los siguientes 6 días después de la introducción del macho, aunque generalmente, la primera ovulación se acompaña de un estro silencioso (IBIT).

Una pubertad precoz es deseable para reducir los costes de producción. El primer celo aparece entre los 5 y 8 meses de edad, dependiendo del genotipo, peso vivo, estado nutricional, estación y manejo. (Sorensen, 1984)

La presencia de un semental ante unas hembras jóvenes se sabe que induce a la precocidad de la pubertad. (Hughes, 1983).

La exposición a machos maduros sexualmente (“efecto macho”), es el factor de manejo que más influye; el efecto macho es más fuerte cuando las hembras son expuestas a la visión, sonido, contacto y olor y disminuye conforme el número de sentidos estimulados. Consecuentemente, el uso del efecto macho es más grande con un contacto directo con un adulto. (Valencia, 1986)

La vista, sonidos y olores del macho, y por supuesto el contacto físico, ayudan a llegar a las hembras inmaduras a la pubertad; las señales sensoriales (oído, vista, olfato y tacto) desencadenadas por el macho, no son capaces de actuar aisladamente, sino que necesitan de la complementariedad entre ellas.

6.- Hormonales.

El estímulo hormonal comienza en el hipotálamo, donde se produce la hormona liberadora de la gonadotropina (GnRH), que estimula a la pituitaria anterior

para que se secrete hormona foliculoestimulante (FSH). Esta ultima actúa sensibilizando los testículos frente a la hormona estimulante de las células intersticiales (ICSH), las que secretan andrógenos. La combinación de todas estas interacciones da por resultado la pubertad.

El macho llega a la pubertad cuando empieza a producir andrógenos y espermatozoides, y sus reproductores han madurado, de tal suerte que el pene esta libre de su vaina y permite la copula con la hembra para preñarla.

Los andrógenos y las gonadotropinas, que se incentiva, por lo general, la separación del pene del prepucio ocurre a lo largo de un periodo prolongado, que comienzan en el momento de nacer y continuara hasta la pubertad, lo cual sucede en el toro aproximadamente a los diez meses. Los andrógenos y las Gonadotropina inician la espermatogénesis a la vez, los primeros estimulan el crecimiento del pene y de las glándulas accesorias; por ultimo aparece la libido. Los caracteres sexuales secundarios surgen rápidamente a medida que se acerca la pubertad y se eleva el nivel de andrógenos. (Sorensen, 1984)

7.- Genéticos.

La precocidad en la aparición de la pubertad varía con las especies y aún con las razas (existen razas de madurez sexual precoz y razas de madurez sexual tardía). La pubertad es más precoz en los animales domésticos que en especies salvajes. (Kolb, 1976)

La influencia genética es obvia en todos los tipos de ganado al comparar hembras de razas puras con híbridas, la pubertad se retrasa con las cruza en generales razas de mayor tamaño alcanzan la pubertad con mas lentitud que la pequeñas. Tal suposición se basa en el conocimiento de que los andrógenos disminuyen el crecimiento de los huesos largos, de modo que si la producción de los mismos es temprana, el animal será mas pequeño es decir, la acción de los genes

puede desempeñar un importante papel a través de la producción y secreción de hormonas. Los toros cruzados alcanzan la pubertad a menor edad que la del ganado de raza pura. La selección genética de los animales de gran tamaño, a lo largo de años de manipulación, retrasan los efectos hormonales, que luego afectan la edad de la pubertad, por lo tanto es factible hacer una selección para modificar la edad de la pubertad.

No debe confundirse la pubertad con la madurez sexual, ya que esta última se alcanza más tarde, cuando todos los siguientes están funcionando al máximo. Una característica clave de todo el proceso es un incremento progresivo en la cantidad de estrógeno requerido para mantener refrenada la secreción pituitaria de LH, este efecto inhibitor es mediado por el hipotálamo y , como era previsible, la pubertad precoz puede incluirse en varias especies por lesiones hipotalámicas localizadas adecuadamente. (Sorensen, 1984)

En general las razas pequeñas razas experimentan la pubertad a una edad temprana; las perras de raza pequeña tienen su primer celo algunos meses antes que la raza grande. En general un tamaño corporal menor significa procesos fisiológicos más acelerados. (Galina, 1995)

8.- Consanguinidad.

La consanguinidad ocasiona un retardo en la edad a la que se presenta la pubertad. El efecto de heterosis que se obtiene con la hibridación acelera la presentación de la pubertad. En las cerdas híbridas, la pubertad ocurre a los 228 días y en las líneas puras se presentan a los 243 días. (Valencia, 1986)

La pubertad se retrasa con las cruzas consanguíneas y se acorta mediante las cruzas entre razas. El efecto de la raza sobre la pubertad queda demostrada mediante la comparación de las que son pequeñas con las razas mayores. Según parece, los animales de raza pura alcanzan la pubertad más tarde que los cruzados,

y las razas pequeñas lo logran antes que las grandes, de lenta, maduración. Estas afirmaciones deberán ponderarse en relación con los efectos de las hormonas, la nutrición y el ambiente, antes de hacer cualquier predicción en canto a la edad o peso en cuanto a la edad o peso en que se llega a la pubertad. Efectos sobre la pubertad, que da demostrado mediante la comparación de las que son pequeñas con las razas mayores. (Sorensen, 1984; Galina, 1995)

9.- Factores estacionales.

En la oveja estacional, la edad a la pubertad puede ser controlada hasta cierto punto por la presentación de la estación reproductiva, por ejemplo, las ovejas nacidas en la primavera temprana muestran su primer celo en otoño del mismo año. Por otro lado las ovejas nacidas en la última parte de la primavera o verano temprano no mostraran el primer celo hasta ala estación reproductiva del año siguiente. Aparentemente, si el eje hipotálamo-hipófisis-ovario se encuentra lo suficiente desarrollado, la pubertad se puede iniciar una temprana edad. Si el estímulo de la estación reproductiva pasa, tendría que transcurrir todo el año antes de que ocurra otro periodo de estimulación. (Galina, 1995)

10.- Prácticas de manejo.

En las prácticas de manejo que influyen en la presentación de la pubertad se encuentran el transporte y la agrupación. Cría en aislamiento, un ejemplo las cerdas criadas en locales individuales muestran un retraso en la presentación de la pubertad. (Valencia, 1986)

11.- Estación.

Las yeguas son reproductoras de días largos, su estación se inicia a mediada que aumenta la proporción de luz diurna a oscuridad y termina cuando los días se acortan, existe evidencia de que la presentación de la pubertad en la cerda varía de

acuerdo con la estación del año en que haya nacido. En el hemisferio norte, las cerdas nacidas en la primavera llegan a la pubertad antes que las nacidas en otras estaciones del año. (Valencia, 1986)

Los factores climáticos influyen en la interacción entre temperatura, humedad, variación diurna y fotoperiodo. (Hafez, 2000)

12.- Temperatura.

Las variaciones de la temperatura afectan el comienzo de la pubertad, solo se ha podido demostrar que asociados al fotoperiodo los descensos de la temperatura favorecen el comienzo de actividad sexual. Las temperaturas veraniegas conducen a una reducción de la fertilidad y por lo tanto las temperaturas moderadamente frías pueden aumentar la capacidad reproductora.

El aumento de las horas luz da por resultado un adelantamiento de la pubertad mientras que el aumento de la temperatura retarda la aparición de la madurez sexual. Además, existe la evidencia de que los efectos de la temperatura están mediados por la corteza adrenal, dado que la hormona adrenocorticotrópica deprime el crecimiento

13.- Factores sexuales.

Las hembras, en todas las especies alcanzan la pubertad más temprano que los machos, esta diferencia es de 2 a 4 meses en bovinos y equinos y de varias semanas en especies más pequeñas. La razón de este hecho es incierta, aunque el origen probablemente resida en los altos centros del sistema nervioso. (Galina, 1995).

14.- Enfermedades.

Las enfermedades infecciosas, parasitarias y carenciales alteran el desarrollo corporal y puede retrasar la presentación de la pubertad en las especies domésticas. (Valencia, 1984)

15.- Otros factores.

Entre las nuevas ideas sobre la fisiología de la reproducción, una de las más interesantes sugiere que los procesos que se producen *in útero*, o en el momento del nacimiento, pueden ejercer profundas influencias sobre el rendimiento reproductor en la pubertad e incluso en la vida adulta.

Se desconoce la importancia de estos factores en los animales domésticos, pero pueden estar relacionados con el desarrollo de estados en los que se presentan quistes ováricos (tales como la ninfomanía en las vacas, alteraciones en la velocidad del crecimiento, especialmente en aquellas especies en las que los machos crecen más rápidamente que las hembras), y con variaciones en el momento en que se alcanza la pubertad. (Dukes, 1981)

6. Ciclo estral.

El ciclo estral se define como el periodo que va desde una ovulación hasta la siguiente, acompañada de signos de celo y/o concentraciones plasmáticas de progesterona inferiores a 1 nanogramo por mililitro.

De acuerdo con esta definición, la ovulación se utiliza como la división entre un ciclo y el siguiente. La misma se basa en que es un acontecimiento específico, que sucede en un lapso breve (minutos), en contraposición a lo que ocurre con el estro, que constituye un cambio gradual del comportamiento y que sucede en periodos mas prolongados (días). (Neely, 1990)

Durante el ciclo estral se lleva a cabo una secuencia de eventos repetitivos que preparan a la yegua para la fecundación. La duración promedio del ciclo estral de la yegua es de 21 ± 2 días (se consideran ciclos normales de 19 a 23 días). El ciclo se puede dividir en dos etapas, una de receptividad sexual denominada estro y que dura entre 5 y 7 días, y la etapa de diestro o fase lútea, que tiene una duración promedio de 14 ó 15 días durante la cual la yegua no acepta al garañón debido a que tiene un cuerpo lúteo productor de progesterona. (Boeta, 2001 a)

El comportamiento reproductivo por las manifestaciones del ciclo estral de la yegua se puede clasificar en:

- 1.- Poliestro estacional.
- 2.- Poliestro verdadero.

6.1. Poliestro estacional.

Desde el punto de vista de la reproducción, las yeguas en ambos hemisferios son denominadas como hembras poliéstricas estacionales. La duración de la exposición a las horas luz (fotoperíodo) es el factor primordial que controla la actividad ovárica estacional. Los periodos de luz diurna prolongados, tal como sucede en el verano (de 15 a 16 horas) estimulan la actividad ovárica, mientras que los periodos de luz diurna cortos (de 9 a 10 horas) inhiben a aquella. La luz actúa a través del eje pineal-hipotálamo-hipófisis para regular la liberación de gonadotropinas (LH y FSH), que controlan la actividad ovárica estacional.

Estas yeguas poliéstricas estacionales despliegan su actividad ovulatoria cíclicamente, en general a fines de primavera, verano y principios de otoño (en nuestro país de febrero a julio). En los meses de invierno, dichas hembras entran en un periodo anovulatorio no cíclico, llamado anestro invernal.

Durante el invierno los niveles de FSH son bajos o irregulares, pero en la primavera comienzan a aumentar para inducir a la hembra al ciclo estral, debido al incremento de las horas-luz; este comportamiento inicial se manifiesta en forma irregular, observándose que el 1er y 2do ciclo estral pueden ser anovulatorios, acompañados con insuficientes manifestaciones externas del celo.

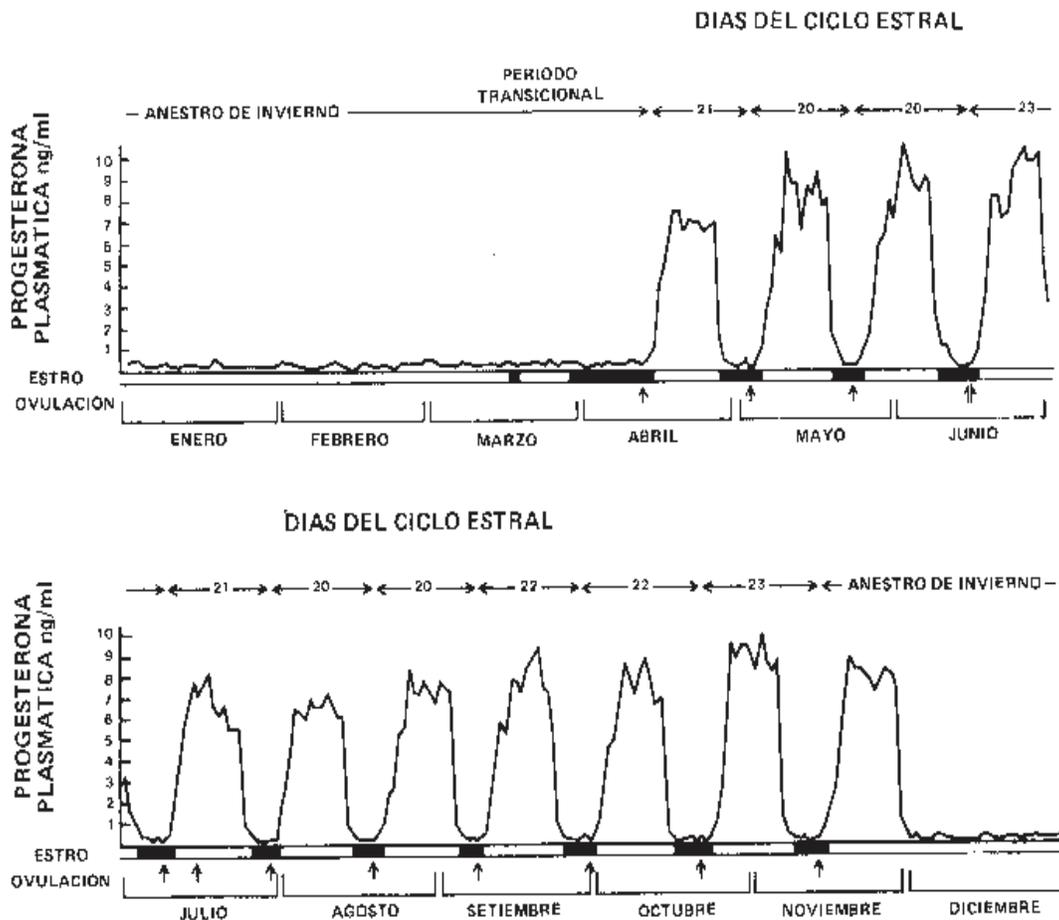
Cuando la estación ovulatoria comienza, el modelo normal bimodal de cada 10 días para la secreción de FSH se cumple. La FSH será liberada de una manera bimodal, aún cuando se produzca la gestación, hasta el final de la estación

reproductiva cuando la exposición a la luz decrece. Cuando comienza la declinación de las horas-luz, los picos de FSH se vuelven simples e irregulares a los niveles basales de anestro.

Durante los meses invernales, la concentración de LH permanece en niveles basales, pero realiza un rápido aumento a medida que la estación reproductiva se aproxima, sucediendo entonces la primera ovulación. La LH continúa su modo de secreción cíclica asociada con la ovulación, hasta fines de la estación, cuando se aproxima el anestro invernal. Probablemente el nivel insuficiente de LH juegue un papel importante en la causa del anestro invernal de la yegua. El cuerpo lúteo funcional del último ciclo estacional tiende hacia su regresión, pero la siguiente ovulación no ocurrirá para iniciar un nuevo ciclo, dado que no hay suficiente concentración de LH. Debe hacerse notar que durante la preñez las concentraciones de LH bajan a niveles basales, lo contrario de lo que ocurre en la yegua vacía, que comienza a aumentar sus concentraciones a partir del día 18 del ciclo estral.

La figura 24 representa el perfil diario de las concentraciones de progesterona en una yegua poliéstrica estacional en el hemisferio norte. Esta yegua tuvo ciclos normales desde abril hasta noviembre y durante el invierno (diciembre a marzo) permaneció en anestro invernal. El anestro invernal se demuestra por los valores basales continuos de progesterona, que son indicativos de ovarios inactivos durante el periodo anovulatorio. Estos ovarios son pequeños, fibrosos y no contienen estructuras foliculares o lutéales. La yegua generalmente pasa al periodo de anestro invernal, debido a una falla en la ovulación, seguida de una regresión normal del cuerpo lúteo (Fig. 24). Cuanto más alejada esté una yegua del ecuador, más largo será su anestro invernal. (Neely, 1990)

Figura 24.- Concentraciones diarias de progesterona plasmática en una yegua poliéstrica estacional, en el hemisferio norte.



Fuente: (Neely, 1990).

El largo del ciclo estral está indicado en la parte superior de las gráficas. Las barras horizontales oscuras, netas, representan el periodo de receptividad sexual o estro, y las flechas verticales indican la ovulación. El anestro invernal ocurrió con ovarios inactivos desde diciembre hasta marzo. Un estro prolongado, dividido, asociado a un aumento de la actividad folicular, ocurrió durante el periodo transicional. Ciclos estrales normales, de 20 a 23 días, sucedieron desde abril hasta noviembre. En julio se presentó una ovulación diéstrica.

En primavera, cuando el anestro finaliza, el comportamiento de la hembra en presencia de un macho cambia gradualmente desde un franco rechazo hasta varios grados de receptividad sexual. A menudo un periodo de estro prolongado o celos divididos sucede antes que la primera ovulación señale el comienzo de la estación reproductiva. Este periodo de estro irregular o de receptividad prolongada, el cual

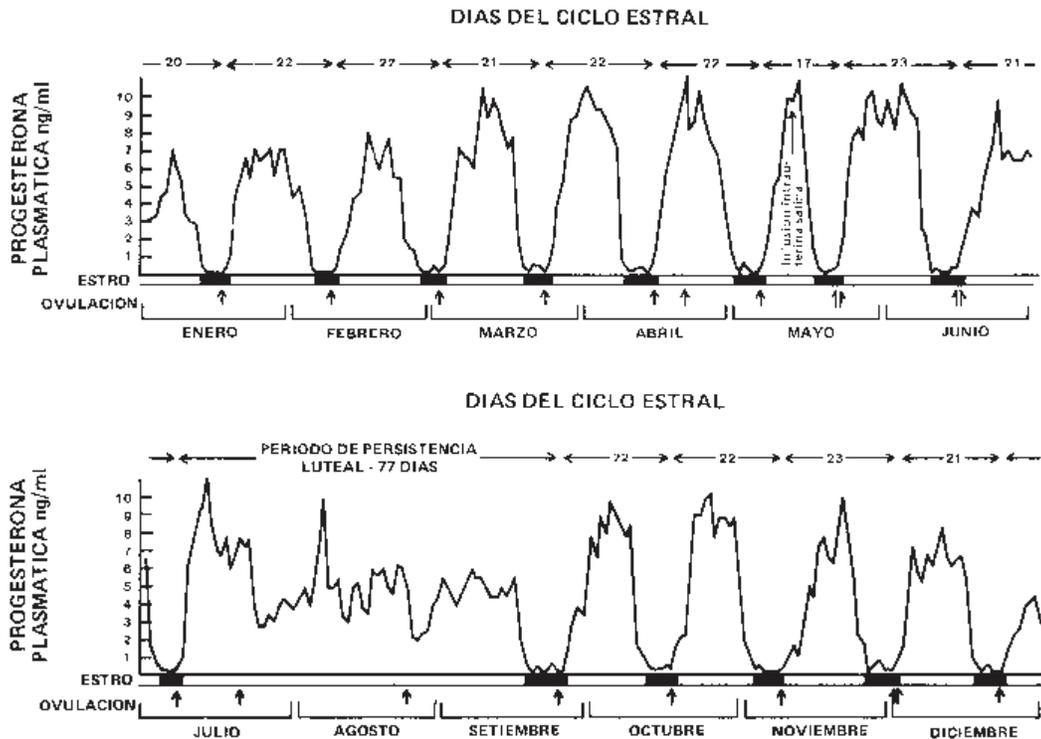
ocurre al comienzo de la primavera, se llama periodo transicional. En este momento los ovarios comienzan a desarrollar folículos muy pequeños, de 10 a 25 mm de diámetro. Los ovarios son más grandes que los que aparecen durante el anestro invernal y a la palpación rectal presentan un aspecto lobulado, asociado a una mayor actividad folicular. El comportamiento estral es errático e inconsistente durante el periodo en que los folículos transicionales se desarrollan. Los folículos continúan creciendo y regresan, mientras que folículos más grandes aparecen y se asocian con un estro más largo y más intenso. Finalmente, un folículo continúa su desarrollo hasta su ovulación (Fig. 24).

6.2. Poliestro verdadero.

En el hemisferio norte, del 75 a 80% de las yeguas muestran un comportamiento de tipo poliéstrico estacional, mientras que de un 20 a 25% tiene comportamiento de tipo poliéstrico continuo, presentando celos durante todo el año. El porcentaje de yeguas que tienen un comportamiento poliéstrico continuo verdadero aumenta a medida que las acercamos al ecuador.

En la figura 25 se enseñan los perfiles de progesterona plasmática en yeguas poliéstricas continuas verdaderas. Las concentraciones de progesterona continúan de una manera cíclica durante los meses de invierno, lo que indica que la FSH y la LH continúan secretándose activamente durante todo el año. Se dice que en las yeguas hay una variación individual en su sensibilidad a la exposición a la luz decreciente, sobre todo en aquellas poliéstricas continuas verdaderas en el hemisferio norte. (Neely, 1990)

Figura. 25.- Concentraciones plasmáticas diarias de progesterona, de una yegua políestrica verdadera y continua.



Fuente: (Neely, 1990).

El largo del ciclo estral se indica en la parte superior de la gráfica. Las barras horizontales oscuras netas representan el estro y las flechas verticales la ovulación. Los ciclos estrales continuaron durante todo el año. Las variaciones de los ciclos incluyeron doble ovulación (mayo, junio y diciembre), ovulaciones diéstricas (abril, julio y agosto), cuerpo lúteo persistente (julio a septiembre) y acortamiento del ciclo (mayo) debido al afecto luteolítico de infusiones intrauterinas del día 7.

6.3. Endocrinología del ciclo estral.

1.- Control nervioso de la función hipofisiaria.

La luz es un estímulo externo que afecta los ovarios por medio de mecanismos neuroendocrinos. Los conocimientos actuales indican que aumentando la duración a la exposición a la luz, la retina del ojo inicia un estímulo nervioso, que es transmitido vía nervio óptico, pero separado de las fibras comunes de la visión, éste estímulo nervioso atraviesa el ganglio cervical superior y llega a la epífisis

(glándula pineal), ésta se ubica profundamente entre los dos hemisferios cerebrales y actúa como un transformador que convierte el impulso nervioso que ingresa en una descarga hormonal, la hormona epifisaria (melatonina, o una sustancia afín), ejerce en efecto depresivo o antigonal sobre los ovarios, la tasa de síntesis o liberación de esta hormona parece estar relacionada en forma inversa con la duración del fotoperiodo.

Esto es, que aumentando la exposición a la luz resulta en una disminución de la liberación de melatonina, y viceversa (Fig. 22). La melatonina exógena ha demostrado deprimir la cantidad de GnRH en el hipotálamo de la yegua. También se demostró que la glándula pineal en la yegua produce más cantidad de melatonina durante los meses de invierno, que es cuando la cantidad de horas-luz es menor.

En los animales de laboratorio, las temperaturas extremas, el estrés y el descenso del nivel de alimentación, han demostrado estimular la función pineal. Estos mismos efectos pueden también causar disminución de la función ovárica en las yeguas, debido al efecto antigonal de liberación de la hormona pineal.

De esta manera, la glándula pineal y su hormona parecen tener influencia sobre el hipotálamo, que es el sitio de liberación y producción del GnRH. Con la disminución de la influencia pineal, como resultado de un incremento de la cantidad de horas-luz, es liberada más GnRH hipotalámica. Esta entra en un sistema vascular portal en la eminencia media del cerebro y de ahí es transportada a la adenohipófisis. El GnRH hipotalámica promoverá la liberación de FSH y LH por la hipófisis. La FSH y la LH entran en circulación y controlan el desarrollo folicular, la ovulación y la formación del cuerpo lúteo en los ovarios.

Trabajos realizados en los primates indican que la frecuencia útil de las pulsaciones de GnRH hipotalámica liberada, controlan cuál de las dos gonadotropinas adenohipofisarias será liberada. Una alta frecuencia bursátil de

GnRH causará liberación de LH, mientras que una baja frecuencia bursátil de la primera causará liberación de FHS. (Neely, 1990)

La mayoría de las yeguas ciclan y presentan actividad sexual solamente en la primavera y verano (temporada reproductiva), aunque algunas yeguas presentan actividad reproductiva en el otoño y el invierno. Debe tomarse en cuenta que durante la época de inactividad ovárica algunas yeguas presentan comportamiento estral a pesar de no tener desarrollo folicular significativo, por lo que se trata de estros infértiles anovulatorios. Este comportamiento durante la época de anestro se debe principalmente a la ausencia de progesterona más que a la presencia de estrógenos.

Al acercarse la época reproductiva, y conforme aumentan las horas luz, el porcentaje de yeguas con actividad ovárica se incrementa gradualmente. Entre el período de inactividad ovárica y el de actividad ovárica cíclica plena, la mayoría de las yeguas pasan por un período de transición caracterizado por el desarrollo de folículos persistentes, los cuales crecen hasta un cierto tamaño, permaneciendo en los ovarios durante muchos días o inclusive durante varias semanas sin llegar a ovular. Estos folículos persistentes desaparecen espontáneamente al establecerse más firmemente el período de actividad ovárica, ya que eventualmente el desarrollo folicular culmina con la primera ovulación de la temporada reproductiva, a partir de la cual la mayoría de las yeguas ciclarán a intervalos regulares hasta que queden gestantes o termine la época reproductiva al comenzar a acortarse la longitud del día. (Boeta, 2001 a)

2.- Hormona foliculoestimulante (FSH).

Durante la estación reproductiva en la yegua (Fig. 26) existen en cada ciclo estral dos picos de FSH, separados por 10 a 11 días de intervalo, el primer pico de FSH se presenta cerca del final del celo y coincide con el pico de LH, que se asocia teóricamente con la maduración final y la ovulación del folículo, este primer pico de FSH estaría relacionado con el inicio del desarrollo de varios folículos pequeños (de

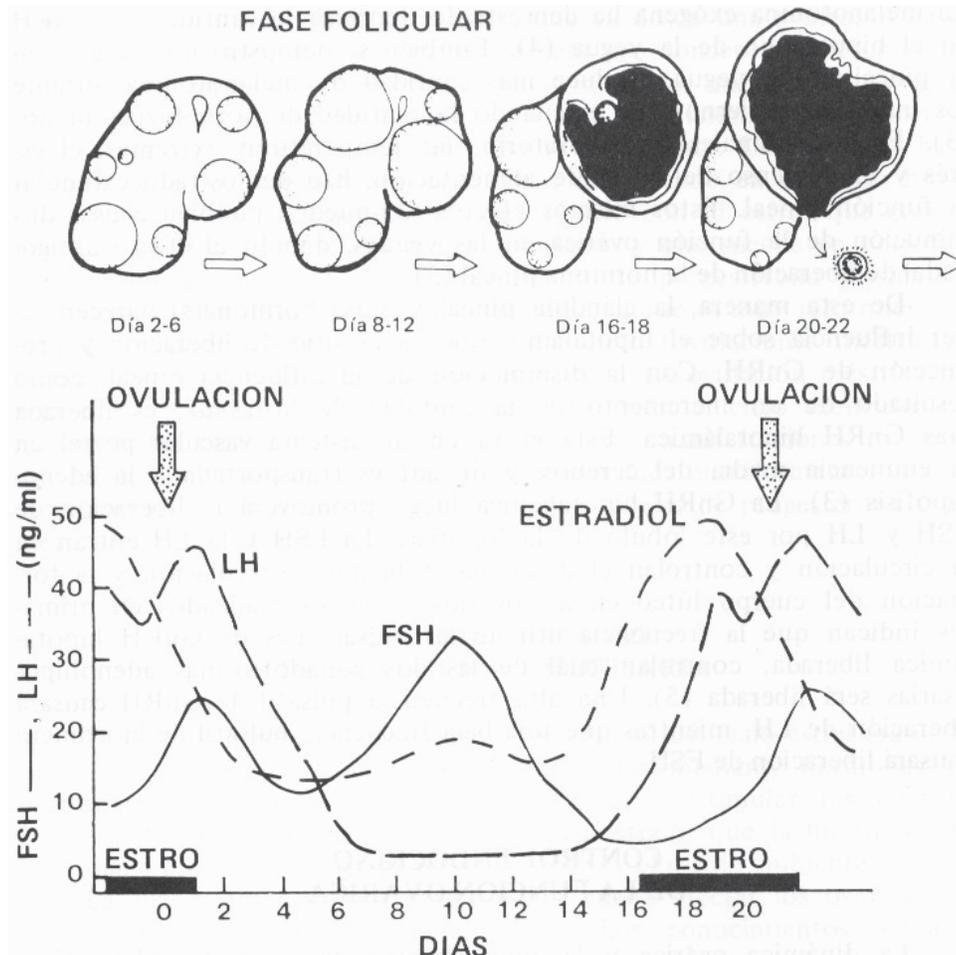
2 a 10 mm de diámetro), y la segunda onda de FSH, que sucede en la mitad del diestro (día 8 a 12), estimularía a 5 ó 6 de estos folículos (de 10 a 30 mm de diámetro) hasta su maduración final.

Durante el inicio del celo (días 16 a 18), 3 ó 4 folículos de 25 a 30 mm de diámetro o más grandes están presentes y uno de ellos ovulará, mientras que los restantes se atresian.

Mediante palpación rectal es posible comprobar que las tres ondas de crecimiento folicular coinciden con los dos picos de FSH descritos, se ha postulado que la segunda onda folicular no tiene origen en la primera, sino que son dos grupos autónomos de folículos. Algunos autores proponen la teoría, que establece que hay dos grupos de folículos que sufren un desarrollo secuencial en los ovarios al mismo tiempo, pero están separados por intervalos de 10 a 12 días.

Un grupo alcanza el estado de LH-dependiente alrededor del día 16 a 18 del ciclo, cuando la LH está aumentada, y por lo tanto éste será el grupo que continuará su desarrollo. El otro grupo folicular logra su estado LH-dependiente, entre los días 5 y 7 del ciclo, y como la LH no está disponible en ese momento, se atresian. (Neely, 1990)

Figura. 26.- Diagrama del desarrollo folicular y ovulación en yeguas en relación a las concentraciones de hormonas gonadotrópicas en suero (FSH y LH) y estradiol durante los 21 días del ciclo estral.



Fuente: (Neely, 1990).

La flecha vertical representa el momento de la ovulación y la barra horizontal, la duración del estro. El día 0 es el día de la ovulación. Las fluctuaciones de la concentración de estradiol, corresponden a lo señalado en la curva.

Tal como se muestra en la figura 26, varios folículos comienzan a desarrollarse entre los días 2 y 6 del ciclo estral, en asociación con la primera onda de FSH. Por la mitad del ciclo (día 8 a 12), unos pocos folículos han madurado, en asociación con la segunda onda de FSH, lo que ocurre en la mitad del diestro. Alrededor del día 16 a 18 (proestro), pocos folículos, mayores de 25 mm de diámetro, están presentes en los ovarios, y uno de ellos dominará sobre los otros (Fig. 27). El folículo dominante

del ciclo estral, destinado a ovular, tiene una membrana o capa granulosa de aspecto vellosa y rosado, bordeando el antro folicular. Los folículos remanentes tienen una capa granulosa pálida y avascular. (Neely, 1990)

Figura 27.- Ovario de yegua al final del estro, con varios folículos protuyendo en la superficie.



Fuente: (Neely, 1990).

Se observan las salientes en la fosa de ovulación de un gran folículo dominante, de 55 mm de diámetro, próximo a ovular. El área ligeramente azul de la fosa es el sitio por el cual el folículo se está adelgazando y pronto se romperá.

Se piensa que la maduración final del folículo preovulatorio o su liberación de la atresia está relacionada con el comienzo de la onda de LH, entre el día 16 y 17, en el que la FSH está en su concentración más baja (Fig. 26).

3.- Hormonas foliculares (estrógenos).

Poco antes del pico de LH, hay un incremento en la concentración de estrógenos sanguíneos (Fig. 26), la fuente de estradiol son las células de la teca interna de los folículos maduros. Cuando la concentración de estrógenos está elevada, en ausencia de concentraciones altas de progesterona, provoca el comportamiento de celo.

Los picos de estradiol séricos se presentan durante los dos días previos a la ovulación, y caen a niveles basales dos días después de ella. Se piensa que el aumento en la concentración de estradiol tiene un efecto de retroalimentación positiva a nivel de la hipófisis, provocando la liberación de LH.

El estradiol aumenta rápidamente entre los días 12 y 14 del ciclo estral con un pico alto justo antes de la ovulación. También observaron ondas de crecimiento folicular y producción de estradiol durante los días 2, 12, 22 y 32, y sugirieron, ya en aquel momento, la posibilidad de una liberación cíclica de gonadotropinas, alrededor del día 10. Se ha visto también que otra hormona diferente del estradiol se puede producir en el folículo.

Se observa un efecto depresivo sobre las concentraciones plasmáticas de FSH da por la presencia de una hormona proteica en el liquido folicular equino, que se llama inhibina o foliculoestatina.

4.- Hormona luteinizante (LH).

La concentración de LH que se presenta en concentraciones bajas entre los días 6 y 15 del ciclo, comienzan a aumentar cerca del inicio del estro (día 17), haciendo un pico máximo dos días después de la ovulación y luego declina lentamente debido a que tiene una vida media prolongada, alcanzando sus concentraciones basales aproximadamente el día 5 ó 6 del ciclo. La onda de LH comienza a aumentar una vez que las concentraciones séricas de progesterona caen, indicando esto que la progesterona podría tener un efecto de retroalimentación negativa sobre la LH, contraponiéndose al efecto de retroalimentación positiva causado por el estradiol sobre la LH.

5.- Ovulación.

La onda de LH está directamente asociada con la maduración final del folículo preovulatorio y el inicio de la ovulación. El proceso ovulatorio involucra un complejo de interacciones de la LH con el AMP cíclico, prostaglandinas y enzimas proteolíticas.

Los folículos aumentan en general de tamaño cerca de 5 mm por día de diámetro, previo a la ovulación. Las yeguas que pesan entre 400 y 550 kilos, a menudo ovalan folículos que miden de 45 a 60 mm de diámetro, mientras que yeguas más pequeñas, que pesan entre 250 y 350 kilos ovularán folículos más chicos, de 35 a 40 mm de diámetro.

La yegua solamente ovula a través de la fosa de ovulación (Figs. 2 y 27), que se halla localizada en el borde cóncavo o ventral del ovario. A medida que la ovulación se aproxima, las fimbrias del oviducto se expanden y cubren la fosa de ovulación, facilitando la entrada del oocito en el oviducto.

La proximidad de la ovulación puede detectarse por medio de la palpación rectal, apreciándose un reblandecimiento del folículo antes de su ruptura, pero este hallazgo no es determinante.

Es frecuente que las yeguas muestren dolor en el sitio del folículo recientemente ovulado, probablemente asociado con un cambio brusco en la tensión del peritoneo parietal que rodea a la fosa de ovulación.

6.- Cuerpo lúteo y progesterona.

El aumento prolongado de la LH, que causa la ovulación, también estimula a las células de la granulosa para que se transformen en células luteínicas, que invaden y proliferan en el coágulo producido en la cavidad folicular, luego de la ovulación, para así formar el cuerpo hemorrágico (Fig. 28). (Neely, 1990)

Figura 28.- Ovario de la yegua seccionado longitudinalmente.



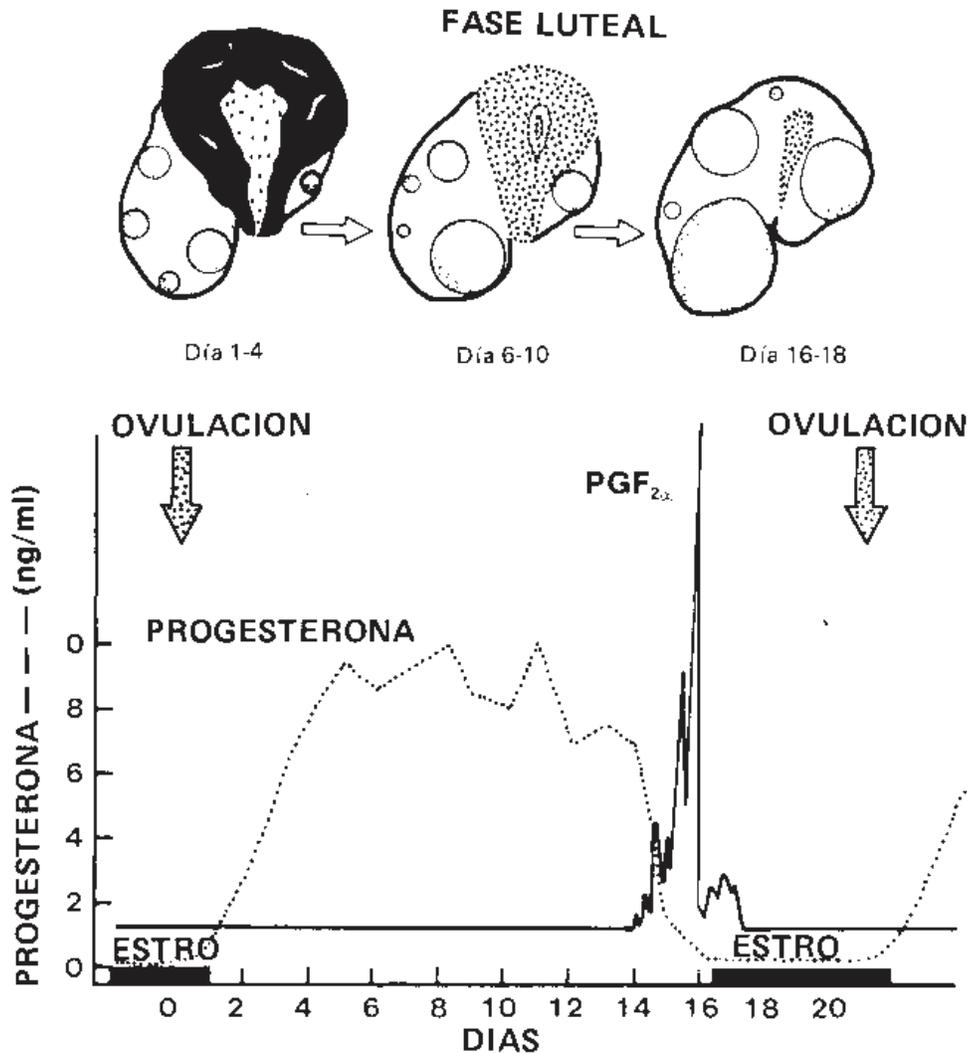
Fuente: (Neely, 1990).

Se puede observar un cuerpo hemorrágico un día después de la ovulación. Líneas pálidas de tejido luteal proliferan desde la periferia del cuerpo hemorrágico. También está presente un folículo atrésico, con su membrana pálida y avascular.

El esquema de la figura 29 ilustra el cuerpo hemorrágico durante los días 1 a 4 luego de la ovulación. Esta estructura comienza a producir progesterona y cuando la concentración en sangre de esta hormona alcanza un nivel superior a 1-2 ng/ml, el diestro se inicia y termina el comportamiento asociado al celo.

La concentración de progesterona va aumentando paulatinamente, alcanzando su máximo nivel al día 6 y estabilizándose en una meseta. A medida que madura el cuerpo lúteo, el coágulo sanguíneo va siendo reemplazado por las células luteínicas, lo que provoca la disminución de su tamaño y el cambio de color, que se vuelve más pálido. (Neely, 1990)

Figura 29.- Diagrama del desarrollo y regresión del cuerpo lúteo en la yegua, en relación a las concentraciones de progesterona y $PGF_{2\alpha}$, durante los 21 días del ciclo estral.



Fuente: (Neely, 1990).

La flecha vertical indica el momento de la ovulación y la barra horizontal, la duración del estro. El día 0 es el día de la ovulación. La concentración de $PGF_{2\alpha}$ no presenta variaciones significativas en las diferentes yeguas.

El cuerpo lúteo del día 4 al 5 tiene consistencia blanda, esponjosa y elástica y es un poco más pequeño que el folículo que lo originó. También su superficie es irregular, lo que lo diferencia de la superficie de un folículo maduro, que es lisa y redondeada. El cuerpo lúteo entre los días 6 y 10 puede ser palpado por vía rectal

siempre que se efectúen exámenes regulares, de manera de registrar su ubicación y tamaño en el ovario. Entre los días 8 y 10 el cuerpo lúteo se ha contraído, hundiéndose en el estroma ovárico, produciendo al tacto una sensación de firmeza esponjosa.

El cuerpo lúteo maduro continúa produciendo progesterona a altas concentraciones (8 a 10 ng/ml), hasta aproximadamente el día 14 a 15 del ciclo. A partir de este momento el cuerpo lúteo comienza su luteólisis en respuesta a la acción de la $\text{PGF}_{2\alpha}$, que se libera desde el endometrio. La progesterona disminuye rápidamente en 1 a días a menos de 1 ng/ml, y la yegua retorna nuevamente a las manifestaciones de celo, siempre y cuando exista un desarrollo folicular adecuado. El cuerpo lúteo rápidamente involuciona y se transforma en "corpus albicans", alrededor del día 16 a 18 del ciclo. El corpus albicans no puede ser palpado y en el estroma ovárico aparece con un aspecto veteado, de color castaño pardo o anaranjado.

7.- Prostaglandina $\text{F}_{2\alpha}$.

Mediante estudios efectuados por histerectomía en yeguas, se demostró que la $\text{PGF}_{2\alpha}$ es producida y liberada a partir del endometrio. Desde allí ingresa a la circulación sistémica y alcanza al cuerpo lúteo ovárico por medio de una transferencia arteriovenosa o por los linfáticos, desencadenando la luteólisis.

El principal metabolito de la $\text{PGF}_{2\alpha}$ (15-ceto-13, 14-dihidro- $\text{PGF}_{2\alpha}$) durante un ciclo normal aumenta en la circulación sistémica entre los días 14 y 17, luego de la ovulación. La duración del pico de prostaglandinas es de 1 a 4 días, con su primera elevación inicia la luteólisis, apareciendo a las 3 a 5 horas siguientes un descenso marcado en la concentración de progesterona. Una liberación mayor de $\text{PGF}_{2\alpha}$ ocurre luego de que la luteólisis ha comenzado, con el propósito teórico de asegurar la luteólisis completa. Aproximadamente el periodo de duración de la luteólisis es de 40 horas.

Se deduce que el incremento de la actividad folicular en la yegua, consecutivo a un aumento de la FSH en el día 10, puede provocar un incremento en la producción de estrógenos par iniciar la liberación de $\text{PGF}_{2\alpha}$ en el endometrio equino. (Neely, 1990)

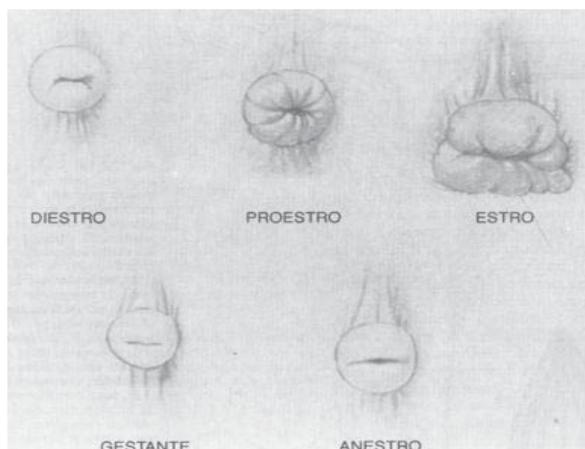
6.4. Cambios en el aparato genital durante el ciclo estral.

Durante el estro, existen cambios característicos en el cérvix que se pueden observar al examen vaginoscópico. Estos cambios se relacionan con el color, cantidad de edema, grado de relajación, cantidad y consecuencia de las secreciones cervicales.

Por lo general, justo antes o al principio del estro, el cérvix inicia un relajamiento progresivo, cambia de color pálido a rosado, se vuelve edematoso y sus secreciones aumentan y se vuelven más líquidas.

Durante el diestro el cérvix se encuentra fuertemente cerrado, de color pálido, sin edema y con una pequeña cantidad de moco seco y pegajoso (Fig. 30). (Galina, 1995)

Fig. 30.- Aspecto del cérvix en las diferentes etapas del ciclo estral.



Fuente: (Dyce, 1999).

Al intervalo entre la regresión del cuerpo lúteo y la siguiente ovulación se le llama fase folicular. La duración de ésta fase depende del grado de desarrollo que tenía el folículo ovárico dominante al momento de iniciarse la regresión del cuerpo lúteo, de la velocidad de crecimiento folicular a partir de ése momento, y del tamaño requerido por el folículo para poder ovular. Dichos eventos se ven afectados principalmente por la época del año, por lo que la duración de la fase folicular tiende a ser más larga al inicio de la época reproductiva que a la mitad de la misma. La duración de la fase folicular también se ve afectada por variaciones individuales y de raza. El diámetro del folículo más grande influye en la luteólisis, inicio del siguiente estro, ovulación y diestro. Mientras más grande sea el tamaño folicular al inicio del estro, más rápido este folículo llegará a ovular. (Boeta, 2001 a)

6.5. Conducta sexual.

1.- Hembra en estro.

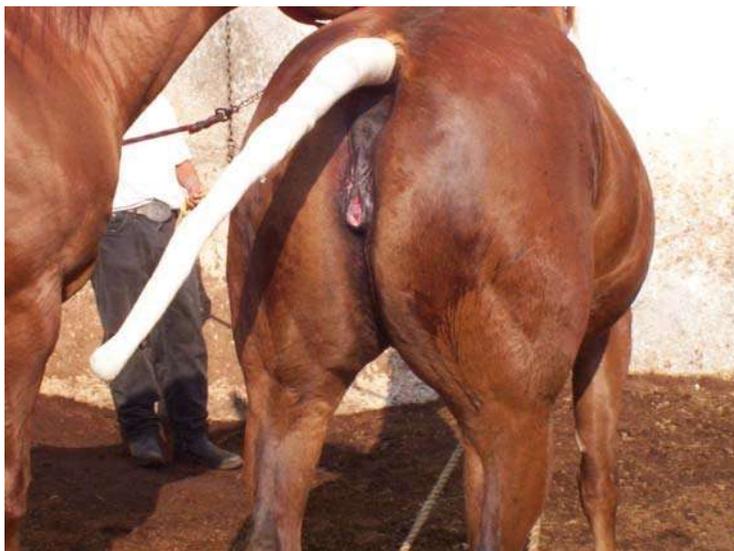
El estro se define como el periodo durante el cual la hembra es receptiva al macho permitiendo sus avances hasta culminar en la cópula.

a).- Atractividad.

Conducta característica pasiva que atrae al macho con producción de feromonas, cambios morfológicos aunque estos son tan evidentes en la yegua como en las otras especies, cambios de conducta como estar quieta o más nerviosa o apartarse del grupo.

Cuando notan la presencia del macho levantan la cola, abren las patas y pueden tener espejeo (movimiento de eversión del clítoris) como se muestra en la figura 31, pero todo esto sin acercarse al macho. (Medina, 1997)

Figura 31.-Yegua mostrando el comportamiento de espejeo.



Fuente: (Propia).

b).- Proceptividad.

Conductas activas de invitación al macho, la yegua se acerca al macho, busca seguirlo, lo huele, también se puede voltear y exponerle los genitales, abrir las piernas, levantar la cola, orinar y tener espejeo (Fig. 31).

c).- Receptividad.

Conducta de aceptar la monta, la yegua se está quieta y acepta la monta, pero esto también depende del macho; la conducta sexual de la hembra varía en frecuencia, intensidad y latencia (intervalo desde el estímulo de aproximación del garañón hasta lograr respuesta), en ocasiones las hembras muestran un rechazo inicial pero al tranquilizarlas pueden ser receptivas y en otros casos las hembras pueden mostrar receptividad pero al momento que el macho intenta montarlas no se dejan, e incluso lo patean, otras yeguas no se dejan montar por un macho en especial pero al cambiar este, si permiten la monta.

Hay yeguas que no demuestran el estro, o no es seguro porque aunque muestre signos no se dejan montar, por lo que hay que asegurarse con ultrasonografía, hacer inseminación artificial o utilizar un tirapié para dar la monta, el tirapié se usa de forma rutinaria en las explotaciones equinas para evitar que la yegua lesione al garañón (Fig. 32). (Medina, 1997)

Figura 32.- Yegua en estro con tirapié.



Fuente: (Propia).

2.- Hembra en diestro.

Es una hembra no receptiva, muestra una actitud de repulsión activa hacia el garañón, cuando el macho se acerca la yegua pone las orejas hacia atrás, mueve su cola o la mantiene apretada hacia el periné, adopta una postura agresiva, cocea, muerde y chilla.

3.- Macho en cortejo y monta.

El macho se acerca a la hembra asegurándose que ésta lo acepte, la estimula para que lo acepte y permita la monta.

El macho equino es muy evidente al hacerle notar a la hembra su presencia, si el macho normalmente está apartado de las yeguas se acerca al corral

relinchando, cuando va a montar se aproxima a la yegua con paso enérgico, manteniendo el cuello arqueado y la cola levantada, pateo y emite largos relinchos a medida que la distancia se aminora, cuando ya está junto a la hembra, el semental empieza la investigación olfatoria de la boca, flancos, región genital y orina de la yegua, cerciorándose que este en calor; después del contacto oronasal con la orina de la yegua, el garañón manifiesta el signo de flehmen, que consiste en levantar la cabeza y replegar los belfos en forma que se observen los dientes (Fig. 33), esto facilita el paso de las feromonas contenidas en la orina hacia el órgano vomeronasal generalmente el macho continúa lamiendo la cabeza, hombros, región axilar, abdomen, flancos, área inguinal y perineal de la hembra. (Medina, 1997)

Figura 33.- Macho mostrando el reflejo de Flehmen.



Fuente: (Propia).

Simultáneamente al cortejo se da la erección gradualmente del pene y una vez que el garañón presenta la erección completa se coloca al lado de la yegua, para luego montarla, cuando ya está sobre la yegua después de uno o varios intentos, apoya la cabeza sobre la crin de la yegua y en ocasiones la puede morder; la penetración del pene ocurre después de varios intentos de empuje, después de la introducción del pene, el glande toma forma de plato, la eyaculación ocurre después de varios empujes profundos intravaginales, la duración de la eyaculación es de 30 a 60 segundos durante los cuales la cola del macho se eleva y baja en un característico movimiento de bandereo (Fig.34).

Después de desmontar el pene permanece fuera de la vaina pero relajado y el glande aún tiene forma de plato.

Por lo regular el semental necesita un periodo de descanso mínimo de 2 horas antes de otra monta. (Medina, 1997)

Figura 34.- Macho en monta.



Fuente: (Propia).

Observe que el macho de la izquierda muerde la crin de la yegua, y el de la derecha está haciendo bandereo.

7. Manejo reproductivo (manejo del ciclo estral).

Para mejorar la eficiencia productiva y reproductiva de la yegua se recomienda realizar las siguientes técnicas:

- I.- Detección de estro.
- II.- Manejo del servicio.
- III.- Manipulación de la actividad reproductiva.
- IV.- Inseminación artificial con semen congelado de equino.
- V.- Transferencia de embriones.
- VI.- Diagnóstico de gestación.

7.1. Detección de estro.

La detección regular de estros (recelar o tisear), es una actividad importante para lograr una óptima eficiencia reproductiva, al realizarla en forma adecuada se facilita la programación de los servicios, se identifican yeguas con actividad ovárica anormal y se detectan en forma temprana yeguas que no quedaron gestantes después del servicio.

Para la detección de estros se debe contar con un macho recelador y personal que observe la conducta de la yegua, lo mejor es utilizar un macho entero de preferencia de talla más pequeña que las yeguas, no se recomienda el empleo de machos valiosos porque pueden ser pateados por las yeguas; el recelador debe tener un buen libido, reacción de erección del pene en no más de 5 minutos, debe ser capaz de recelar de 18 a 25 yeguas diarias con la misma eficacia, lo más recomendable es utilizar un macho vasectomizado entre las hembras, así las hembras en calor van con él (aunque en estos casos puede haber montas y por lo tanto hay riesgo de infección) y puede utilizarse una hembra con conducta de macho en forma natural como una yegua que presente tumor de células de la granulosa que produzca andrógenos.

Para un buen recelado de la yegua se recomienda lo siguiente:

- a).- Observar el comportamiento reproductivo de las yeguas diariamente en presencia del macho celador.
- b).- Elaborar registros individuales donde se detallen todos los eventos reproductivos como son: recelado o ultrasonido (para ver el desarrollo folicular), monta, diagnóstico de gestación, parto y destete.
- c).- Se requiere una barrera de por medio para proteger al macho, a la hembra y al personal (debe ser de una altura aproximada de 1.20 m) que les permita verse, olerse e interactuar, pero que no permita que se pateen o que en un momento dado el garañón monte a la yegua: esta barrera debe ser acolchonada para evitar que la hembra al patear se lastime.

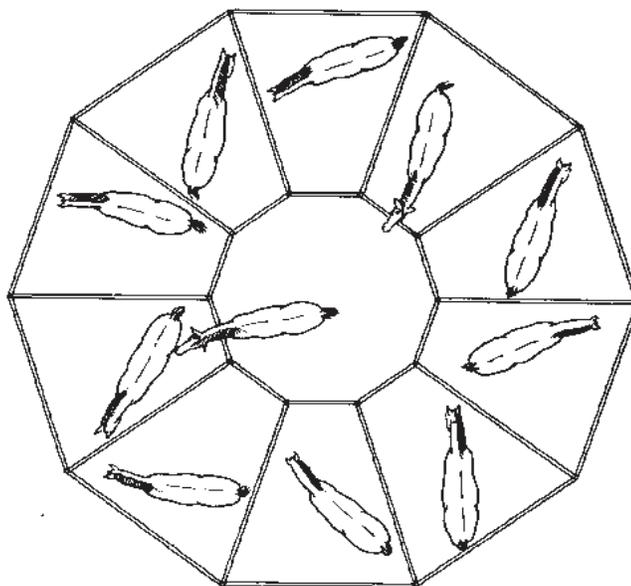
Existen dos técnicas de recelado:

- 1.- Recelado grupal.
- 2.- Recelado individual.

1.- Recelado grupal.

Tiene como objetivo principal detectar hembras sospechosas de estar en estro, para luego recelarlas individualmente, el garañón se acerca al corral de las hembras y se observa el comportamiento de las yeguas que muestren interés por el macho, que se acercan y adopten posturas de receptividad sexual, las hembras sospechosas deben pasar al recelado individual, tiene el problema que si el grupo de yeguas por corral es muy grande, las hembras de atrás pueden no notar la presencia del macho o no tener suficiente jerarquía para desplazar las otras yeguas y acercarse al macho, para evitar esto pueden hacerse los corrales de las yeguas alrededor del corral del garañón, de este modo el semental tendrá la facilidad de detectar a cualquier hembra en estro. (Fig. 35). (Warren, 1977; Medina, 1997)

Figura 35.- Sistema para recelar varias yeguas simultáneamente.



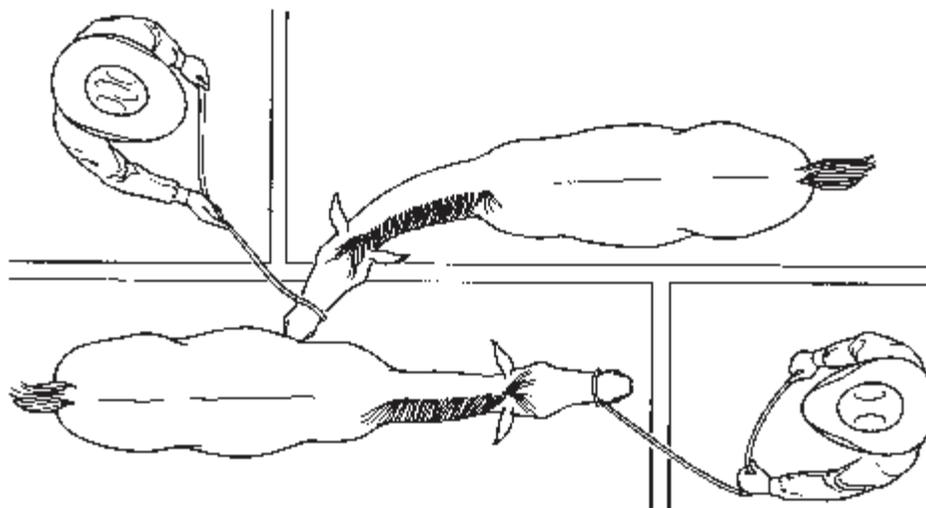
Fuente: (Warren, 1977).

En el box central se coloca un semental.

2.- Recelado individual.

Es más confiable porque es seguro que cada hembra esté enfrente del macho por un tiempo más o menos de 2 a 3 minutos para determinar si está o no en estro (Fig. 36). (Medina, 1997)

Figura 36.- Recelado de una yegua con un semental a través de una pared.



Fuente: (Berner, 1990).

Ambos conductores están protegidos de patadas y golpes procedentes de la yegua y el semental.

7.2. Manejo del servicio.

Para asegurar una óptima fertilidad se debe tener en cuenta el momento del servicio.

Los espermatozoides equinos se caracterizan por mantenerse viables durante un periodo relativamente largo dentro del aparato genital de la hembra (de 24 a 48 horas), sin embargo las probabilidades de gestación son mucho más elevadas cuando el servicio se realiza entre 1 a 3 días antes de la ovulación, la máxima

fertilidad se logra entre 24 a 48 horas (entre el día 5 a 7 del estro) antes de la ovulación en monta natural o inseminación artificial con semen fresco, en servicio con semen congelado hay mejores resultados dentro de las 24 horas previas a la ovulación.

En un promedio el estro en la yegua dura 6 a 7 días y en general la ovulación ocurre 1 ó 2 días antes de terminar el estro, más o menos entre el día 5 ó 7; si el servicio se realiza el mismo día de la ovulación la fertilidad se reduce ligeramente, esta reducción es más marcada cuando faltan menos de 6 horas para que ocurra la ovulación, igualmente si el servicio se realiza después que la ovulación ha ocurrido.

Con servicios 24 horas después de la ovulación puede llegar haber fertilización, sin embargo el óvulo se envejece rápidamente después de la ovulación, lo que aunado al hecho de que los espermatozoides requieren permanecer varias horas en el aparato genital femenino para la capacitación espermática antes de poder fecundar resultando en fertilización de un óvulo dañado, esto provoca la formación de un célula (cigoto) anormal el cual moriría en un periodo variable de tiempo.

Aunque el efecto del intervalo entre el servicio y la ovulación sobre la fertilidad es muy claro, en la práctica el problema es que no existe una relación estrecha entre el inicio del estro y el momento de la ovulación, lo que impide programar el servicio.

Existen varias alternativas para programar el servicio y lograr una óptima fertilidad como son:

- a).- Servicios repetidos.
- b).- Predicción del momento de la ovulación.

a).- Servicios repetidos.

Es el método más tradicional de manejo reproductivo y consiste en la realización de monta natural o I.A. cada 48 horas comenzando en el segundo o tercer día del estro y continuando hasta que la yegua haya ovulado o el estro haya terminado, esta práctica toma en cuenta el hecho que la mayor fertilidad se obtiene cuando los espermatozoides tienen menos de 48 horas en el aparato genital de la hembra por lo que se establece un calendario de reposición de espermatozoides viables cada 48 horas.

Las principales desventajas son el mayor costo por el uso repetido del semental o la aplicación de más dosis de semen, la necesidad de movilizar por más tiempo la yegua, el aumento de riesgo tanto para la hembra como para el macho y el aumento en la probabilidad de una turgencia en los genitales de la yegua, otro punto a tener en cuenta es que en la época de transición pueden presentarse frecuentemente estros de más de 20 días de duración lo que implicaría aumentar el número de servicios.

b).- Predicción del momento de la ovulación.

Con la utilización de la palpación rectal o utilización de ultrasonido, se hace un seguimiento del crecimiento del folículo de mayor tamaño, típicamente el estro se inicia cuando la yegua tiene un folículo de 20 a 30 mm de diámetro y la ovulación generalmente ocurre cuando un folículo alcanza por lo menos los 40 mm, durante el estro el folículo crece a un ritmo de 3 a 4 mm/día, entre más grande sea el folículo al inicio del estro, menos tiempo se requiere para que éste alcance el tamaño requerido para la ovulación; de esta manera al hacer la palpación o ultrasonido en el primer día del estro se puede hacer una estimación de los días faltantes para la ovulación, posteriormente el seguimiento diario del desarrollo folicular permite percibir con más precisión la inminencia de la ovulación.

El diámetro folicular es el parámetro más confiable para predecir la ovulación, sin embargo, otras características del folículo pueden dar información adicional, así la forma del folículo (por ultrasonido) cambia conforme se acerca la ovulación, la mayor parte del tiempo los folículos se observan en una forma esférica en cambio al acercarse la ovulación el folículo comienza a orientarse hacia la fosa de la ovulación por lo que adopta una forma periforme con el vértice hacia la fosa cuando se observa un folículo de 40 mm o más con forma periforme es casi seguro que vaya a ovular en las siguientes 48 horas.

La palpación determina ciertas características como:

- a).- El diámetro de folículo.
- b).- El 90% de los folículos pasan de turgentes a suaves unas cuantas horas antes de la ovulación.
- c).- La yegua puede mostrar dolor a la palpación del ovario, esto es poco antes de la ovulación y en ovarios que acaban de ovular.

La palpación o el ultrasonido también pueden indicar que la ovulación ya ha ocurrido lo que hace inútil continuar realizando servicios. (Medina, 1997)

7.3 Manipulación de la actividad reproductiva.

Existen factores que favorecen la reproducción como son:

- a).- Fotoperiodo.
- b).- Uso de hormonas.

a).- Fotoperiodo.

Debido a que la luz ejerce un control primario sobre el ciclo reproductivo estacional, aumentando la cantidad de tiempo de exposición de una yegua a la luz, durante los meses invernales, hasta un total de 15 a 16 horas por día, se iniciará la actividad ovárica que conducirá a la primera ovulación en un lapso de tiempo de 60 a 90 días aproximadamente, ya que al utilizarse la luz, esta acelera el desencadenamiento de la estación reproductiva.

Generalmente las yeguas deben ser colocadas en el área iluminada y separadas de dicha fuente luminosa por una altura de 2.10 a 2.50 m. Se han empleado relojes automáticos que siguen el esquema seleccionado de suplemento lumínico. Para producir una iluminación adecuada en un box se puede usar indistintamente una lámpara de 200 watt o dos tubos fluorescentes de 40 watt. El suplemento lumínico puede aumentarse gradualmente 30 minutos por semana, o iniciarlo con un máximo de 16 horas de exposición total entre horas solares y artificiales.

Utilizando este régimen lumínico las yeguas manifiestan un periodo transicional fisiológico, con un desarrollo folicular errático, previo al comienzo de la estación ovulatoria verdadera. Algunos autores han demostrado que si la yegua se la expone a la luz artificial al comienzo del otoño, sigue ciclando durante todo el invierno. Por otra parte, investigadores de Wisconsin USA han notado que las yeguas expuestas a una iluminación continua durante 24 horas en el invierno, no ovularon ni cambiaron el pelaje en la primavera, como lo hicieron las yeguas expuestas a un periodo de 16 horas por día. (Neely, 1990)

b).- Uso de hormonas.

En el manejo reproductivo equino es común el uso de hormonas para controlar el ciclo reproductivo en yeguas. Las hormonas más utilizadas son:

- 1.- Gonadotropina Coriónica Humana (hCG).
- 2.- Progestágenos.
- 3.- Prostaglandina F₂α (PGF₂α).
- 4.- Hormona liberadora de gonadotropina (GnRH).
- 5.- Estrógenos.
- 6.- Hormona folículo estimulante (FSH).

1.- Gonadotropina Coriónica Humana como inductor de ovulación.

La hormona más utilizada en el manejo del ciclo estral en equinos es la hCG, que está indicada en la sincronización del tiempo de ovulación, ya que la inducción de ovulación es de vital importancia en el manejo de la reproducción equina. Es por eso que la hCG es una hormona de uso rutinario, además de tener la ventaja de un bajo costo y fácil acceso en el mercado Mexicano.

a).- Usos Clínicos de la hCG.

Con una sola administración de hCG con una dosis de 2000 a 2500 UI por vía intravenosa (IV) o intramuscular (IM), se obtiene como resultado la ovulación en un rango de 36 a 48 horas después de la aplicación, acortándose el ciclo estral a partir de un folículo mayor de 35 mm.

La administración de la hCG ha demostrado que reduce o acorta la duración del estro en una yegua en la que su ciclicidad es normal. Otros trabajos han demostrado que la utilización de hCG no reduce la duración del estro cuando es demasiado tarde en el año o cuando se esta fuera de la temporada reproductiva, que es cuando el ciclo estral y la fase folicular son cortos.

Otra utilidad de la hCG es en el tratamiento de folículos retenidos o folículos de diestro.

b).- Problemas asociados a la hCG.

Los problemas asociados con la utilización de la hCG como inductor de ovulación en un programa reproductivo en yeguas, es el de presentar algunas inconsistencias en la respuesta de la ovulación.

Esta falta de respuesta se observará frecuentemente cuando la utilización de la hCG sea de uso rutinario en el programa reproductivo. Esto ha sido atribuido a la producción de anticuerpos; los cuáles pueden ser la causa de que las yeguas se vuelvan refractarias al efecto de la hCG, cuando son tratadas con esta hormona mas de una sola vez, en una misma temporada reproductiva.

Pero esto no ha sido demostrado con claridad, ya que la producción de anticuerpos en la yegua se presenta desde la primera aplicación, y es por esto que en la actualidad, existen autores e investigadores que recomiendan utilizar la hCG no más de 2 veces en una misma yegua durante una temporada, ya que pudiera ocasionar el rechazo por parte de la yegua hacia la hormona.

En los estudios más recientes, se ha observado que la presencia de estos anticuerpos no siempre parecen estar asociados con el aumento del tiempo de ovulación o que las yeguas se vuelvan refractarias a la aplicación de este medicamento, ya que la presencia de estos anticuerpos en el organismo de las yeguas tratadas rutinariamente en un programa de reproducción es variable.

Existen tres factores a los que se les pueden atribuir la refracción de las yeguas al utilizar la hCG:

- 1.- **La edad de la yegua.-** Se ha comprobado que a mayor edad de una yegua es menor la respuesta a la aplicación de la hCG.
- 2.- **La temporada del año.-** Si la yegua al administrarle la hCG se encuentra en transición (al inicio de la primavera o entrando al otoño) las probabilidades de que la inducción de ovulación se realice son muy pocas.
- 3.- **Aspecto físico y nutricional de la yegua.-** En la utilización de la hormona, se debe de hacer énfasis, que lo que se va a ver afectado va a ser la respuesta a la aplicación de esta hormona y no la fertilidad de la yegua tratada.

A partir de las investigaciones sobre la hCG en 1979, el uso de ésta hormona se ha limitado a no más de dos aplicaciones por yegua al año; debido a que se plantea que el uso frecuente de esta hormona en una misma temporada puede llevar a la formación de anticuerpos y disminuir su eficacia.

Otros investigadores mencionan que el tiempo de duración de estos anticuerpos en las yeguas con niveles altos solo permanecerán 30 días después de la aplicación de la hCG; lo cuál limita las siguientes aplicaciones hasta después de éste periodo, recomendando no aplicar mas de dos dosis en una misma temporada, a la misma yegua.

Datos analizados en un estudio muestran que la aplicación de hCG como inductor de ovulación, no debe estar limitada a solo dos aplicaciones en la temporada a una misma yegua, debido a que el porcentaje de respuesta es muy similar al de aquellas yeguas a las que se les aplicaron cinco dosis, es decir, es recomendable seguir utilizando la hormona para inducir la ovulación, sin tomar en cuenta la edad de la yegua y a partir de un folículo mayor de 35 mm en los meses de marzo a agosto. Sin embargo, es necesario mencionar que yeguas mayores de 16 a 18 años de edad presentan ligeramente baja respuesta comparando con la de yeguas menores de 16 a 18 años. Esta diferencia no es significativa por lo cuál se puede seguir aplicando la hormona durante toda la temporada.

Para inducir la ovulación, la hCG se debe aplicar a la yegua, cuando ésta presente un folículo mayor de los 35 mm para aumentar el porcentaje de respuesta después de la aplicación. El tiempo promedio de ovulación será de 36 horas después de la aplicación de la hormona.

La temporada reproductiva en la yegua es de marzo a agosto, y aunque estadísticamente no exista diferencia, numéricamente los mejores resultados en la inducción de la ovulación con el uso de hCG se alcanzan entre el 15 de abril y el 15 de junio. (Martínez, 2004)

2.- Progestágenos.

a).- Tipos de progesterona (P_4).

Son varios los trabajos que han evaluado el uso de diferentes progestágenos sintéticos: acetato de melengestrol (MGA), acetato de clormadinona (CPA), proligestona, acetato de medroxiprogesterona (MPA), norgestomet, han demostrado no tener efectividad confiable para ser usados en el control reproductivo en la yegua. Un progestágeno sintético, Altrenogest ha sido evaluado ampliamente y ha probado ser efectivo en la especie equina.

En México se dispone de dos tipos de progesterona:

- 1.- Progesterona natural en medio oleoso inyectable.
- 2.- Progesterona sintética (Altrenogest) que se administra vía oral.

b).- Regulación de la presencia de estros en el inicio de la temporada reproductiva.

El periodo de transición entre la época de anestro (invierno) y el inicio de la primavera, es un periodo en el cual las yeguas presentan estros erráticos e

irregulares y la mayoría sin ovulación, éste fenómeno es explicado por un desbalance hormonal durante el periodo de transición, se inicia la secreción de FSH y ésta se mantiene alta, mientras que la de LH se mantiene baja desde un inicio ya que la generación de GnRH es baja, ésta situación hace que se presente desarrollo folicular sin ovulación; por lo que las montas o inseminaciones se pierden por la ausencia de ovulación.

La principal finalidad de un tratamiento hormonal en estas condiciones, es la de suprimir el crecimiento folicular para que cuando se presente, haya ovulación inicial. A este respecto hay varios trabajos que han demostrado la eficiencia de un progestágeno sintético, Altrenogest; para regular la ovulación en yeguas al inicio de la temporada.

Se han establecido requisitos para la utilización exitosa de progestágenos en general: la yegua debe tener al menos un folículo de 20 mm de diámetro y de preferencia estar presentando un calor largo. Ningún progestágeno es efectivo para inducir estro u ovulación en yeguas en anestro.

El uso de progestágenos se puede combinar con la utilización de fotoperiodo artificial. Un fotoperiodo de 60 días de duración con 16 h de luz al día, seguido de la administración de 0.044 mg/kg del Altrenogest (Regumate®) por 12 ó 14 días es efectivo para sincronizar estros. La utilización de hCG al segundo día de calor sincroniza con gran efectividad el momento de ovulación.

Los tratamientos con progesterona inyectada han sido utilizados para el mismo fin 150 mg IM diariamente mas 10 mg de estradiol y 5 mg de PGF₂α el último día del tratamiento demostraron un satisfactorio control de la ovulación. La utilización de 0.044 mg/kg de Altrenogest mas estradiol también suprime el estro y el crecimiento folicular mejor que Altrenogest solo, pero el periodo de presentación de la ovulación es mas largo que cuando se utiliza Altrenogest únicamente.

c).- Sincronización del estro en yeguas ciclando.

La larga duración del desarrollo folicular, hace más difícil el control de la ovulación en la yegua. En este caso, el uso de Altrenogest ha demostrado ser más seguro que el uso de progesterona natural.

Existen dos tratamientos:

- 1.- Un tratamiento largo que consiste en la aplicación de 14 días de Altrenogest.
- 2.- Un tratamiento corto con la aplicación de 10 días de Altrenogest más 5 mg de PGF₂ α el último día del tratamiento.

d).- Retraso en la presentación del primer estro posparto.

Se ha discutido bastante sobre la fertilidad que se obtiene al calor del potro, en términos generales se concluye que se logran índices de fertilidad más bajo que en yeguas con ciclos normales. Un método para aumentar estos índices de fertilidad es el retraso en la presentación del primer estro posparto para permitir una mayor involución uterina.

La utilización de 150 mg de progesterona mas 10 mg de estradiol diariamente por 10 días o progesterona por 10 días mas 5 mg de prostaglandina el primer día y el último del tratamiento logran retrasar la ovulación en mas del 90% de las yeguas tratadas.

El uso de Altrenogest ha dado excelentes resultados en este tipo de yeguas, hay reportes de resultados obtenidos donde un grupo de yeguas posparto tratadas con 0.044 mg/kg de Altrenogest durante 8 días iniciando al segundo día posparto con la aplicación de PGF₂ α el día 9 del tratamiento obtuvo gestaciones en el 92% de

las yeguas. En otro grupo sometido a 0.044 mg/kg por 15 días, se obtuvo un porcentaje de 69%. (Quintero, 1996)

3.- Prostaglandina F₂α (PGF₂α).

La PGF₂α se secreta en el endometrio y su función fisiológica es provocar lisis del cuerpo lúteo (CL) y por lo tanto la disminución de progesterona.

Las prostaglandinas se puede utilizar para:

- 1.- Sincronizar una yegua ciclando.
- 2.- Inducir ovulación, cuando ya está lista.
- 3.- Acortamiento del ciclo estral.
- 4.- Destrucción del CL persistente.
- 5.- Terminación de gestación.
- 6.- Inducción del parto.

Cuando se utiliza para la sincronización, el acortamiento de un ciclo o la lisis del CL persistente; la aplicación de la prostaglandina (PG) se debe de hacer cuando está presente un CL maduro y ésta lo destruye y se presenta el estro y la ovulación, el tiempo de esto depende del tamaño del folículo presente, pero aproximadamente es de 3 a 5 días después de la inyección.

Se considera un CL maduro cuando este tiene 5 días o mas después de la ovulación, pero para saber esto con precisión es necesario llevar registros de las yeguas, si no se conoce bien el día de la ovulación se puede hacer un doble tratamiento de PG, usando ésta con un intervalo de 15 días, la presentación del celo se dará a los 6 días después de la segunda aplicación, luego se tendrá que sincronizar la ovulación utilizando hCG o esperar a que ovule naturalmente.

El uso de la $\text{PGF}_{2\alpha}$, al igual que el de la progesterona para sincronizar no es muy bueno porque la respuesta presenta una gran variabilidad en la presentación del celo (2 a 5 días después de la inyección de $\text{PGF}_{2\alpha}$) y el momento que ovulan (8 a 12 días después de la $\text{PGF}_{2\alpha}$).

Si se usa cuando el CL está inmaduro no habrá efecto y la presentación del nuevo ciclo se dará solo hasta 15 ó 16 días postovulación, como si no se hubiera tratado.

La utilización en terminación de gestación depende de la etapa de gestación, en los primeros 30 días, antes que se inicie la producción de PMSG, la gestación es mantenida únicamente por la producción lútea de progesterona, por lo que se puede usar la aplicación de una dosis normal de $\text{PGF}_{2\alpha}$ para que destruya el CL y se presenta la reabsorción sin problemas para que la yegua quede gestante nuevamente.

Los CL accesorios funcionan desde el día 40, con la producción de PMSG, estos se van formando poco a poco y al usar la PG ésta destruye los CL maduros pero si hay alguno con menos de 5 días no va responder a esta PG y sigue con la gestación, por esto si se usa PG después del día 40 se debe poner otra dosis a los 5 ó 6 días, o utilizarla cada 12 a 24 horas, 4 ó 5 días hasta producir el aborto, no se afecta la producción de PMSG por lo que la presentación de un nuevo ciclo sólo se dará hasta que las copas endometriales sean inmunológicamente destruidas.

Del día 60 a 70 hay niveles elevados de PMSG que pueden estimular el CL aunque se ponga PG, se necesitan varias inyecciones en forma repetitiva, pero teniendo cuidado porque puede haber problemas con el tamaño del feto.

En el día 120 a 150, la plaqueta produce P_4 y la $\text{PGF}_{2\alpha}$ sola ya no causaría aborto, además podría causar problemas por el tamaño del feto, podría causar

problemas por el tamaño del feto, podría usarse $\text{PGF}_2\alpha$ dos inyecciones de más estradiol y oxitocina para que se produzca la expulsión en 24 horas. (Medina, 1997)

4.- Hormona liberadora de gonadotropina (GnRH).

En 1976 se informó sobre el éxito de del empleo de la GnRH para inducir el desarrollo folicular y la ovulación en yeguas que no estaban ciclando.

Durante el comienzo del periodo transicional se inyectó a 5 yeguas con 1 a 1.2 mg de GnRH cada 12 horas, los días 1, 11 y 21 del ciclo estral (el día 1 es el de la primera inyección), además, estos animales recibieron 150 mg/día de progesterona oleosa a partir del día 5 al 16, lo que estimuló la aparición de un periodo de diestro normal, a efecto de simular los cambios en la gonadotropina que se observan en las yeguas normales, las inyecciones de GnRH fueron administradas a intervalos de 10 días, todas las yeguas entraron en celo alrededor de los 21 días posteriores al inicio del tratamiento y ovularon un solo óvulo entre los días 24 y 27, el cuerpo lúteo se mantuvo en tres de las yeguas debido a que las contracciones de LH permanecieron altas luego de la ovulación, en las otras dos no se formó el cuerpo lúteo dado que las concentraciones de LH tenían niveles basales.

Algunos investigadores neocelandeses utilizaron la GnRH combinada con progesterona en yeguas que estaban en anestro invernal profundo; en tres de ocho yeguas hubo ovulación, pero en ninguna se estableció un cuerpo lúteo funcional, esto sugiere que un nivel inadecuado de LH fue el responsable de la falla en la maduración final del folículo y el posterior desarrollo del cuerpo lúteo.

Otros investigadores utilizaron análogos sintéticos de GnRH a dosis de similar potencia que las utilizadas en 1976, así como también el régimen de inyecciones, se comprobó que no se logró estimular el desarrollo folicular en yeguas en anestro profundo, sin embargo, en estos trabajos no se utilizó la combinación con progesterona para estimular la fase luteal, de esta manera, los estudios

mencionados concuerdan con los realizados en 1976 en que la progesterona juega un rol importante en la foliculogénesis de la yegua.

En general, la utilización de GnRH para acelerar la ovulación en yeguas no resulta exitosa, aún cuando la concentración de LH pueda ser aumentada mediante el uso de la GnRH, los picos serán de mucha menor duración que el pico preovulatorio normal del ciclo estral, tampoco grandes dosis de GnRH (4.5 mg) dadas el día 2 del celo, pueden inducir la ovulación o acortar la duración del celo.

Otros estudios demostraron que administrando estradiol a yeguas en anestro durante tres días antes de la inyección de GnRH, se produce un pico de LH similar al preovulatorio, la GnRH no parece ser aún un compuesto efectivo en la inducción de la ovulación en ciclos normales.

5.- Estrógenos.

Se considera a los estrógenos como las sustancias asociadas a los signos de estro, cuando a una yegua en anestro invernal profundo se le administran estrógenos en pequeña cantidad, como por ejemplo 0.5 a 1.0 mg de estradiol, manifestará signos de estro en 3 a 6 horas luego del tratamiento, igualmente cuando administramos estrógenos a yeguas ovariectomizadas, como en el caso de yeguas señuelo para la recolección de semen, el comportamiento típico del celo puede ser inducido rápidamente.

Sin embargo, la administración de estrógenos a yeguas con cuerpo lúteo activo y concentraciones elevadas de progesterona plasmática, no produce signos de celo aun cuando se administren dosis de 20 a 25 mg de estradiol; pero dosis únicas y altas de dietilestilbestrol (15 a 20 mg) pueden provocar signos de estro en las yeguas con concentraciones de progesterona de 3 a 4 ng/ml.

A pesar de que se demostró que los estrógenos aumentan las concentraciones de LH, no existe evidencia que demuestre que estos puedan inducir la ovulación, alternativamente, se demostró que los estrógenos exógenos producen la regresión folicular.

En 1947, un investigador observó que una sola dosis masiva de 50 mg de dietilestilbestrol (DES) inhibió el crecimiento folicular en yeguas tratadas, posteriormente, otros investigadores demostraron que dosis de 10 mg de estradiol administradas diariamente pueden suprimir el desarrollo folicular y la ovulación.

Se creía que la administración prolongada de estrógenos exógenos podía provocar períodos luteales prolongados; esto parece no ser correcto si nos basamos en la medición de la actividad luteínica determinada por medio de la dosificación de la progesterona plasmática, en hembras inyectadas con los estrógenos exógenos, cuando se administran grandes dosis de estrógenos durante varias semanas, las yeguas tratadas desarrollan una conducta similar a la del garañón.

Los estrógenos también se utilizan para el tratamiento de infecciones uterinas, solos o en combinación con antibióticos, sin embargo, son pocos los estudios que demuestran su efectividad en la yegua, unos estudios demostraron que el tratamiento con estrógenos era más eficaz que la terapia no hormonal por sí solo y que el tratamiento con progesterona en yeguas ovariectomizadas, a las que se les realizaron inoculaciones bacterianas intrauterinas; La acción de los estrógenos permite que el cérvix se abra y el flujo de *mucus* que proviene del útero, drene hacia el exterior, los estrógenos también estimulan la actividad fagocitaria de bacterias por parte de los leucocitos e incrementan la secreción de IgA en el líquido uterino.

6.- Hormona folículo estimulante (FSH).

Las preparaciones hipofisiarias de otras especies animales fracasaron en la inducción del desarrollo folicular en la yegua, se informó que la causa de esto sería la falta de correlación entre la secuencia de inyecciones y la liberación de gonadotropina endógena en la propia yegua.

Un investigador propuso la inducción de ovulaciones múltiples en la yegua, manteniendo niveles altos de FSH durante los días 15 a 18 del ciclo, o sea cuando los niveles fisiológicos de FSH han declinado, para comprobar esta teoría, se utilizaron preparados comerciales de FSH porcina, sin acción LH, administrándose 150 a 200 mg de este preparado dos veces por día, entre los días 15 y 18 del ciclo, a cuatro yeguas que pesaban entre 400 y 500 kilos; el grupo de hembras tratadas desarrolló un promedio de 3.8 folículos de tamaño preovulatorio, mientras que las control solo presentaron un folículo de tamaño adecuado, además, las yeguas tratadas alcanzaron una tasa ovulatoria mayor, comparadas con las control.

Dicho investigador postuló que en la yegua normalmente un solo folículo es seleccionado para ovular, debido a que tiene mayor desarrollo que sus pares y además porque produce una sustancia inhibidora de la FSH, que se denomina *inhibina*, esta sustancia determina una acción de retroalimentación negativa sobre la hipófisis directamente para inhibir la secreción de FSH, evitando la maduración de folículos adicionales hasta un estado preovulatorio, sin embargo, si se realizan tratamientos con FSH exógena durante este periodo, ciertos folículos serán inducidos para alcanzar un estado preovulatorio. (Neely, 1990)

7.4. Inseminación artificial con semen congelado de equino.

En 1957 se reportó en Canadá el nacimiento del primer potro resultado de la inseminación artificial de una yegua usando semen congelado. Fue reportada por Barrer y Gandier; los espermatozoides fueron obtenidos de la cola del epidídimo y congelados en diluyente con 10% de glicerol. De 7 yeguas inseminadas con este semen, una subsecuentemente parió. (Hernández, 1991; Quijano, 2001)

Los estudios destinados a mejorar las técnicas de procesamiento del semen equino no se han desarrollado a la par de las técnicas usadas para semen bovino, debido a las grandes diferencias en el manejo reproductivo entre éstas especies como son, el número de hembras a inseminarse con el mismo semental, así como la poca aceptación del semen congelado por parte de algunas asociaciones de criadores de caballos. Sin embargo, la inseminación artificial con semen congelado cada vez es más popular entre los propietarios alrededor del mundo.

Existen ventajas al usar el semen congelado:

- a).- El costo de la transportación de un termo de criopreservación con semen congelado es mínimo.
- b).- Existe disponibilidad del semen en todo momento.
- c).- Disminuye la posibilidad de transmisión de enfermedades venéreas.
- d).- El semen de garañones valiosos puede guardarse y usarse más tarde cuando se necesite aún cuando éstos hayan muerto.
- e).- Se reduce el uso de sementales genéticamente inferiores, incrementando la calidad de los productos.

Sin embargo, también existen algunas desventajas:

- a).- Se necesita equipo costoso y capacitación de personal para el procesamiento del semen congelado.
- b).- Se requiere de un manejo intensivo de la yegua para inseminarla en el mejor momento y esto resulta costoso.
- c).- Una de las principales desventajas es la reducción en el porcentaje de gestaciones obtenido con semen congelado. (Quijano, 2001)

1.- Equipo necesario para la I.A.

- Contenedor (chute).
- Termo de criopreservación para semen congelado.
- Pinzas para extraer las pajillas del termo.
- Baño María eléctrico, o recipiente de polipropileno (unicel).
- Cronómetro.
- Termómetro.
- Venda elástica.
- Jeringas estériles desechables de 10 ml.
- Pipetas estériles para I.A.
- Guantes de palpación rectal y de cirugía.
- Lubricante estéril.

Desafortunadamente, en México son muy pocos los criaderos de caballos que cuentan con laboratorio y equipo para la obtención y procesamiento de semen, así como instalaciones en las cuales sea posible manejar en forma controlada a las yeguas que van a ser inseminadas, lo cual influirá en forma definitiva en el porcentaje de fertilidad alcanzado hacia el final de la temporada reproductiva. En la gran mayoría de los casos, se tienen que llevar a cabo las inseminaciones en los

lugares donde habitan las yeguas, es decir en sus propias caballerizas y esto reduce en forma considerable la oportunidad de que queden gestantes.

2.- Selección de yeguas.

Es muy valioso tomar en cuenta los diversos factores que afectan o reducen en forma temporal la fertilidad en la yegua, siendo éstos; factores del medio ambiente que pudieran provocar estrés o cambios bruscos en sus hábitos normales; función zootécnica, ya que será más fácil gestar a las yeguas que no tuvieron esfuerzos o trabajo muy fuerte y prolongado comparadas con aquellas que fueron exigidas a hacerlo, como por ejemplo, las yeguas que salen de los hipódromos y han estado bajo periodos de entrenamiento y competencia muy continuos. Por último, es indispensable realizar todas las prácticas de higiene comunes en la yegua que va a ser inseminada.

3.- Momento óptimo de inseminación.

Para la determinación del momento óptimo de inseminación, lo más importante es la práctica de palpación *per rectum* del aparato reproductivo de la yegua, siendo lo más recomendable realizar estas evaluaciones a intervalos nunca mayores de 12 horas y durante todo el periodo de estro de cada una las yeguas, ya que las yeguas presentan diferentes patrones cíclicos, lo que hace necesaria la palpación diaria a partir del primer día de celo. Una vez que se ha decidido inseminar a la yegua se debe realizar una primera inseminación aproximadamente entre 6 y 8 horas antes de que se produzca la ovulación y una segunda inseminación post-ovulación con una diferencia no mayor a 12 horas entre ésta y la precedente. (Gutiérrez, 1991)

4.- Técnica de I.A. en la yegua.

- 1).- Se prepara la yegua, lavando la región perineal con jabón neutro, se enjuaga con agua limpia y se venda o enguanta la cola (Fig. 37).

Figura 37.- Preparación de la yegua para la inseminación.



Fuente: (Propia).

A) Lavado, B) Vendado, C) Enguantado.

- 2).- Se mete la yegua en el chute, o si se insemina en la caballeriza, se pone el posterior en una barda para evitar patadas (Fig.38).

Figura 38.- Posterior de la yegua contra la pared.



Fuente: (Propia).

- 3).- Si la yegua se encuentra muy estresada es recomendable aplicar 1.1 mg/kg de peso vivo de xilazina I.V. para un mejor manejo.
- 4).- Se limpia la fosa del clítoris con una gasa, para retirar el exceso de suciedad (Fig. 39).

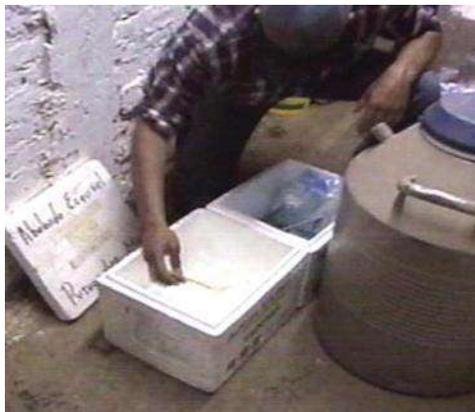
Figura 39.- Limpieza de la fosa del clítoris.



Fuente: (Propia).

5).- En un recipiente de polipropileno (unicel) se vierte agua a 50°C (Fig. 40).

Figura 40.- Recipiente con agua a 50°C.



Fuente: (Propia).

6).- Se selecciona la pajilla (previamente identificada) y se saca del termo de criopreservación (Fig. 41).

Figura 41.- Selección de pajilla.



Fuente: (Propia).

- 7).- Se coloca la pajilla en el recipiente de polipropileno (unicel) con el agua a 50°C y se deja durante 45 segundos para su descongelación (Fig. 42).

Figura 42.- Descongelado de la pajilla.



Fuente: (Propia).

- 8).- El inseminador se coloca un guante obstétrico en la mano izquierda (Fig. 43).

Figura 43.- Inseminador con guante obstétrico.



Fuente: (Propia).

- 9).- Se retira la pajilla del recipiente, de inmediato se homogeniza el semen dentro de ella y se seca el exceso de agua con un algodón (Fig. 44).

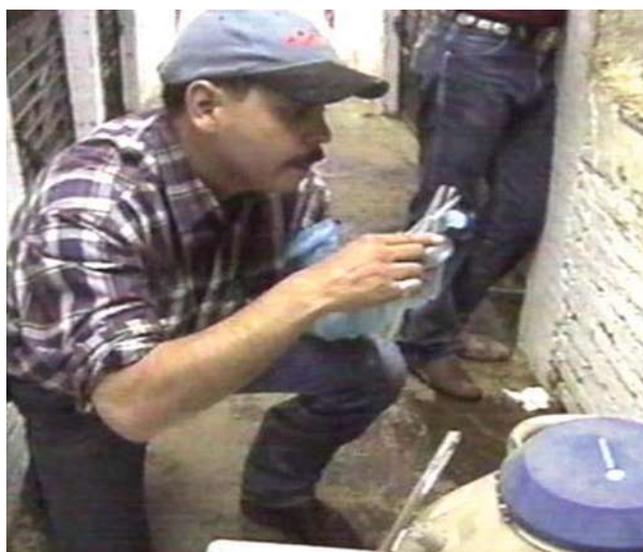
Figura 44.- Secado de la pajilla.



Fuente: (Propia).

- 10).- Se corta un extremo de la pajilla con tijeras (previamente esterilizadas) procurando desperdiciar lo menos posible de semen (Fig. 45).

Figura 45.- Cortado de la pajilla.



Fuente: (Propia).

- 11).- En una jeringa de 10 ml. estéril y desechable se vacía el contenido de la pajilla (5 ml. de semen) resbalándolo por las paredes de la jeringa (Fig. 46).

Figura 46.- Vaciado del semen en la jeringa.



Fuente: (Propia).

- 12).- El inseminador se coloca sobre el guante obstrético un guante de látex estéril y lo lubrica (Fig. 47).

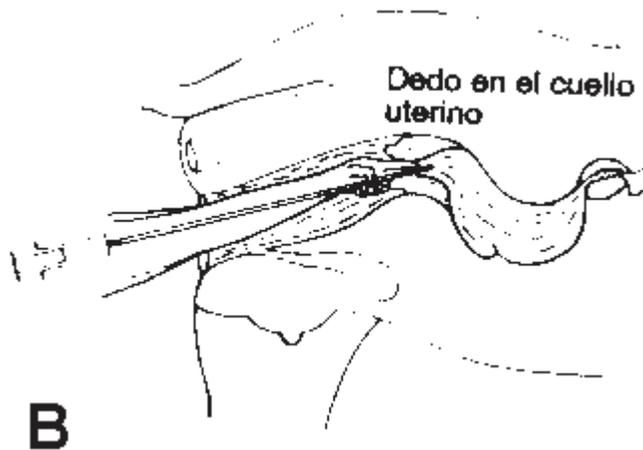
Figura 47.- Lubricación del guante de látex.



Fuente: (Propia).

- 13).- Se introduce la mano izquierda, conteniendo la pipeta, por la vagina hasta colocar el dedo índice en el cérvix y con éste guiar la pipeta hacia el cuerpo del útero (Fig. 48).

Figura 48.- A) Introducción de la mano con la pipeta por la vagina hasta el cérvix. B) Diagrama de la posición correcta de la pipeta dentro del útero.



Fuente: (Modificado de Hafez, 2000).

- 14).- Se coloca la jeringa que contiene el semen, y un poco de aire, en la pipeta y se vacía su contenido (Fig. 49).

Figura 49.- Vaciado del semen.



Fuente: (Propia).

- 15).- Se retira la jeringa de la pipeta, se llena de aire y se coloca de nuevo en la pipeta donde se vacía el aire para deslizar el semen que pudo haber quedado dentro de la misma (Fig. 50).

Figura 50.- Vaciado de aire para empujar semen por la pipeta.

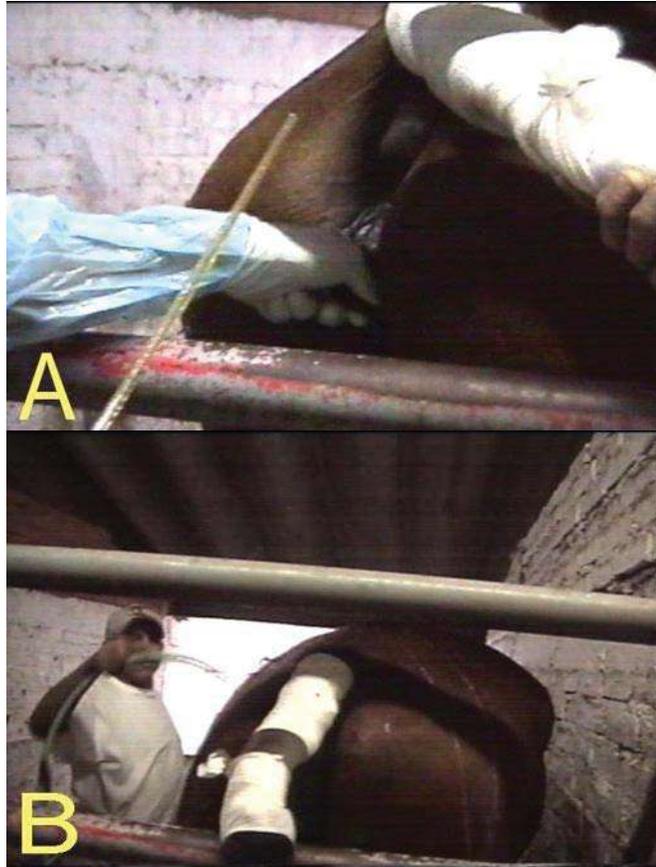


Fuente: (Propia).

16).- Se retira la mano junto con la pipeta.

17).- Se da un ligero masaje en la vulva y se moja la grupa de la yegua con agua fría para favorecer las contracciones uterinas y ayudar al transporte del semen hacia los oviductos (Fig. 51).

Figura 51.- Manipulación de la yegua después de la inseminación.



Fuente: (Propia).

A) Masaje de la vulva, B) Mojado de la grupa.

7.5. Transferencia de embriones en equinos.

La transferencia de embriones en equinos, es una técnica de reproducción asistida que tiene el potencial para mejorar la eficiencia reproductora en caballos, y que en la actualidad es utilizada comercialmente. (Vázquez, 2001)

El primer trasplante embrionario en equinos realizado con éxito fue comunicado en 1972, pero no fue aceptado como procedimiento en la industria equina hasta comienzos de los años 80. (Camps, s.f.p.)

1.- Ventajas de la transferencia de embriones.

Existen diferentes indicaciones para la utilización de la transferencia de embriones en equinos dentro de las cuáles se pueden mencionar las siguientes:

- a).- La posibilidad de producir más de un potro de yeguas genéticamente superiores.
- b).- La obtención de un potro de yeguas activas dentro del deporte.
- c).- La posibilidad de obtener un potro, de yeguas que no pueden llevar a término una gestación, debido a la presencia de ciertos problemas reproductivos y no-reproductivos.

2.- Técnica de transferencia de embriones.

Los pasos de la técnica de transferencia de embriones en la yegua son:

- a).- Selección de la yegua donadora.
- b).- Selección de la yegua receptora.
- c).- Sincronización de las yeguas donadoras y receptoras.
- d).- Colección del embrión.
- e).- Búsqueda del embrión.

- f).- Evaluación del embrión.
- g).- Clasificación de los embriones.
- h).- Transferencia del embrión a la yegua receptora.

a).- Selección de la yegua donadora.

Algunas características que se recomienda que deben cumplir las yeguas donadoras son las siguientes:

- Yeguas de calidad genética superior.
- Yeguas con un desempeño deportivo sobresaliente.
- Yeguas fértiles.
- Yeguas sanas reproductivamente y de ser posible jóvenes.
- Yeguas con una buena condición corporal. (Vázquez, 2001)

Debe realizarse un examen completo de evaluación reproductiva de la yegua donante para saber si esa yegua puede ser usada en un programa de transferencia embrionaria. Si se identifican en el examen anormalidades que necesitan tratamiento (ej: endometritis bacteriana) deben ser tratadas antes de utilizar a la yegua para transferencia embrionaria. El manejo de la donante incluye el recelado para monitorear la conducta reproductiva, la palpación rectal y ultrasonografía para monitorear la actividad folicular durante el ciclo estral, durante el celo, la donante es examinada diariamente para evaluar el crecimiento folicular que permite saber el momento óptimo de la inseminación con semen fresco, refrigerado o congelado. La ovulación es inducida utilizando gonadotropina coriónica humana (hCG; 5 UI/kg. IV o IM) o la aplicación de agonistas de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) acetato de deslorelin (Ovuplant®); 2.2 mg pellet subcutáneo). El día de la ovulación es detectado y designado como Día 0. Actualmente no hay ningún método práctico y eficiente para inducir la superovulación en las yeguas y esto limita la eficiencia de la transferencia embrionaria. (Vanderwall, 2000)

b).- Selección de la yegua receptora.

Sin duda, éste es el elemento más importante en un programa de transferencia de embriones, puesto que éstas pueden determinar el éxito o el fracaso de una transferencia en la que todos los demás elementos sean los adecuados y correctos. Es por esto, que deben seleccionarse muy cuidadosamente las yeguas receptoras; se debe realizar tanto una buena historia clínica reproductiva como un exhaustivo examen reproductivo para una óptima selección.

Algunas de las principales características que se buscan en las yeguas receptoras son las siguientes:

- Yeguas jóvenes y fértiles, de preferencia que tengan entre 4 y 10 años de edad, que sean nulíparas o tengan un parto, pero que no sean yeguas multíparas.
- Yeguas sanas en general, y por supuesto que también lo sean reproductivamente.
- Yeguas con una buena conformación corporal.
- Yeguas de buena alzada.
- Yeguas de temperamento tranquilo y con un buen comportamiento en general.
- Deben tener ciclos estrales normales. (Vanderwall, 2000, Vázquez, 2001)

c).- Sincronización de las yeguas donadoras y receptoras.

Se recomienda de 2 a 3 yeguas receptoras por yegua donadora, para que alguna de éstas quede sincronizada lo mejor posible y así tener opciones de selección en el momento de la transferencia.

Es conveniente y se prefiere que la yegua receptora ovule el mismo día que la yegua donadora o hasta dos días después, siendo ésta última opción la mas

adecuada para realizar la transferencia, sin embargo aunque no es lo ideal se pueden también utilizar yeguas que ovularon hasta dos días antes que la donadora.

En términos técnicos, a las receptoras se les clasifica como que están sincronizadas +1 ó +2 cuando ovularon uno o dos días antes que la donadora, como día 0 cuando ovularon ambas el mismo día y como -1 ó -2 cuando su ovulación se presentó uno o dos días después de la ovulación de la yegua donadora.

Existen varios métodos para lograr la sincronización de las yeguas donadoras con las yeguas receptoras y básicamente consisten en la utilización de diferentes productos hormonales para lograrlo.

Uno de los métodos más comunes para lograr la sincronización es el siguiente:

La terapia con progesterona o progestágenos como el allyl-trembolona (Altrenogest), administrado durante 10 a 12 días (0.044 mg/KG vía oral) seguido de una inyección de prostaglandinas (10 mg IM). Al final del tratamiento en caso de que se hubiera presentado una ovulación a la mitad del tratamiento; las yeguas así manejadas deberán estar entrando en estro en un lapso de entre 3 y 5 días después de su administración.

En ocasiones también se utilizan las prostaglandinas para acortar la fase lútea del ciclo estral. (Vázquez, 2001)

d).- Colección del embrión.

Los embriones equinos son selectivamente transportados a través del oviducto hacia el útero entre los día 5 a 6 post-ovulación, estando en estadios de desarrollo de mórula compacta (Fig.52 a) a blastocito temprano (Fig.52 b), después de entrar al lumen uterino, el tamaño del embrión crece exageradamente (cuadro 4)

hasta blastocito expandido (Fig. 52 c). Aunque los embriones pueden ser recuperados entre los días 6 y 9 después de la ovulación, los días óptimos son el séptimo o el octavo.

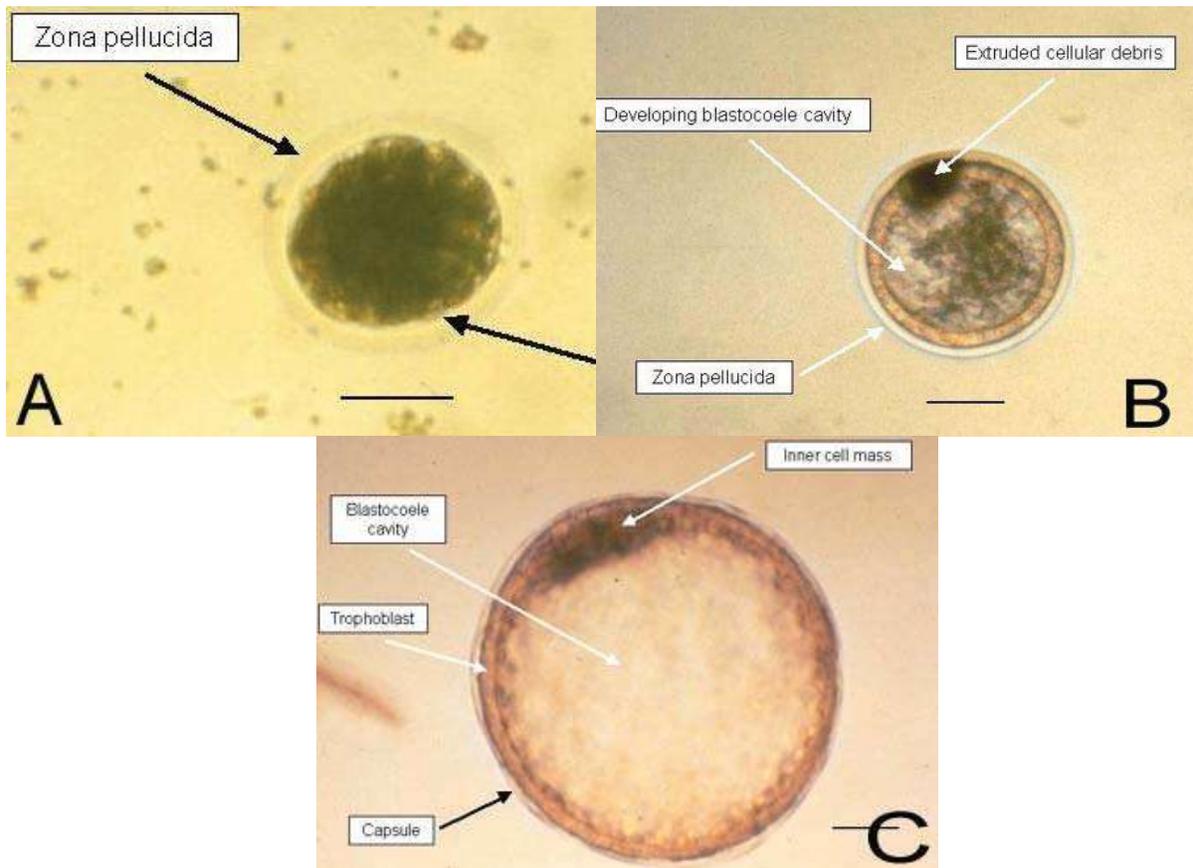
La principal indicación para recuperar embriones en el día 6 es para realizar el congelamiento de dichos embriones. Los embriones no son recuperados en el día 9 porque el porcentaje de transferencia exitosa es generalmente más bajo que para los embriones recuperados en los días 7 u 8. (Vanderwall, 2000)

Cuadro 4. Diámetro de los embriones equinos recuperados del lumen uterino.

Días Pos-ovulación	Número de Embriones	Diámetro embrionario (mm)	
		Promedio	Rango
6	121	0.208	0.132-0.756
7	144	0.406	0.136-1.460
8	142	1.132	0.120-3.980
9	41	2.220	0.730-4.520

Fuente: (Vanderwall, 2000).

Figura 52.- Embriones equinos en diferentes etapas de desarrollo.



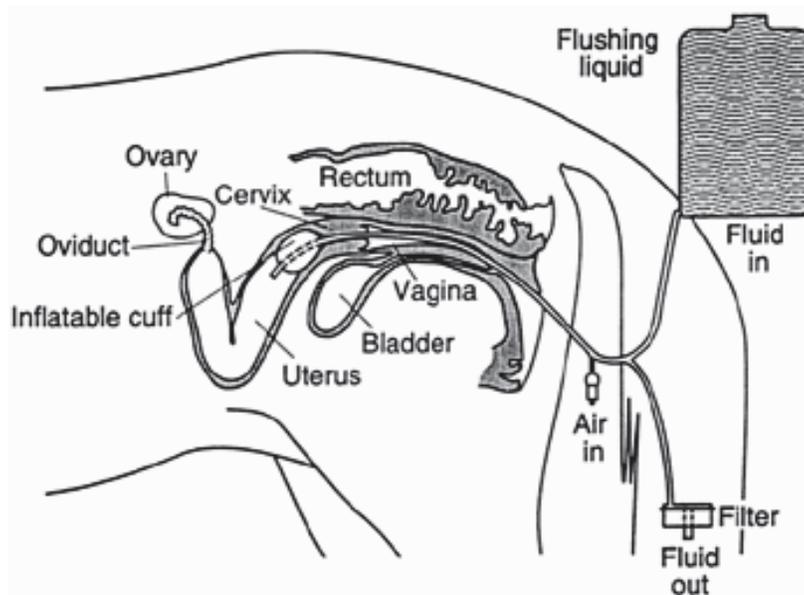
Fuente: (Vanderwall, 2000).

A) Mórula compacta equina: El embrión consiste en una masa compacta de blastómeras, con una zona pelúcida prominente. Los contornos de blastómeras individuales pueden observarse en la periferia del embrión (flecha). El tamaño del embrión es aproximadamente 220 μm . **B)** blastocito temprano equino: Comenzó la formación de fluido que llena la cavidad del blastocoele y la zona pelúcida se está adelgazando. El tamaño del embrión es aproximadamente 290 μm . **C)** blastocito equino expandido. La cavidad del blastocoele está totalmente formada y el macizo celular interno, el futuro embrión-feto, puede ser diferenciado de la capa trofoblástica externa (futura placenta). La zona pelúcida está siendo reemplazada por una delgada cápsula. El tamaño del embrión es aproximadamente 560 μm .

La recolección embrionaria es realizada por lavado uterino transcervical (Fig. 53) de la siguiente manera:

- Se coloca a la yegua en el chute.
- La zona perineal es lavada usando jabón neutro, bien enjuagada con agua limpia y secada.
- El operador se coloca un guante de plástico estéril en el brazo y gel lubricante estéril,
- Se introduce el catéter (o la sonda) estéril, que cuenta con un globo en la vagina, puede ser un catéter de silicón de 80 cm con un diámetro interno de 8 mm.
- Después de meter el catéter en la vagina éste es colocado a través del cérvix en el cuerpo uterino, el globo es inflado con 80 cc de aire o solución salina estéril y luego se tracciona hacia atrás contra el orificio cervical interno para prevenir la pérdida de líquido. (Vanderwall, 2000)

Figura 53.- Esquema del procedimiento de recuperación embrionaria.

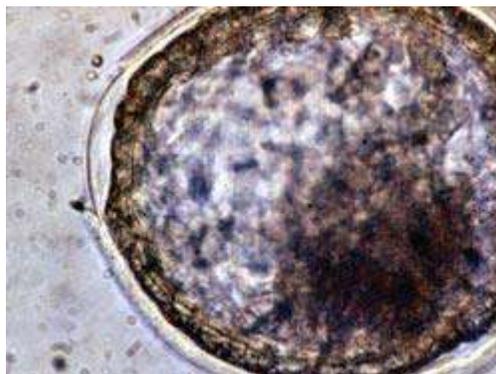


Fuente: (Vanderwall, 2000).

- Una vez colocado el catéter, el útero es lavado tres a cuatro veces con solución salina amortiguada con fosfatos puro o modificado (DPBS) previamente entibiado (30 - 35° C) conteniendo 1% de suero fetal bovino, penicilina (100 UI/ml) y estreptomicina (100 µg/ml).
- El útero es llenado con 1 a 2 litros de DPBS en cada lavado (4 a 8 litros son usados durante todo el proceso de recolección).
- Después de llenado el útero se le permite al líquido salir y pasar a través de un filtro para embriones de 0.75µ (es importante que el filtro de embriones no rebase o quede sin líquido) el líquido que pasa por el filtro es recolectado para evaluar cuanto se recuperó, después del primer lavado el útero es masajado a través del recto durante los subsiguientes lavados, y esto puede ayudar a que el embrión quede suspendido en el medio y además aumentar la recuperación total del líquido, la mayoría (> 90%) del líquido de lavado debería ser recuperado y estar libre de restos celulares o de sangre, la recuperación de líquido de lavado opaco indica que la yegua tiene un proceso de endometritis activa en el momento del lavado, y necesitará una evaluación diagnóstica futura, la presencia de sangre es asociada con un masajeo vigoroso del útero y o la manipulación del catéter. (Vanderwall, 2000)

La colección del embrión se efectúa alrededor de 6 -8 (Fig.54) días después de la ovulación e idealmente es en el séptimo día donde se obtiene un alto porcentaje de recuperación y es también la etapa cuando la “resistencia” del embrión es mejor debido a que entre más viejo es éste, también es más frágil para su manipulación. Los embriones de 6 días tienen el problema de que el porcentaje de recuperación es menor al que se obtiene cuando éstos son de 7 días.

Figura 54.- Embrión equino de 6 días.



Fuente: (Oriol, 2003).

En este momento el embrión puede ser recolectado por lavaje uterino.

e).- Búsqueda del embrión.

Una vez finalizado el lavado el contenido del filtro es vaciado en una caja de Petri con cuadrícula para la búsqueda y enjuagado con DPBS, el líquido recuperado es revisado utilizando un microscopio estereoscópico a un aumento de 15x , los embriones de 8 días usualmente se ven a simple vista, cuando un embrión es identificado, es lavado como mínimo por 3 pasajes sucesivos en gotas de un mililitro de medio DPBS con 10% de suero fetal bovino (esterilizado por pasaje por filtro de 0.22 μ); después del lavado el embrión se coloca en el mismo medio en una placa de Petri de 35 x 10 mm; el embrión es evaluado a mayor aumento (40 - 80x) y calificado usando la escala de 1 (excelente) a 4 (pobre), los embriones pueden ser tomados utilizando pajuelas de 0,25 o 0,5 cc, pipetas capilares de vidrio de 25 μ l, o cualquier otro instrumento adosado a una jeringa, cada vez que se tome un embrión con un tipo de estos capilares o pajuelas, la columna de líquido que contiene el embrión debe ir rodeada de una burbuja de aire en cada extremo y luego una columna de medio líquido sólo, esto previene accidentes como el de absorber la columna de medio al tocar con el extremo de la pajuela algún material absorbente. El proceso de levantar y depositar un embrión debería ser realizado bajo lupa estereoscópica. (Vanderwall, 2000)

f).- Evaluación del embrión.

Una vez que se encuentra el embrión con el microscopio, debe hacerse una evaluación de éste para tener una mejor idea relacionada con las expectativas de poder lograr una gestación; evaluándose el embrión tomando en cuenta su “calidad”. Los parámetros a considerar en la evaluación del embrión están relacionados a la compactación de los blastómeros, si existen o no células extrudadas o dañadas, así como con la uniformidad del color y la forma de éste. Una tabla de evaluación que es utilizada comúnmente, es aquella en la que se califica el embrión con un número dependiendo de la calidad de éste, siendo el grado I un embrión de excelente calidad y un embrión grado V aquel que está muerto o degenerado. Los embriones clasificados como de grado I y II se asocian con los mayores porcentajes de gestación obtenidos. (Vázquez, 2001)

g).- Clasificación de los embriones.

El éxito de la transferencia de embriones depende de gran parte de la evaluación del potencial biológico de los embriones. De la clasificación embrionaria depende también la adecuada selección de receptoras, pues el desarrollo embrionario debe compaginarse con el ambiente uterino. La evaluación definitiva de los embriones debe hacerse a 40-120 aumentos, observándolos al microscopio estereoscópico o al compuesto.

La viabilidad de los embriones puede predecirse con base en la evaluación de muchos parámetros relacionados con su habilidad para producir una preñez. No hay ninguna característica que por si sola determine la viabilidad embrionaria, por lo cual se emplean uno o más de los siguientes métodos o parámetros de evaluación embrionaria que influyen más a menudo en la selección embriones de buena calidad.

Morfológico.- Es el método mas ampliamente usado y consiste en predecir la viabilidad de los embriones con base en su apariencia general, número de células,

compactación de células, forma y tamaño celular y embrionario, color y textura del citoplasma, presencia de vacuolas, blastómeros extruidos de la masa embrionaria, espacio perivitelino ocupado por esta, estadio de desarrollo con base en la edad, regularidad de la zona pelúcida y presencia de desechos celulares.

Generalmente los embriones cuyo desarrollo corresponde a su edad tienen mayores oportunidades de sobrevivir que aquellos con deficiencias en su desarrollo. Con base a sus características morfológicas, cada embrión recibe clasificación de su calidad.

Los embriones en perfecto estado desde el punto de vista morfológico se pasan a una placa de Petri pequeña con medio de cultivo recién filtrado y así se lavan 10 veces (para diluir posibles gérmenes), conservándose a temperatura ambiente hasta su transferencia o próxima manipulación.

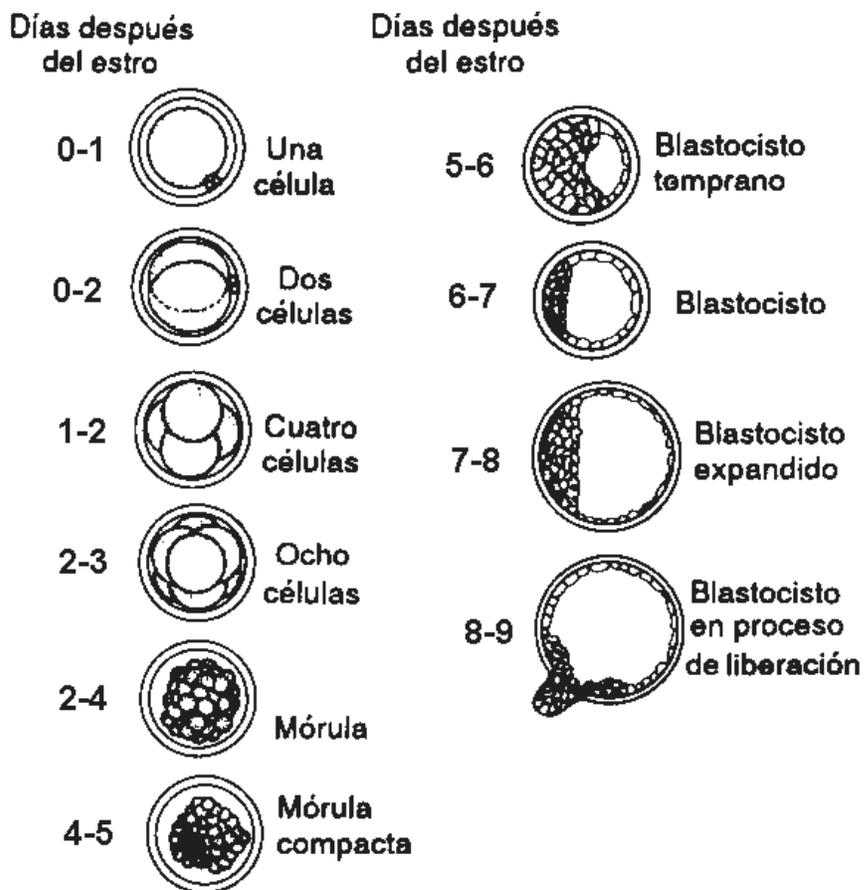
Otro parámetro que puede analizarse en los cigotos es el grosor de la zona pelúcida. Los embriones con una zona pelúcida irregularmente espesa tienen la proporción de implantación más alta que los embriones con el espesor uniforme de la zona pelúcida.

Los embriones con la zona espesa, mayor que 15 μ tienen una proporción de implantación menor que los embriones con la zona más delgada. En la mayoría de las clasificaciones de calidad embrionaria se utiliza el número de células como el parámetro principal del valor indicativo, más la frecuencia de divisiones mitóticas que se relacionan al desarrollo potencial del embrión.

El embrión de buena calidad tiene cuatro células por lo menos el segundo día y ocho células en el tercer día de su desarrollo (Fig. 55). Los embriones son divididos en clases, dependiendo de varios parámetros morfológicos que se evalúan, en ese momento. Al lado del número de células, la apariencia de blastómeros y la presencia de defectos del citoplasma o fragmentación, son los criterios a menudo basados.

El embrión de buena calidad tiene muchos blastómeros y no es despreciable la fragmentación. Los números óptimos de blastómeros son 4 a 6 en el segundo día y 8-12 en el tercer día de desarrollo (Fig. 55). (Palomino, 1998)

Figura 55.- Embriones equinos morfológicamente normales en diversas etapas de desarrollo.



Fuente: (Hafez, 2000).

Los embriones colectados pueden ser clasificados de acuerdo a su calidad morfológica y grado de afección celular en excelente, buena, regular y mala, las características para cada categoría se describen a continuación:

Embrión de calidad excelente (grado 1). Embrión esférico, zona pelúcida intacta, cúmulo celular perfectamente estructurado con 16 células del mismo tamaño, color y textura.

Embrión de calidad buena (grado 2). Embrión esférico o ligeramente elipsoidal, zona pelúcida intacta, algún blastómero suelto pero por lo demás, cúmulo celular perfecto.

Embrión de calidad regular (grado 3). Zona pelúcida intacta o dañada, blastómeros de diferentes tamaños, cúmulo celular con un 30 hasta un 60% de blastómeros intactos, ligero retraso del desarrollo (estadío de 32 células).

Embrión de calidad pobre (grado 4). Zona pelúcida intacta o dañada, blastómeros degenerados y sueltos en un número considerable, cúmulo celular suelto y con menos del 30% de blastómeros intactos desarrollo retardado con estadíos embrionarios de blastómeros grandes (32 a 16 células).

Embrión de calidad degenerado (grado 5). Zona pelúcida normalmente intacta, cúmulo celular con aspecto desorganizado y suelto, blastómeros de diferentes tamaños y pignóticos en muchos casos, estadíos de desarrollo ya paralizado (2, 4, 8 hasta 16 células).

Ovocito no dividido (grado 6). Ovocito fertilizado o no, pero no dividido, rodeado de una zona pelúcida intacta o no, perfectamente esférica. (Palomino, 1998)

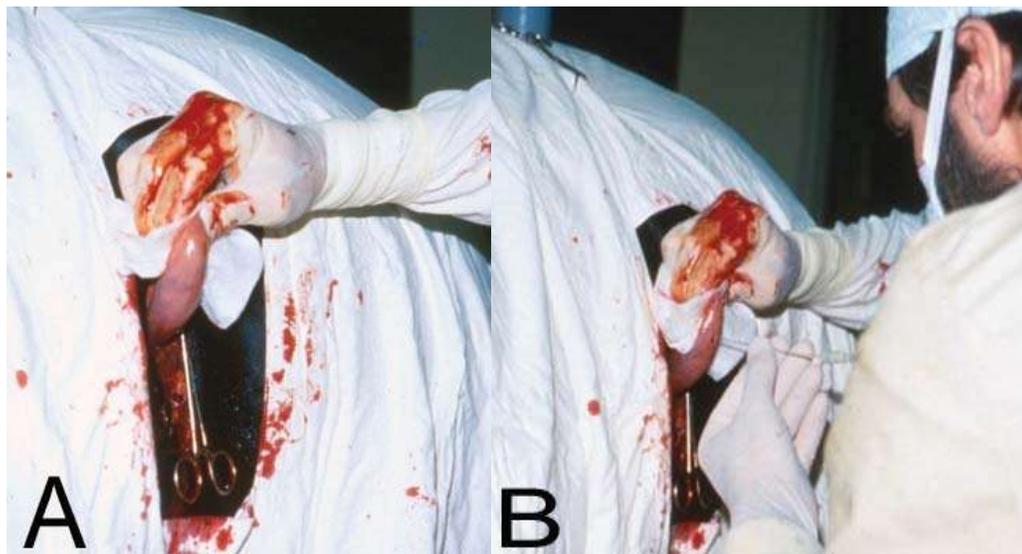
h).- Transferencia del embrión a la yegua receptora.

Básicamente existen dos métodos principales utilizados en la transferencia de embriones en los equinos y éstos son:

1. El quirúrgico.
2. El no quirúrgico o transvaginal.

1. Transferencia Quirúrgica: La transferencia quirúrgica es realizada por laparotomía por el flanco utilizando sedación y tranquilización en conjunto con anestesia local, utilizando una técnica quirúrgica convencional se exterioriza el cuerno uterino a través de la incisión en el flanco (Fig. 56), se perfora la superficie usando una aguja y luego se agranda colocando un fórceps de iris a través de la incisión hasta la luz uterina; el embrión contenido en un pequeño volumen de medio (< 250 µl) en una pajuela o en otro tipo de capilar, es depositado en la luz uterina, el orificio en el cuerno uterino no es suturado, el útero es colocado nuevamente en el interior del abdomen y la pared abdominal es suturada con la técnica estándar. Debido a la movilidad del embrión equino en el lumen uterino, este puede ser transferido en el cuerno uterino ipsilateral o contralateral a la ovulación. (Vanderwall, 2000)

Figura 56. Transferencia embrionaria quirúrgica.



Fuente: (Vanderwall, 2000).

El cuerno uterino ha sido exteriorizado a través de la incisión por el flanco (A); una pajueta estéril conteniendo al embrión ha sido introducida a través de la incisión hasta la luz uterina, donde el embrión es depositado (B).

- 2. Transferencia no quirúrgica:** La transferencia embrionaria no quirúrgica es usualmente realizada utilizando: 1) pipeta de inseminación artificial estándar, 2) pistola de inseminación plástica desechable, o 3) pistola de inseminación de acero inoxidable reusable, en todos los casos se utiliza una camisa sanitaria plástica estéril para cubrir los instrumentos de transferencia; para realizar la transferencia no quirúrgica, la yegua es colocada en un chute, sedada y luego se prepara el área perineal como fue descrito para la recolección embrionaria, el operador se coloca un guante plástico estéril en el brazo y encima un guante de látex estéril; se coloca gel lubricante estéril en el dorso de la mano del operador y sobre la vulva de la yegua, la punta del instrumento de transferencia (cubierto por la camisa sanitaria estéril) es colocada en la palma de la mano y la punta es protegida por el pulgar, el instrumento es colocado a través de la vagina y la punta introducida en el orificio cervical externo aproximadamente 0.5 cm

y en este momento se adelanta hacia la luz del cuerpo uterino, el embrión puede ser depositado en el cuerpo uterino o en alguno de los cuernos uterinos; para depositar el embrión en el cuerno uterino el instrumento es guiado por palpación transrectal, ubicado correctamente, el instrumento de transferencia es retirado lentamente de manera que la punta no sea obturada por la pared del endometrio mientras se descarga el embrión. (Vanderwall, 2000)

Este método es menos costoso y en la actualidad, es el método de elección en la mayoría de los centros de transferencia de embriones del mundo; puesto que se han alcanzado prácticamente los mismos porcentajes de gestación que los obtenidos anteriormente con la transferencia quirúrgica. (Vázquez, 2001)

A los 7 días de realizado el transplante, se realizan ecografías en las receptoras para diagnosticar preñez, mismos que se repiten a los 20, 35, 50 y 60 días. La muerte embrionaria entre los días 15 y 60 de la gestación, según los investigadores, no parece ser mayor en yeguas receptoras de embriones transferidos que en yeguas inseminadas con semen fresco. (Camps, s.f.p.)

3.- Expectativas relacionadas con la transferencia de embriones.

Las expectativas de éxito de la transferencia de embriones, en yeguas reproductivamente sanas y fértiles, son de entre el 60 - 70% de recuperación de un embrión por lavado o por ciclo y una vez que se ha obtenido, las probabilidades de lograr una gestación se encuentran alrededor del 45 -75%.

Algunos de los factores más importantes que afectan la recuperación y la transferencia exitosa de un embrión, son la edad y la salud reproductiva de la yegua donadora, el uso de un semental fértil o de semen de buena calidad, la calidad de las yeguas receptoras, la calidad del embrión, así como la técnica de colección y la

técnica de la transferencia son todos sobresalientes y deben tomarse en consideración.

Prácticamente hablando, el criador debe tener en mente que para obtener una gestación por transferencia embrionaria, se requerirán un promedio de tres lavados, recuperándose dos embriones y que de uno de éstos se produzca una gestación. (Vázquez, 2001)

8. Diagnóstico de gestación.

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 de gestación seguro y eficaz, para determinar si la hembra está o no gestante. En caso de que la yegua no quede gestante, se deben tomar las medidas apropiadas para intentar lograr la gestación lo más rápidamente posible, y en su caso para distinguir entre casos de infertilidad debido a fallas en la concepción, y aquellos en los que sí se produce la fecundación, pero es seguida de mortalidad embrionaria temprana y tratar de corregir la causa de infertilidad, disminuyendo así el tiempo de producción perdido.

En la yegua existen diversos métodos para diagnosticar gestación; estos son:

- 1.- Palpación rectal.
- 2.- Ultrasonografía.
- 3.- Mediciones hormonales a través de análisis de laboratorio. (Boeta, 1995)

8.1. Diagnóstico de gestación por palpación rectal.

El examen rectal necesita ciertos puntos de referencia para orientación general y reconocimiento de órganos genitales, ayuda a la orientación general el cinturón pélvico y sus características anatómicas; los ovarios con sus características distintivas y un sitio relativamente constante, sirven como puntos de referencia en la yegua.

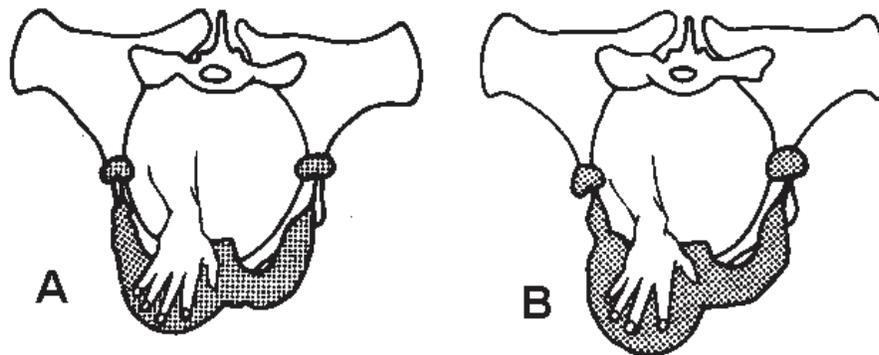
En la yegua no gestante y en gestación inicial, los ovarios se encuentran en la región sublumbar 5 a 10 cm directamente anteriores al tercio superior de la espina ilíaca, los ovarios se encuentran primero localizando el hueso ilíaco y luego haciendo movimientos de tracción con la mano hacia delante; las únicas estructuras que pueden confundirse con los ovarios son las bolas de excremento formadas en el colon menor y recto proximal, sin embargo, los ovarios se distinguen fácilmente de las bolas de excremento, éstas últimas son de consistencia más suave, se desintegran a la compresión, son numerosas y se movilizan libremente; la amplitud con que se pueden movilizar los ovarios está limitada por la longitud del mesovario y también por la posición de útero.

Cambios uterinos durante la gestación. Los cambios que sirven de base para diagnosticar gestación se observan todos en el útero, órgano principalmente afectado; los cambios son principalmente seis:

- a).- Aumento de tamaño del útero.
- b).- Fluctuación.
- c).- Membranas fetales.
- d).- Hipertrofia de las arterias.
- e).- Posición del útero.
- f).- Posición de los ovarios.

a).- **Aumento de tamaño del útero;** el aumento inicial sólo se observa en un cuerno, generalmente el derecho, en este momento el crecimiento se observa un poco por encima de la unión del cuerno con el cuerpo, a medida que progresa la gestación, el contenido del útero se dirige hacia el cuerpo, hasta que el cuerpo aloje al embrión y membranas fetales y el útero se haga simétrico de nuevo (Fig.57). (Zemjanis, 1984)

Figura 57.- Diagnóstico de gestación en la yegua los días 40 (A) y 60 (B).



Fuente: (Hafez, 2000).

Nótese el tamaño del cuerno uterino grávido.

b).- **Fluctuación;** el aumento de tamaño está asociado a la formación de líquidos fetales, los cuales causan distensión limitada del útero; la pared que se encuentra sobre el segmento distendido es delgada, lo que facilita la palpación de fluctuación o rebote.

c).- **Membranas fetales;** la membrana fetal deslizante y la palpación de cotiledones, que representan signos positivos de gestación en la vaca, no pueden descubrirse en la yegua debido a la placentación difusa. El abombamiento del útero en etapas iniciales de la gestación es causado casi totalmente por la vesícula amniótica. Esta última no puede descubrirse hasta el 50° ó 60° día de gestación en que se hace palpable el feto.

d).- Hipertrofia de las arterias; la demanda de un mayor aporte sanguíneo a medida que la gestación progresa se satisface parcialmente por redistribución de sangre asociada a hipertrofia de arterias uterinas. La arteria útero-ovárica y uterina media sufren marcado aumento de tamaño. La hipertrofia afecta también la arteria uterina caudal. El murmullo se descubre con seguridad después del 150° día del periodo de gestación.

e).- Posición del útero; el aumento de tamaño del útero está asociado a un aumento de peso, lo que a su vez es responsable de los cambios de posición del órgano. Hasta el 60° día de gestación, el útero está en posición pélvica. La excepción la representan las yeguas multíparas y viejas. Posteriormente, el útero crecido se coloca sobre el reborde pélvico completándose este proceso a los 90 días de gestación, aproximadamente. En este momento principia el descenso y continúa hasta que el útero alcanza el piso abdominal. Esto coincide con el 6° ó 7° mes de gestación. El ascenso comienza al finalizar este periodo.

f).- Posición de los ovarios; el cambio de posición del útero también afecta el ligamento ancho y ovarios, a medida que desciende el útero ejerce tensión sobre los ligamentos anchos que son desplazados hacia abajo, hacia la línea media y centralmente, los ovarios también son arrastrados y se desplazan en la misma dirección; hacia el final del periodo del descenso, los ovarios se encuentran frecuentemente a nivel del borde pélvico.

Determinación de la edad de gestación. La estimación de la edad de la gestación es particularmente importante en yeguas criadas en pastura o adquiridas recientemente. La edad de gestación puede calcularse con mucha seguridad durante los primeros tres meses de gestación. En gestaciones avanzadas, la edad puede calcularse en meses. Las características de forma, tamaño, consistencia y posición del útero grávido tal y como aparecen en ciertas etapas, se presentan en el siguiente orden cronológico:

a).- Gestación de 2 semanas (15 días). Esta representa la primera etapa en que es posible el diagnóstico de gestación positivamente. Se caracteriza por la presencia de un crecimiento esférico circunscrito del útero que alcanza 2 a 3 cm de diámetro. Este se localiza en el tercio inferior de un cuerno, casi siempre el derecho y de convexidad ventral. En este momento, el tono uterino es elevado y las manipulaciones provocan contracciones del cuerno, lateral y medialmente al crecimiento, haciendo más fácil la diferenciación.

Es obligada la comparación cuidadosa de ambos cuernos, particularmente la unión de cuerpo y cuernos uterinos. En algunas yeguas, la unión está marcada por una discreta curvatura dirigida hacia abajo en la base del cuerno. Esta puede confundirse con el crecimiento de la gestación. En este momento es posible el diagnóstico de gestación en la mayoría de las yeguas.

Puede haber dificultades en yeguas viejas fecundadas durante el *post partum*, puesto que su útero está generalmente crecido. El embrión, sus membranas y líquidos son tan pequeños dentro del útero que no hacen prominencia. Un recto tenso y estrecho puede también interferir con el examen y hacer difícil, si no imposible, el diagnóstico.

b).- Gestación de 5 semanas (35 días). El crecimiento ha alcanzado el tamaño de una pelota de golf. Su diámetro puede variar de 3 a 4 cm. Es circunscrito, esférico y localizado en el cuerno. La pared que rodea la elevación es delgada y permite al examinador palpar la fluctuación.

c).- Gestación de 6 semanas (42 a 45 días). El crecimiento en esta etapa toma una forma discretamente oval y mide 5 a 7 cm de longitud y aproximadamente 5 cm de diámetro. Su posición alcanza la unión del cuerno con el cuerpo.

d).- Gestación de 7 semanas (48 a 50 días). El crecimiento, francamente oval, comienza a penetrar al cuerpo del útero. Mide 7 a 8 cm de largo y 6 a 7 cm de

diámetro. La fluctuación de los líquidos fetales dentro del crecimiento es claramente palpable. En la mayoría de las yeguas, el útero grávido es estrictamente pélvico.

e).- Gestación de 2 meses (60 a 65 días). Casi la mitad del crecimiento se localiza en el cuerpo del útero. Ha tomado la forma de un melón. La longitud del crecimiento es de 12 a 15 cm y el diámetro de 8 a 10 cm.

f).- Gestación de 3 meses (90 a 100 días). La gestación está incluida totalmente en el cuerpo uterino. El crecimiento en este momento mide aproximadamente 20 a 25 cm de longitud y casi 12 a 16 cm de diámetro. El útero crecido comienza a descender sobre el reborde pélvico, no puede retraerse y la convexidad ventral no puede sujetarse. El embrión se descubre fácilmente por peloteo sobre el útero crecido.

g).- Gestación de 3 a 5 meses. El borde anterior tenso del ligamento ancho dirigido hacia abajo, hacia delante y hacia la línea media se encuentra en el sitio ocupado ordinariamente por los ovarios de una yegua no grávida. El útero que desciende ejerce tracción sobre los ligamentos anchos llevándose consigo los ovarios. En consecuencia, los ovarios se encuentran posteriormente en posición ventral, anterior y también muy juntos uno del otro.

Si los ligamentos útero-ováricos se dirigen hacia la línea media, los cuernos se encuentran flexionados hacia la línea media y sobre una superficie redonda fluctuante, que es el cuerpo del útero grávido. El descenso no es completo y permite la palpación del feto.

h).- Gestación de 5 a 7 meses. El descenso del útero continúa y se completa al finalizar este periodo. Junto con esto hay una mayor tensión de los ligamentos anchos y posterior desplazamiento de los ovarios. El feto puede palparse por peloteo en casi todas las yeguas. El murmullo es ahora aparente en las arterias uterinas hipertrofiadas.

i).- Gestación desde 7 meses hasta la fecha del parto. El ascenso del útero grávido comienza casi a los siete meses de gestación. Durante este periodo, la palpación del feto no presenta dificultades. (Zemjanis, 1984)

8.2. Diagnóstico de gestación por medio de ultrasonido.

Las ventajas del uso de la ultrasonografía son:

- Diagnóstico temprano de gestación.
- Diagnóstico de mortalidad embrionaria.
- Diagnóstico temprano de yeguas subfértiles.
- Diagnóstico de gestaciones gemelares.

1.- Equipo utilizado en gestaciones tempranas.

Para el examen reproductivo de las yeguas se utiliza un ultrasonido de tiempo real, es decir que produce una imagen visual continua de las estructuras y su movimiento. El arreglo físico de los cristales pizoeléctricos dentro del transductor determina el patrón de propagación de las ondas sonoras, existiendo transductores de arreglo lineal y sectorial.

El transductor de arreglo lineal emite ondas que se propagan paralelamente a partir de una serie de puntos emisores localizados sobre una línea, el transductor se orienta en plano longitudinal con respecto al cuerpo de la yegua. Así las imágenes del cérvix y del cuerpo uterino corresponden a cortes longitudinales, mientras que los cuernos se observan en cortes transversales, este transductor es el que se prefiere para el examen reproductivo de la yegua. La frecuencia del ultrasonido emitido por los transductores varían de 2.5 a 10 MHz. El transductor más utilizado es el de 5 MHz, el cual tiene suficiente resolución y poder de penetración para detectar gestaciones tempranas de 9 o 10 días, así como estructuras foliculares de 2 a 3 mm de diámetro y cuerpos lúteos en regresión.

2.- Desventajas del uso de la ultrasonografía.

Es una inversión cara. Se necesita luz eléctrica en algunos casos, ya que los nuevos aparatos ya cuentan con su propia fuente de energía.

Y lo más importante, que se necesita gente capacitada en la interpretación de las imágenes ultrasonográficas.

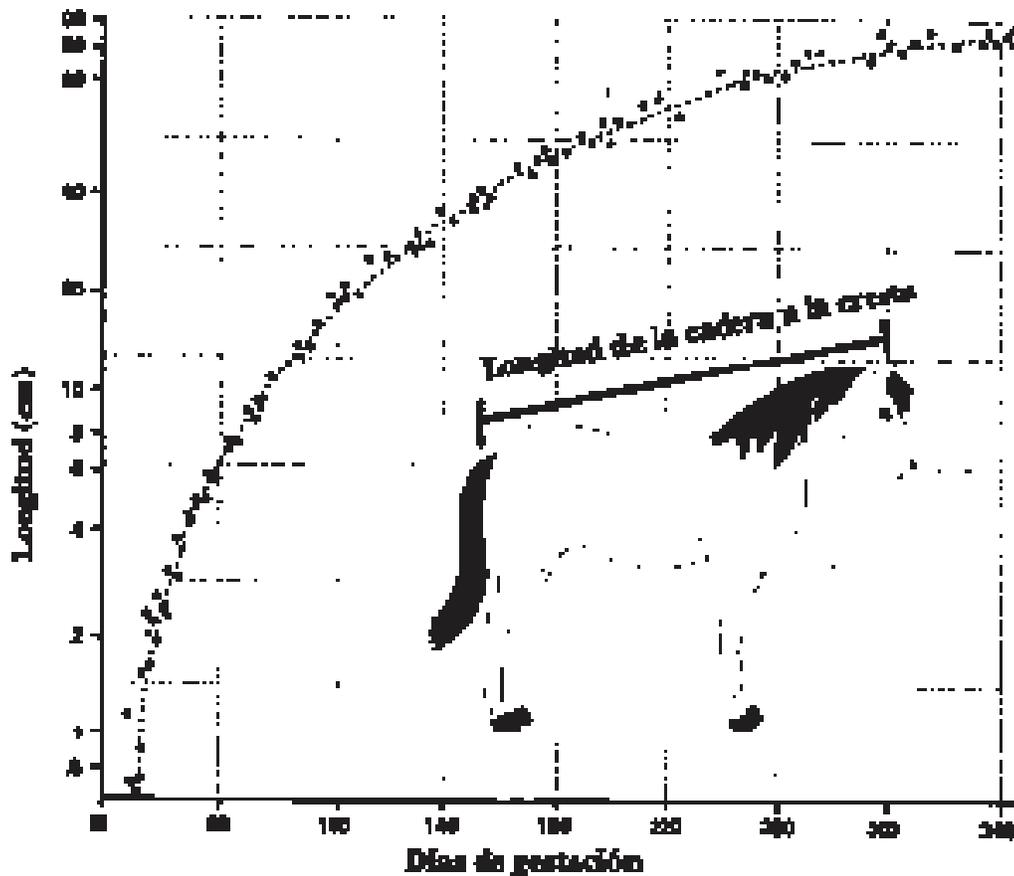
3.- Determinación de la edad fetal.

Para determinar la fecha de parición con mayor exactitud existe una gráfica donde se muestra la relación entre la edad de la gestación en días y la longitud del feto (Fig. 58).

Para determinar la fecha de parición se debe medir la longitud desde la cresta nugal hasta la punta de la cadera. La longitud del feto se puede calcular por palpación rectal o para lograr mayor precisión por medio de ultrasonido. En este último caso a partir de los 50 días de gestación deberá utilizarse un transductor de 3.5 MHz para que la imagen pueda abarcar toda el área a medir. (Boeta, 2001 b)

a).- Primera detección de la gestación. Se puede detectar desde los 9 o 10 días postovulación, lo más conveniente es hasta los 16-17 días debido a que si la yegua no esta gestante regresará a estro. Sin embargo en yeguas con historia de gestaciones gemelares se deberá hacer un diagnóstico temprano entre el día 12 o 15, ya que la vesícula se encuentra todavía con movilidad y en caso de decidir reducirla será un manejo más fácil.

Figura 58.- Relación entre la edad de la gestación y la longitud del feto.



Fuente: (Boeta, 1995).

b).- Vesícula embrionaria de 10 a 15 días de gestación. A esta edad la vesícula tiene gran movilidad por lo que se puede localizar tanto en el cuerpo del útero como en los cuernos uterinos.

Se introduce el transductor transrectalmente deslizando lentamente, buscando una vesícula esférica redonda de 10 mm de diámetro, de color negro (anecoica) que corresponde al saco vitelino, encontrando en los polos tanto ventral como dorsal áreas ecogénicas llamadas reflejos especulares.

c).- Vesícula embrionaria de 15–16 días de gestación. A esta edad ya ocurrió la “fijación” de la vesícula embrionaria en uno de los cuernos uterinos cercano a la bifurcación, posiblemente debido a que funciona como una barrera física o bien porque en ese lugar hay mayor irrigación que le permite una mejor nutrición al embrión.

d).- Vesícula embrionaria de 18 días de gestación. Debido a los cambios hormonales, principalmente por el efecto de la progesterona, la pared uterina se hipertrofia ocasionando que la vesícula embrionaria cambie de forma redonda a irregular.

e).- Vesícula embrionaria de 20 a 25 días de gestación. Permanece la forma irregular. En el día 20 se puede observar el embrión emergiendo del polo ventral de la vesícula embrionaria. En el día 22-23 se puede detectar latido cardiaco. En el día 22 emerge el saco alantoides por debajo del embrión, mientras que por encima de este predomina el saco vitelino.

f).- Vesícula embrionaria de 28 a 33 días de gestación. El saco alantoideo va creciendo, mientras que el saco vitelino va disminuyendo conforme va creciendo el embrión, este forma una línea ecogénica que separa horizontalmente a las membranas placentarias antes mencionadas. Cuando el embrión esta situado en la parte central separando de igual forma las dos membranas se puede decir que el embrión tiene 30 días de gestación.

g).- Vesícula embrionaria de 36 días de gestación. La vesícula es esférica. El saco vitelino es pequeño y se encuentra por arriba del embrión casi llegando al polo ventral de la vesícula mientras que el alantoides se encuentra ocupando casi toda la superficie de la vesícula hasta ponerse en contacto con el corion.

Encontrándose ventralmente a éste el saco vitelino y dorsalmente el alantoides. La primera figura corresponde a una gestación de 26 días, la segunda a una gestación de 30 días y la última a una gestación de 38 días.

h).- Vesícula embrionaria de 40 días. El embrión se le llama feto a partir de esta fecha. Este se encuentra en el polo dorsal de la vesícula. El cordón umbilical empieza su formación del polo dorsal del corion con un descenso gradual.

i).- Vesícula embrionaria de 45 días de gestación. El feto se encuentra en la parte media de la vesícula, descendiendo lentamente hasta llegara al polo ventral.

j).- Vesícula embrionaria de 50 días de gestación. El feto descansa sobre el polo ventral de la vesícula.

k).- Gestación de 55 días. Feto visualmente identificable. Se encuentra en posición decúbiteo-dorsal. Se distinguen sus extremidades y cabeza.

l).- Gestación de 60-70 días. En esta edad es posible realizar el sexado. Buscando e identificando el tubérculo genital. Si el feto es hembra se encuentra cerca de la cola Si el feto es macho se encuentra cerca del cordón umbilical.

m).- Gestaciones avanzadas. En etapas avanzadas, tanto el feto como la vesícula son demasiado grandes para poderse observar completos con un transductor de 5 MHz. Por lo que para gestaciones de más de 55 días se utiliza un transductor de 3.5 MHz, para observar en su totalidad al cordón umbilical y al feto mismo. En este caso se deben verificar su viabilidad a través de latido cardiaco, pulsaciones del cordón umbilical o movimientos fetales. En gestaciones de más de 150 días es recomendable realizar el examen ultrasonográfico transabdominal, ya que transrectalmente no será posible observar el feto, además de utilizar un transductor sectorial para poder tener mejor visualización. (Boeta, 2001 b)

8.3. Diagnóstico de gestación por determinación hormonal.

Es de especial utilidad principalmente en yeguas en las que no es factible la palpación rectal o la ultrasonografía, por difícil manejo, falta de equipo o talla pequeña.

1.- Progesterona.

La progesterona es producida por el cuerpo lúteo desde el día 15 hasta el 150 de la gestación, hay que tener en cuenta los niveles en los diferentes periodos y conocer que en época de diestro en la yegua que no está gestante también se produce progesterona.

Del día 18 a 22 es el mejor momento para tomar la muestra, ya que en la yegua gestante se podrá obtener 6.34 ng/ml y si la yegua estuviera vacía tendría solo 0.77 ng/ml.

Las mediciones se pueden hacer por:

- Radioinmunoensayo (RIA).
- Ensimoinmunoensayo (ELISA).

Se debe tener en cuenta algunos puntos:

- Algunas yeguas gestantes presentan cantidades bajas de progesterona y pueden dar falsos negativos.
- Si no se sabe bien el día del servicio, es difícil hacerla.
- Si la yegua presenta un CL persistente, dará falsos positivos.

2.- Gonadotropina del suero de yegua preñada (PMSG).

La PMSG es producida por células del trofoblasto fetal desde el día 35 a 40, encontrándose valores en sangre desde el día 40 hasta el 120.

Las pruebas que se pueden utilizar son:

- Radioinmunoanálisis (RIA).
- Inhibición de hemoaglutinación (MIP-HI)
- Aglutinación directa en látex (DLA).
- Ensimoinmunoensayo ELISA.

Tener en cuenta:

- En abortos después del día 35 puede haber falsos positivos.
- En gestación de yegua con embrión mula, la reacción inmune es mas temprana por lo que se detectan valores bajos o indetectables a pesar de que este gestante.
- En gemelos puede haber niveles más altos de los normales.
- En ponies los niveles son mayores que en otras razas más grandes.

3.- Estrógenos.

Se realiza la medición de sulfato de estrona, pero su uso es algo limitado pues su detección es sólo desde el día 60 u 80 de gestación, sin embargo se ha utilizado como medida de viabilidad fetal porque los estrógenos provienen de la unión feto-placentaria.

Las pruebas utilizadas son:

- RIA.
- ELISA. (Medina, 1997)

9. Factores que afectan la eficiencia reproductiva en las yeguas.

Existen factores que afectan la eficiencia reproductiva en las yeguas como son:

- 1.- Temporada de cría artificial.
- 2.- Selección.
- 3.- Nutrición.
- 4.- Fallas en la detección del celo.
- 5.- Momento de la monta o inseminación.
- 6.- Abuso de medicamentos y hormonas.
- 7.- Cruza indiscriminada en el calor del potro.

9.1. Temporada de cría artificial.

La fecha de nacimiento del 1° de enero impuesta por muchas asociaciones de registro tratando de obtener potros más precoces, grandes y fuertes, tanto para las subastas como para las carreras, ha obligado a cambiar la temporada natural de reproducción de los equinos, ésta es en los meses de verano, en los que las yeguas paren cuando la temperatura ambiente y la calidad del alimento son óptimas, por una

en la que ni las condiciones del medio ambiente ni las condiciones reproductivas de las propias yeguas son las adecuadas.

Con el objeto de asegurarse cuadras competitivas de potros, la temporada de cría artificial termina justo cuando el potencial reproductivo de las yeguas alcanza su punto óptimo. Además la temporada artificial es mucho más corta que la natural o fisiológica, haciendo más difícil la solución de algunos problemas reproductivos durante un proceso de subfertilidad normal.

9.2. Selección.

Al igual que con el semental, además de los problemas de fertilidad causados por la temporada de cría arbitrariamente impuesta, la reducción en el potencial de fertilidad de las yeguas es el resultado de años de selección en base a la conformación, pedigree y capacidad atlética, en vez de la capacidad reproductiva de los animales, y aunque la fertilidad es un aspecto económico muy importante en la industria equina, la conformación, velocidad, habilidad, líneas de sangre y otros elementos de mercadotecnia son más importantes para muchos criadores.

9.3. Nutrición.

Desde la domesticación del caballo, la influencia del hombre sobre su alimentación, ejercicio, métodos de reproducción, etc., ha afectado también su eficiencia reproductiva. Una nutrición inadecuada puede ser causada por dietas deficientes, infestaciones parasitarias masivas, pérdida del apetito por enfermedades sistémicas, lesiones en la boca, etc., y en la yegua adulta puede ocasionar inhibición del crecimiento folicular, alterar los patrones normales del comportamiento reproductivo y, posiblemente, resultar en anestro profundo.

9.4. Fallas en la detección del celo.

Las fallas en la detección del celo en la yegua son causa importante de bajos porcentajes de concepciones.

Estas fallas generalmente pueden atribuirse a:

- a).- Desconocimiento del ciclo estral de la yegua.
- b).- Recelar durante el periodo de transición, cuando el comportamiento de la yegua es errático y no es un indicador confiable de la proximidad de la ovulación.
- c).- Registros de recelo inadecuados.
- d).- Método inadecuado de recelo.
- e).- Fallas para detectar temor o disgusto de la yegua hacia el recelador.

9.5. Momento de la monta o inseminación.

En términos generales, el mejor momento para servir o inseminar a la yegua es justo antes de la ovulación, normalmente la yegua ovulará de 24 a 48 horas antes de que termine el celo, sin embargo, también puede ocurrir desde más de 48 horas antes de que el celo termine, hasta 24 horas después de que esto ocurra.

Una vez que la yegua empieza a ciclar en forma regular, los registros sobre su comportamiento en años anteriores ayudarán a predecir la duración aproximada del ciclo para llevarla a monta o inseminarla, ya que por lo general, cada yegua establece su mismo patrón año con año. Esto ayuda especialmente cuando no se cuenta con atención veterinaria regular.

Sino se tienen registros anteriores o si los patrones de comportamiento de las yeguas son muy erráticos, deben utilizarse la palpación rectal por médicos

veterinarios especializados para determinar el momento más adecuado para el servicio o la inseminación.

Si la yegua no es examinada por medio de ultrasonido o palpación transrectal y el semental no ha sido sobreutilizado, pueden requerirse varios servicios (empezando en el tercer día del celo y alternándolos un día sí y otro no, hasta que el celo termine) para aumentar la probabilidad de concepción.

9.6. Abuso de medicamentos y hormonas.

Otro punto que puede reducir la eficiencia reproductiva es el uso inadecuado o excesivo de medicamentos y hormonas.

Las yeguas están sujetas a una amplia variedad de medicamentos durante su carrera como deportistas (medicamentos que inhiben el celo, que aumentan la musculatura). Los efectos de estos medicamentos en el aspecto reproductivo no están muy claros todavía, pero a manera de ejemplo: el uso excesivo de anabólicos esteroides para mejorar la musculatura y lograr un crecimiento precoz en los animales, puede ocasionar masculinización y problemas subsecuentes de fertilidad en las yeguas. Los medicamentos utilizados para inhibir o atenuar el celo en la yegua durante su actividad como deportista, pueden interferir con los ciclos normales cuando éstos realmente se necesiten.

También podemos mencionar que el uso inadecuado de hormonas buscando estimular o acelerar el celo en las yeguas de cría, puede causar daño temporal o permanente a los procesos reproductivos normales, de aquí que este tipo de productos deban utilizarse exclusivamente bajo la supervisión del médico veterinario.

9.7. Cruza indiscriminada en el calor del potro.

Servir a la yegua en su primer celo después del parto es una práctica controvertida realizada con la idea de reducirle año reproductivo, pero que en algunos casos puede bajar los porcentajes de concepción y pariciones drásticamente.

Algunos estudios han demostrado que cuando las yeguas son servidas en el celo del potro se reducen los porcentajes de concepción y aumentan los porcentajes de pérdida embrionarias tempranas, sin embargo, otros estudios concluyen que las yeguas sin problemas post-parto pueden servirse en forma segura durante este celo. (Hernández, 1998)

10. Patologías ováricas en la yegua.

Las patologías del ovario de la yegua pueden ser divididas en:

- 1.- Alteraciones del desarrollo folicular.
- 2.- Patologías de la ovulación.
- 3.- Anormalidades de la función lutea.
- 4.- Tumores ováricos.

10.1. Alteraciones del desarrollo folicular.

a).- Alteraciones cromosómicas.

Las alteraciones cromosómicas, especialmente las de los cromosomas sexuales, han sido asociadas con infertilidad en el equino. Se considera que la prevalencia de alteraciones cromosómicas en la yegua es inferior al 3%. Una alteración de este tipo se puede sospechar en una yegua que se encuentra en edad reproductiva y presenta infertilidad primaria e hipoplasia gonadal. La anomalía cromosómica más frecuentemente diagnosticada en la yegua es la disgenesia gonadal 63, X (ó X0), en la que se encuentra presente sólo un cromosoma sexual,

ésta patología puede presentarse cuando el par cromosómico sexual falla en la separación durante la meiosis, produciendo un gameto sin un cromosoma sexual y otro con dos cromosomas sexuales. Esta patología equina es análoga al síndrome de Turner en los seres humanos. La anomalía 63, X (ó X0) ha sido detectada en la mayoría de las razas equinas, incluyendo las de tiro pesadas y las miniatura.

Los caballos con disgenesia gonadal, desarrollan un fenotipo femenino debido a la ausencia del cromosoma sexual Y. Las yeguas afectadas son frecuentemente de menor tamaño para su edad y raza, tienen ovarios sin desarrollo folicular y una hipoplasia glandular a nivel del endometrio. El útero y el cérvix son generalmente de menor tamaño y flácidos.

Los genitales externos son femeninos, aunque la vulva puede ser de menor tamaño que el normal y sin clítoris desarrollado. Las yeguas X0 pueden exhibir un comportamiento de anestro o celos irregulares y ocasionalmente permitir la monta. Las verdaderas yeguas X0 son consideradas estériles. Sin embargo, yeguas con un cariotipo mosaico o quimérico (63, X0 / 64, XX), no siempre son de baja estatura y algunas han llegado a producir un potrillo. Las yeguas mosaico representan aproximadamente un 15 - 30% del total de los casos de disgenesia gonadal. También han sido diagnosticadas en la yegua otras numerosas y diversas alteraciones cromosómicas.

Diagnóstico. El diagnóstico de las alteraciones cromosómicas se basa en el análisis cromosómico o cariotipo. Este análisis puede ser llevado a cabo en cualquier tejido que posea células en división activa. Puede usarse una muestra de sangre recolectada con ácido, citrato, dextrosa o heparina, que debe ser enviada de inmediato a un laboratorio especializado en análisis de cariotipo animal. El examen de un frotis de sangre periférica puede servir como prueba tamiz para detectar una reducción en el número de cromosomas, determinando apéndices de cromosomas sexuales o "palillos de tambor" en neutrófilos polimorfonucleares. Los "palillos de tambor" aparecen como un lóbulo en el núcleo del neutrófilo y están presentes

aproximadamente en el 10% de yeguas normales y ausentes en los machos. En las yeguas X0, éste examen en sangre periférica revela la ausencia de "palillos de tambor".

b).- Disfunción ovárica relacionada con la edad.

La disfunción ovulatoria se ha identificado como causa de subfertilidad en yeguas de más de 20 años de edad. En la actualidad no se dispone de tratamientos efectivos para promover el crecimiento folicular en ovarios seniles. Debe tenerse en consideración que otros factores que contribuyen a la disminución de la de fertilidad en yeguas viejas es la conformación perineal alterada y la ausencia de un vaciamiento uterino efectivo. Estas yeguas viejas también pueden presentar una disminución de la viabilidad de los ovocitos y una elevada incidencia de mortalidad embrionaria temprana y abortos.

En estas yeguas a veces se puede constatar un intervalo interovulatorio más prolongado que en yeguas jóvenes, debido a la mayor duración de la fase folicular. El alargamiento de la fase folicular en asociación con una elevada concentración de gonadotrofinas, puede estar indicando la inminencia de la senectud reproductiva en yeguas viejas. La falta de ovulación y la senilidad ovárica observada en yeguas de edad avanzada podría ser atribuida a un número insuficiente de folículos primordiales. Estas yeguas pueden también experimentar un retraso de aproximadamente 2 semanas, en la aparición de la primera ovulación de la temporada reproductiva. (McCue, 2000)

c).- Tratamientos hormonales exógenos.

La administración de anabólicos esteroides en la yegua puede provocar alteraciones en el comportamiento estral y en la función de los ovarios. El tratamiento con bajas dosis de anabólicos esteroides puede hacer que la yegua presente un incremento de la agresividad o comportamiento de semental, mientras que el

suministro de elevadas dosis de estos anabólicos producen la inhibición del desarrollo folicular y ovulación. Cuando se administran estos compuestos a las potrancas prepuberales se puede observar en las mismas hipertrofia del clítoris. Por estas razones debería evitarse el uso de esteroides anabólicos en las yeguas que se utilizarán como reproductoras. (Paredes, 1997; McCue, 2000)

Los progestágenos son corrientemente utilizados en yeguas ciclando para producir la supresión del celo o para sincronización de las ovulaciones. Las yeguas pueden ovular durante el tratamiento con progestágenos, en especial si el tratamiento se comienza en la última parte de la fase luteal. Al respecto, se ha observado una elevada incidencia de persistencia luteal en yeguas que ovulan durante el tratamiento con progestágenos.

La administración del potente agonista de GnRH, acetato de deslorelina, para inducir ovulación ha sido asociada con un retraso en el desarrollo folicular y con un aumento del intervalo interovulatorio. El acetato de deslorelina es un compuesto muy efectivo para inducir la ovulación, pero también produce una inhibición prolongada de la secreción de FSH y por lo tanto una disminución de la población folicular.

La inyección de prostaglandinas 7 a 8 días después de la ovulación para inducir la luteolisis prematura, aumenta el riesgo de producir un retraso del desarrollo folicular. La administración de prostaglandinas "reinicia" el ciclo estral cuando se utiliza en un período con poca actividad folicular.

d).- Síndrome de Cushing Equino.

Las yeguas con hipertrofia, hiperplasia o formación de un adenoma en la pars intermedia de la hipófisis (síndrome de Cushing Equino o SCE) presentan un cuadro de ciclos estrales anormales, infertilidad o ambos trastornos simultáneamente. Aun no se han determinado los mecanismos por los cuales el SCE produce estas alteraciones reproductivas.

La mayoría de los equinos a los que se les ha diagnosticado el SCE, son de edad avanzada, con un promedio aproximado de 20 años. Consecuentemente, la disminución de la eficiencia reproductiva en las yeguas con SCE, puede ser en parte debida a la senilidad.

Etiología. La posible etiología de las alteraciones reproductivas en el SCE, serían el aumento de la producción de andrógenos de origen suprarrenal y la compresión del hipotálamo o de la adenohipófisis por la pars intermedia hipertrofiada. Ambos factores pueden producir una disminución en la secreción de gonadotrofinas y en consecuencia una reducción en la actividad ovárica así como también una mayor predisposición a la infección uterina. Son escasos los datos documentados sobre los efectos del SCE sobre el desempeño reproductivo de las yeguas madres.

Signos clínicos. Los signos clínicos del SCE incluyen hirsutismo, alteraciones en la muda del manto piloso, poliuria, polidipsia, e hiperhidrosis.

Diagnóstico. Las pruebas para el diagnóstico del SCE abarcan la determinación de la glucemia, insulina, ACTH, cortisol en sangre y la prueba de supresión de cortisol con dexametasona, estimulación con ACTH y prueba de respuesta a la hormona liberadora de tirotrófina. Las determinaciones aisladas del cortisol basal o de ACTH son de bajo valor diagnóstico para el SCE.

10.2. Patologías de la ovulación.

a).- Folículos anovulatorios.

La ausencia de ovulación es un evento normal en la yegua durante la transición de primavera y de otoño, aunque el desarrollo de folículos anovulatorios puede ocurrir ocasionalmente durante la temporada reproductiva fisiológica. Los folículos anovulatorios pueden alcanzar tamaños que oscilan entre los 5 y los 15 cm de diámetro y persistir hasta 2 meses. Estos folículos producen comportamiento

estral anormal y prolongación del período interovulatorio. La falta de ovulación puede tener una etiología de carácter endocrino, ya sea por falta de adecuada secreción de gonadotrofinas para desencadenar la ovulación o por insuficiente producción de estrógenos por parte del folículo anovulatorio.

Los folículos anovulatorios persistentes (FAP) pueden contener sangre en la cavidad, por lo que han sido denominados folículos anovulatorios hemorrágicos. Esta hemorragia puede ser detectada ecográficamente, en donde se observan puntos no ecogénicos dispersos que flotan libremente en el líquido folicular. El líquido folicular puede encontrarse como una masa gelatinosa hemorrágica en el lumen folicular. La imagen ultrasonográfica de estos folículos anovulatorios, puede mostrar la presencia de bandas fibrosas ecogénicas atravesando el lumen folicular.

En algunos de estos folículos puede observarse engrosamiento de la pared, producido por la luteinización de la misma. Por esta causa algunas yeguas con persistencia folicular presentan una concentración elevada de progesterona plasmática comparada con los valores basales. En general no se produce la gestación cuando estos folículos persistentes ovulan, ya sea en forma espontánea o inducida, debido a cambios degenerativos en los ovocitos producidos por el paso del tiempo. Obviamente, tampoco se produce la preñez cuando estos folículos no ovulan y se vuelven hemorrágicos o se luteinizan.

b).- Hematomas ováricos.

En la literatura veterinaria del pasado, se consideraba al hematoma ovárico como la causa principal del aumento de tamaño ovárico unilateral. Los hematomas ováricos eran considerados como consecuencia de una excesiva hemorragia intraluminal pos-ovulatoria o también podían corresponder a un cuerpo hemorrágico de gran tamaño. El ovario contralateral era de características normales en tamaño y función y la yegua con ésta patología continuaba ciclando normalmente y no presentaba alteraciones en el comportamiento ni en el perfil endocrino.

El uso rutinario de la ecografía para monitorear la función ovárica, permitió cuestionar el concepto de que el hematoma ovárico corresponda a una estructura pos-ovulatoria. La hipótesis del autor es que la mayoría de los hematomas ováricos diagnosticados, corresponden a la presencia de folículos anovulatorios persistentes. Raramente (si alguna vez ocurre) se puede detectar el crecimiento desmesurado de un cuerpo hemorrágico después de una ovulación, mientras que por el contrario, es frecuente observar la presencia de un lumen lleno de sangre en un folículo anovulatorio persistente.

10.3. Anormalidades de la función lútea.

a).- Cuerpo lúteo persistente.

El cuerpo lúteo que se forma después de la ovulación generalmente es funcional durante unos 14 a 15 días en la yegua vacía. Aquellos cuerpos lúteos que no regresan en el tiempo pos-ovulatorio mencionado, se considera que presentan una persistencia patológica. La luteólisis o destrucción del cuerpo lúteo, se produce por la acción de la prostaglandina liberada por el endometrio. Ocasionalmente una yegua puede no presentar la regresión espontánea del cuerpo lúteo en el momento normal. Las causas más comunes de persistencia lútea son:

- Ovulaciones en la última parte del diestro que originan cuerpos lúteos inmaduros (de menos de 5 días) en el momento de la liberación de la prostaglandina.
- Mortalidad embrionaria después del reconocimiento materno de la preñez.
- Endometritis crónica que produce la destrucción del endometrio y por lo tanto disminuye la secreción de prostaglandinas por el mismo.
- Inadecuada secreción de prostaglandinas en los días 13 a 15 del ciclo estral.

Los cuerpos lúteos no tratados pueden persistir durante 2 a 3 meses. Se puede sospechar este síndrome en yeguas que no presentan comportamiento estral durante la temporada reproductiva fisiológica y se deberán diferenciar de las yeguas con celos silenciosos. También, las yeguas servidas que no retornan en celo y al realizar diagnóstico de gestación se encuentran vacías, pueden presentar un cuerpo lúteo persistente.

Diagnóstico. El diagnóstico de cuerpo lúteo persistente, se realiza por determinación de la progesterona plasmática o por la respuesta clínica después de la administración de prostaglandina. La concentración de progesterona mayor a 1.0 ng/ml indica actividad luteal. Las yeguas con persistencia de cuerpo lúteo muestran a la palpación, tono elevado a nivel de cervix y útero y por vía transvaginal cervix cerrado y seco. Todos estos efectos son producidos por la progesterona.

b).- Acortamiento de la fase lutea (luteólisis prematura).

El diestro en la yegua normal dura aproximadamente 14 a 15 días. La destrucción prematura del cuerpo lúteo (luteolisis), puede estar asociada a la aparición de celo en forma anticipada y una disminución del intervalo interovulatorio. La causa más común de la luteólisis prematura en la yegua es la endometritis. La inflamación del endometrio puede producir aumento de la síntesis y liberación de prostaglandina para la regresión luteal. Consecuentemente, una yegua que presenta un diestro acortado debería ser examinada para determinar la presencia de una endometritis. Para tal efecto se indican un cultivo, un examen citológico y una biopsia de endometrio.

c).- Insuficiencia lútea.

La insuficiencia lútea primaria implica una deficiencia en la producción de progesterona. La insuficiencia lútea ha sido incriminada como causa de subfertilidad en yeguas, aunque los datos actuales son limitados. El mantenimiento de la preñez

por administración de progesterona exógena en algunas yeguas que presentan aborto habitual, ofrece evidencia circunstancial de que la deficiencia de progesterona puede ser la responsable de la pérdida de la preñez en algunos casos. Para corroborar que la insuficiencia de progesterona es la causa de la pérdida gestacional, se necesitaría:

- Un diagnóstico de preñez seguro.
- Descartar otras causas potenciales de pérdidas gestacionales.
- La medición de concentraciones bajas de progesterona sérica en muestras diarias seriadas. Se ha sugerido que la concentración mínima de progesterona que se requiere para el mantenimiento de la preñez en la yegua es de 4.0 ng/ml. (McCue, 2000).

10.4. Tumores ováricos.

a).- Tumor de células de la granulosa.

También llamado tumor de la Teca-granulosa o tumor de estroma, porque está formado principalmente por células neoplásicas de la granulosa aunque frecuentemente posee células de la teca, puede medir de 6 a 40 cm siendo más común de 10 a 20 cm, su estructura es de múltiples quistes y un estroma amarillento, los quistes pueden contener sangre completa, fluido sanguíneo o más comúnmente un fluido amarillento como suero.

Es hormonalmente activo y normalmente unilateral y con el ovario contrario pequeño e inactivo, aunque en algunas yeguas éste puede tener actividad y ser funcional, también hay casos de tumores bilaterales, la hipótesis acerca de cómo el ovario tumoral inhibe la actividad del ovario contrario es que el tumor de las células de la granulosa produce inhibidores de FSH y esto indirectamente suprime la función del ovario sano por disminución del soporte hipofisiario, la inhibina suprime la secreción de la FSH por parte de la adenohipófisis lo que va a afectar el desarrollo folicular

ovárico, la secreción de esteroides por parte del ovario puede también afectar el desarrollo de folículos en el ovario contrario.

Es usualmente benigno aunque se han reportado algunos casos malignos, la metástasis se da por vía linfática y por canales vasculares debido a la exfoliación de tumor, el drenaje linfático de la masa del ovario resulta generalmente en metástasis afectando los nódulos linfáticos cercanos al espacio sublumbar causando formación de numerosas masas neoplásicas en el mesenterio, omento y la superficie del bazo, también puede distribuirse en el espacio sublumbar alrededor de los nervios lumbares espinales causando neuropatía compresiva de los nervios, pudiendo causar claudicación de los miembros posteriores.

Ésta es la más común de las neoplasias ováricas en las yeguas, se presenta en todas las razas y edades y aunque hay reportes de mayor frecuencia entre los 5 y 9 años, se han encontrado en neonatos, yeguas infecundas, gestantes y con potros.

Signos. Las alteraciones de comportamiento en yeguas afectadas se traducen en anestro prolongado, estro persistente (ninfomanía).

Comportamiento similar al de macho, montando a otras yeguas y mostrando incluso signo de flehmen, si la hormona presente es la testosterona encontrándose ésta en niveles superiores a 100 pg/ml, pueden mostrar cambios físicos semejjando al semental como aumento en la musculatura del pecho, desarrollo del cuello y miembros anteriores e incluso clítoris agrandado.

Signos de dolor abdominal y menos frecuente claudicación pueden observarse en estos casos.

El ovario aumentado de tamaño por el tumor puede provocar desplazamiento y compresión de colon, provocando impactación de éste.

Diagnóstico. Con base en los datos de cambios de comportamiento se puede dar un diagnóstico presuntivo, como son, agresividad, estro continuo o intermitente, o anestro. (Gómez, 1997)

Determinación hormonal. Como los TCG son hormonalmente activos y, los análisis clínicos para la detección de los mismos se basan en las determinaciones de los niveles de inhibina, testosterona y progesterona. La inhibina se encuentra elevada aproximadamente en el 90% de las yeguas con TCG. La hipótesis establecida es que la inhibina producida por el TCG es la responsable de la inactividad del ovario contralateral, a través de la inhibición de la secreción de FSH. Los niveles de testosterona podrían estar elevados si un componente significativo de células tecales se halla presente en el tumor (tumor de teca-granulosa o TCTG). La testosterona se encuentra aumentada en aproximadamente 50 - 60% de las yeguas afectadas, mostrando generalmente comportamiento de semental.

Las concentraciones de progesterona en yeguas con TCG, se encuentran casi siempre por debajo de 1 ng/ml, porque no hay desarrollo folicular, ovulación ni formación de cuerpo lúteo. Por lo tanto, niveles de inhibina mayores a 0.7 ng/ml, de testosterona mayores a 50 - 100 pg/ml y de progesterona inferiores a 1 ng/ml, sugieren la presencia de un TCG en una yegua vacía (cuadro 5). (McCue, 2000)

Cuadro 5. Concentración de hormonas en la yegua normal no preñada.

Hormona	Valor normal
Inhibina	0.1-0.7 ng/ml
Testosterona	20-45 pg/ml
Progesterona	
-Estro	< 1 ng/ml
-Diestro	> 1 ng/ml

Fuente: (McCue, 2000).

Palpación rectal. Por medio de la palpación rectal se revela la presencia de un ovario aumentado de tamaño y el otro generalmente pequeño, aunque puede estar con estructuras.

Ultrasonografía. El ultrasonido muestra un ovario aumentado de tamaño, multiquístico con áreas anecoicas y paredes ecogénicas, similar en apariencia a un panal de abejas, el ovario contrario se encuentra pequeño duro, puede estar inactivo o pueden encontrarse folículos de diferentes tamaños.

Histopatología. Este método es el único que da un diagnóstico definitivo del tumor y se obtiene después de la extracción quirúrgica del mismo, al examen microscópico puede encontrarse un incremento en el número de células similares a las de Leyding en el tejido intersticial del tumor que se observan largas de núcleo eucromático y de abundante citoplasma, se pueden encontrar células con núcleos redondeados y centrales con citoplasma abundante (células epiteliales), rosetas que son células organizadas en forma radial alrededor de espacios abiertos y también cuerpos de Call-Exner que son una masa celular redondeada y eosinofílica en el centro de la roseta.

Tratamiento. Teniendo como base de diagnóstico los resultados obtenidos por la historia clínica, palpación, ultrasonido y determinación hormonal se recomienda la extracción quirúrgica. La ovariectomía puede ser unilateral o bilateral según la presencia del tumor.

La aproximación puede realizarse por diferentes sitios, paramedial oblicua o por línea media ventral, con la yegua en recumbencia ventral y bajo anestesia general, por aproximación por flanco con la yegua en recumbencia lateral y bajo anestesia general o con la yegua de pie con la técnica de colpotomía.

Pronóstico. Favorable para la actividad reproductora si el tumor es benigno. (Gómez, 1997)

b).- Adenoma quístico (cistoadenoma).

El tumor más común de la superficie epitelial del ovario equino es el adenoma quístico. Este tumor se presenta unilateralmente siendo el ovario contralateral de característica normal. Ecográficamente se puede observar una estructura quística única o múltiple. En general estos tumores son poco frecuentes y de característica benigna. Los cistoadenomas no son considerados hormonalmente activos, aunque se ha comunicado el caso de yeguas con este tipo de neoplasia que presentan una elevada concentración de testosterona plasmática.

c).- Teratoma y Disgerminoma.

Los teratomas y disgerminomas son tumores ováricos poco frecuentes que se originan a partir de las células germinales. Los teratomas son tumores benignos mientras que los disgerminomas, son potencialmente malignos. Ambos tumores son unilaterales, hormonalmente inactivos y están asociados con ovarios contralaterales normales. Los tumores de células germinales pueden contener pelo, hueso, músculo y otros tejidos. Estas neoplasias no modifican el comportamiento de la yegua ni interrumpen los ciclos estrales. (McCue, 2000)

11. Conclusión.

El manejo reproductivo en la yegua tiene como finalidad mejorar la eficiencia reproductiva, para tal propósito se llevan a cabo diversas técnicas como son: detección de estro, manejo del servicio, manipulación de la actividad reproductiva, inseminación artificial con semen congelado, transferencia de embriones y diagnóstico de gestación.

La detección de estros es una actividad importante para lograr una óptima eficiencia reproductiva, al realizarla en forma adecuada se facilita la programación de los servicios, se identifican yeguas con actividad ovárica anormal y se detectan en forma temprana yeguas que no quedaron gestantes después del servicio, para un buen recelado de la yegua se recomienda observar el comportamiento reproductivo de las yeguas diariamente en presencia del macho celador, elaborar registros individuales donde se detallen todos los eventos reproductivos de la yegua.

En un promedio el estro en la yegua dura 6 a 7 días y en general la ovulación ocurre 1 ó 2 días antes de terminar el estro, más o menos entre el día 5 ó 7; si el servicio se realiza el mismo día de la ovulación la fertilidad se reduce ligeramente, esta reducción es más marcada cuando faltan menos de 6 horas para que ocurra la

ovulación, igualmente si el servicio se realiza después que la ovulación ha ocurrido, aunque el efecto del intervalo entre el servicio y la ovulación sobre la fertilidad es muy claro; en la práctica el problema es que no existe una relación estrecha entre el inicio del estro y el momento de la ovulación, lo que impide programar el servicio, existen varias alternativas para programar el servicio y lograr una óptima fertilidad una de ellas consiste en la realización de monta natural o I.A. cada 48 horas comenzando en el segundo o tercer día del estro y continuando hasta que la yegua haya ovulado o el estro haya terminado, esta práctica toma en cuenta el hecho que la mayor fertilidad se obtiene cuando los espermatozoides tienen menos de 48 horas en el aparato genital de la hembra por lo que se establece un calendario de reposición de espermatozoides viables cada 48 horas, otra es tener un seguimiento del desarrollo folicular por medio de la ultrasonografía o la palpación rectal y con esto predecir el momento de la ovulación para así programar la I.A. o monta.

Uno de los factores que se utilizan para acortar el periodo de inactividad ovárica de la yegua es el uso de luz artificial, debido a que ejerce un control primario sobre el ciclo reproductivo estacional, aumentando la cantidad de tiempo de exposición de una yegua a la luz, durante los meses invernales, hasta un total de 15 a 16 horas por día, se iniciará la actividad ovárica que conducirá a la primera ovulación en un lapso de tiempo de 60 a 90 días aproximadamente, ya que al utilizarse la luz, esta acelera el desencadenamiento de la estación reproductiva, éste tratamiento se puede complementar con progestágenos (0.044 mg/kg del altrenogest [Regumate] por 12 ó 14 días) y hCG al segundo día de calor sincroniza con gran efectividad el momento de ovulación, la hormona más utilizada en el manejo del ciclo estral en equinos es la hCG, que está indicada en la sincronización del tiempo de ovulación, la inducción de la ovulación es de vital importancia en el manejo de la reproducción equina, reduce el número de servicios por celo y contribuye a conservar de esta forma el estado de un semental muy exigido, así como la calidad del semen, su vitalidad y la libido es por eso que la hCG es una hormona de uso rutinario, además de tener la ventaja de un bajo costo y fácil acceso en el mercado mexicano.

BIBLIOGRAFÍA

Bearden, J. H., Fuquay, J.; 1982. Reproducción animal aplicada. Ed. El Manual Moderno, México, D.F.

Berner, E., 1990. El caballo. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España.

Boeta, A. M. 1995. Diagnóstico de gestación. XVII Congreso Anual A.M.M.V.E.E., León, Guanajuato, México. Agosto de 1995. p 158-161.

Boeta, M. 2001 (a). Alteraciones del ciclo estral. IV Curso, Internacional de Reproducción Equina. México, D.F., del 9 al 13 de julio del 2001. p.p. 6-13.

Boeta M. 2001 (b). Determinación de la edad gestacional en yeguas por medio de ultrasonido, IV Curso Internacional de Reproducción Equina. México, D.F., del 9 al 13 de julio del 2001.

Broers, P., 1999. Compedium de reproducción animal. (3ª ed.) Ed. Laboratorios Intervet S.A. Salamanca, España. pp. 1-78.

Camps, F. "Transplantes Embrionarios" [en línea] Sin fecha de publicación. [http://www.quintaconrado.com/contenidos/servicios/que es.htm](http://www.quintaconrado.com/contenidos/servicios/que_es.htm). [Consulta: 13 de enero 2005].

Cole, H. H., Cupps, T. P., 1984. Reproducción de los animales domésticos. Ed. Acribia, S.A., Zaragoza, España.

Cunningham, G. J., 1999. Fisiología Veterinaria., Ed. McGraw-Hill, Interamericana Editores. S.A. de C.V., 2ª ed., México, D.F.

Dukes, H. H., Swenson, J. M., 1981. Fisiología de los animales domésticos, Ed. M. Aguilar editor, 2ª. Ed. Tomo II, México, D.F.

Dyce, Sack y Wensing., 1999. Anatomía veterinaria. (2ª ed). Ed. Interamericana McGraw-Hill. México, D.F.

Fraser, A. Stamp, J. 1989. Ganado Ovino, Producción y Enfermedades, Ed. Mundi-Prensa, España.

Galina, C., Saltiel, A., Valencia, J., Becerril, J. Bustamante, G., Calderón, A., Duchateau, A. Fernández, S., Olguín, A., Páramo., R., Zarco, L., 1995. Reproducción de animales domésticos. Ed. Limusa, México, D.F.

García, P. J., 1988. Manual de endocrinología veterinaria. Ed. Departamento de Fisiología y Farmacología, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, D.F. p.p. 15-48.

García, V. L. R. 1996. Efecto de la melatonina en la reproducción de la oveja. (Servicio profesional de licenciatura). Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Morelia, Michoacán, México.

Gómez, A., Calderón, R., Ortiz, H. y Toro J. D. 1997. Tumor de células de la granulosa: descripción de un caso. Congreso anual A.M.M.V.E.E. Guadalajara, Jalisco, México, Junio de 1997. pp. 148-154.

Gutiérrez, R. F. A., 1991. Aspectos prácticos de la inseminación artificial con semen congelado equino. XIII Congreso anual, A.M.M.V.E.E., A.C., Morelia, Michoacán, Noviembre 1991. pp. 157-160.

Guyton, A.C., 1996. Tratado de fisiología médica. 4ª. Edición. Editorial Interamericana, México, D.F.

Hafez, E. S. E., 2000. Reproducción e inseminación artificial en animales. (7ª ed.). Ed. McGraw-Hill Interamericana. México, D.F.

Ham, A. W. 1967, Tratado de histología, 5ª ed. Ed Interamericana, México, D.F.

Hernández, M. D. y Quijano, M. G., 1991. Aspectos generales del semen congelado del equino. XIII Congreso anual A.M.M.V.E.E., A.C., Morelia, Michoacán, noviembre. 1991 pp. 149-155.

Hernández, M. D., 1998. Impacto de la eficiencia reproductiva en el mejoramiento genético de los equinos, A caballo. 3 (20): 38-39.

Holy, L. 1983. Bases biológicas de la reproducción bovina, Ed. Diana, México, D.F.

Hughes, E. P., Varley, A. M. 1983. Reproducción del cerdo. Ed. Acribia, S.A., Zaragoza, España.

Kennaway, D. J. and Gilmore, T. A. 1996, Effects of melatonin implants in ewe lambs. J. Reprod. Fert., 70:39-45.

Kolb, E. 1976, Fisiología Veterinaria, Ed. Acribia, Zaragoza, España.

Kust D. y Schaetz F. 1977. Trastornos en la reproducción en los animales domésticos. Hemisferio Sur. Argentina. 74-77, 165-169.

Martínez G. A. 2004. Utilización de gonadotropina coriónica humana (hcg) en yeguas en un programa de transferencia de embriones: estudio retrospectivo, XXVI Congreso Nacional de Equinos, Puerto Vallarta, Jalisco, México.

Matas, C. P. y Madrid, P. J. A. 1995. Estructura del sistema circadiano, Acta veterinaria vol. 8, Facultad de veterinaria, Universidad de Extremadura, España.

McDonald, E.L., 1991. Endocrinología veterinaria y reproducción. (4ª ed.). Ed. Interamericana McGraw- Hill, México, D.F.

McCue, P. 2000, "Diagnóstico de patologías ováricas" [en línea] consultada: 18 de noviembre de 2004.

http://www.ivis.org/advances/Reproduction_Ball/ovarian_abnormalities_mccue_es/chapter_frm.asp?LA=2

Medina, O. V., 1997. Diplomado en equinos. Morelia, Michoacán.

Neely, P.D., Liu, M.K.I., Hillman, B.R., 1990. Reproducción equina. Ed. Hemisferio Sur. Montevideo, Uruguay.

Oriol, J. "El caballo perfecto" [en línea] 2003.

<http://www.pololine.com/esp/review/elcaballoperfecto.php> [Consulta: 25 de marzo 2004].

Palomino, H. y Medina, E. 1998. "La clonación y la transferencia de embriones en vacunos de leche" [en línea].

<http://www.visionveterinaria.com/prion/transferencia.html> [Consulta: 28 de abril de 2004].

Paredes, A., Guzmán, C., C. 1997. Uso del undecilenato de boldenona en la práctica equina. Congreso anual A.M.M.V.E.E. Guadalajara, Jalisco, México, Junio de 1997. p 118-120.

Quijano M. G. 2001. Inseminación artificial con semen congelado en equinos. IV Curso Internacional de Reproducción Equina. México, D.F., del 9 al 13 de julio del 2001. pp. 25-29.

Quintero, M. F., 1996. Uso de progestágenos en reproducción equina. Congreso anual A.M.M.V.E.E., A.C., Provincia Juriquilla, Querétaro, México, Junio 1996. pp. 57-61.

Sorensen, A. M., 1984. Reproducción animal principios y prácticas. Ed. McGraw-Hill. México, D.F. pp. 276-477.

Valencia, M.J.J. 1986. Fisiología de la reproducción porcina. Ed. Trillas, México, D.F.

Vázquez, S. J. J., 2001. Transferencia de embriones en equinos y sus perspectivas al futuro. IV Curso, Internacional de Reproducción Equina. México, D.F., del 9 al 13 de julio del 2001. p.p. 52-57.

Warren, E.J., Borton, A., Hintz, H. F. Van Vleck, L. D., 1977. El caballo. Ed. Acribia. Zaragoza, España. pp. 359-401.

Wurtman R.J. 1981. El órgano pineal en endocrinología médica, vol. 1, Ed. Panamericana, Buenos Aires, Argentina. pp. 117-127.

www.redvya.com/veterinarios/veterinarios/especialidades/bovino/especialista/Articulo17.htm. [En línea] [Consultado: 25 de agosto del 2004].

Zemjanis, R., 1984. Reproducción Animal Diagnóstico y Terapéutica. Ed. Limusa, 3ª ed., México, D.F.