



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

~~~~~

## **DIAGNÓSTICO DE GESTACIÓN TEMPRANA EN YUGUAS POR EL MÉTODO DE ULTRASONIDO**

SERVICIO PROFESIONAL

QUE PRESENTA:

**PMVZ. YVONNE IRAHIZ GONZÁLEZ HERNÁNDEZ**

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

**MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

ASESOR:

**MVZ. JOSÉ FARIAS MENDOZA.**

Profesor Investigador Titular

Morelia, Michoacán. Febrero del 2011.



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECHNIA**

~~~~~

DIAGNÓSTICO DE GESTACIÓN TEMPRANA EN YEGUAS POR EL MÉTODO DE ULTRASONIDO

SERVICIO PROFESIONAL

QUE PRESENTA:

PMVZ. YVONNE IRAHIZ GONZÁLEZ HERNÁNDEZ

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Morelia, Michoacán. Febrero del 2011.

ÍNDICE	Pág.
1. INTRODUCCIÓN.....	11
1.1. ANATOMÍA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA.....	13
1.2. GENITALES EXTERNOS.....	13
1.2.1. Vulva.....	13
1.2.2. Vestíbulo.....	13
1.3. GENITALES INTERNOS.....	14
1.3.1. Vagina.....	14
1.3.2. Cérvix.....	15
1.3.3. Útero.....	16
1.3.4. Oviducto.....	17
1.3.5. Ovarios.....	18
1.4. ENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN.....	21
1.4.1. GnRH (hormona liberadora de gonadotropina).....	22
1.4.2. FSH (hormona foliculoestimulante).....	22
1.4.3. LH (hormona luteinizante).....	23
1.4.4. Estrógenos.....	24
1.4.5. Progesterona.....	25
1.4.6. Inhibina.....	25
1.4.7. Prostaglandina F2 α (PFG2 α).....	25
1.5. CICLO ESTRAL.....	26
1.5.1. Desarrollo folicular.....	26
1.5.2. Estro.....	27
1.5.3. Diestro.....	28
1.6. ESTACIONALIDAD REPRODUCTIVA DE LA YEGUA.....	29
1.6.1. Época anovulatoria.....	30

1.6.2. Época de transición.....	31
1.6.3. Época ovulatoria.....	32
1.7. EXAMEN REPRODUCTIVO EXTERNO DE LA YEGUA.....	32
1.7.1. Contención.....	33
1.7.2. Historia clínica y reproductiva.....	33
1.7.3. Examen físico general.....	34
1.7.4. Inspección.....	34
1.7.5. Palpación.....	35
1.7.6. Percusión.....	35
1.7.7. Auscultación.....	36
1.8. EXAMEN DE LOS ÓRGANOS GENITALES EXTERNOS DE LA YEGUA.....	36
1.8.1. Examen de la glándula mamaria.....	38
1.9. EXAMEN REPRODUCTIVO INTERNO DE LA YEGUA.....	39
1.9.1. Palpación transrectal.....	39
1.9.1.1. Palpación del cérvix.....	40
1.9.1.2. Palpación del útero.....	41
1.9.1.3. Palpación de los ovarios.....	42
1.9.2. Vaginoscopía.....	43
1.9.3. Examen manual por vagina.....	46
1.10. ULTRASONOGRAFÍA.....	46
1.10.1. Visualización ultrasónica de los folículos ováricos y cuerpos lúteos en la yegua.....	48
1.11. ENDOSCOPIA.....	52
1.12. CONDUCTA SEXUAL Y TÉCNICAS DE DETERMINACIÓN DE ESTROS.....	53

1.12.1	Atractividad.....	53
1.12.2	Proceptividad.....	54
1.12.3	Receptividad.....	54
1.13.	TÉCNICA DE DETECCIÓN DE ESTROS (RECELADO).....	55
1.13.1	Monta natural.....	57
1.14.	MANIPULACIÓN DEL CICLO ESTRAL.....	59
1.14.1.	Fotoperiodo.....	59
1.14.2.	Progestágenos.....	59
1.14.3.	GnRH.....	60
1.15.	SINCRONIZACIÓN DE ESTROS.....	60
1.15.1.	Progestágenos.....	60
1.15.2.	Prostaglandina F2 α	60
1.15.3.	Programación de ovulación.....	61
1.16.	FISIOLOGÍA Y ENDOCRINOLOGÍA DE LA GESTACIÓN.....	63
1.16.1.	Fertilización.....	63
1.16.2.	Segmentación.....	64
1.16.3.	Blastulación.....	64
1.16.4.	Migración intrauterina y espacio.....	65
1.16.5.	Formación del saco vitelino.....	66
1.16.6.	Reconocimiento materno de la gestación.....	67
1.16.7.	Fijación y orientación del embrión.....	68
1.17.	GESTACIÓN.....	69
1.17.1.	Progesterona.....	70
1.17.2.	Estrógenos.....	71
1.17.3.	Gonadotropina serica de la yegua gestante y hormonas LH y FSH de procedencia pituitaria.....	71
1.17.4.	Prostaglandinas.....	72

1.17.5. Cortisol.....	72
1.18. DIAGNÓSTICO DE LA GESTACIÓN TEMPRANA POR ULTRASONIDO.....	72
1.18.1. Ultrasonografía.....	73
1.18.2. Pruebas de laboratorio.....	77
1.18.3. Pruebas bioquímicas.....	78
1.19. PARTO.....	79
1.19.1. Signos de parto.....	79
1.19.2. Problemas durante el parto.....	85
1.20. CUIDADOS DEL POTRO RECIEN NACIDO.....	86
2. CONCLUSIONES.....	88
3. BIBLIOGRAFÍA.....	89

ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura 1.1. Órgano genital interno de la yegua.....	14
Figura 1.2. Ovario con folículo preovulatorio.....	19
Figura 1.3. Ovario con cuerpo hemorrágico.....	20
Figura 1.4. Ovario con cuerpo lúteo funcional.....	20
Figura 1.5. Cortes longitudinales de ovarios en orden cronológico.....	20
Figura 1.6. Concentraciones de LH y FSH y estradiol en diferentes días del ciclo estral.....	24
Figura 1.7. Vulva con conformación cercana al ideal.....	37
Figura 1.8. Glándula mamaria normal de una yegua cercana al parto.....	38
Figura 1.9. Vendado de cola. Recubrimiento de la cola con guante de palpación.....	39

Figura 1.10. Introducción de la mano a través del esfínter anal y evacuación del excremento.....	40
Figura 1.11. Palpación del cérvix y útero en bancos de palpación.....	41
Figura 1.12. Ovario con cuerpo lúteo.....	42
Figura 1.13. Limpieza y secado de la zona perianal. Introducción del vaginoscopio.....	43
Figura 1.14. Posición final del vaginoscopio. Observación del cérvix con fuente de luz.....	44
Figura 1.15. Esquemas que representan la apariencia del cérvix observada a través del vaginoscopio en las diferentes etapas del ciclo estral.....	45
Figura 1.16. Equipo de ultrasonido.....	47
Figura 1.17. Imágenes ultrasónicas de folículos mostrando formas y tamaños variados.....	49
Figura 1.18. Formación de un cuerpo lúteo.....	50
Figura 1.19. Imagen ultrasonográfica del cuerpo uterino y vejiga.....	51
Figura 1.20. Imagen ultrasonográfica de cortes transversales de cuerno uterino.....	51
Figura 1.21. Quiste endometrial.....	52
Figura 1.22. Signo de Flehmen.....	54
Figura 1.23. Proceptividad.....	54
Figura 1.24. Espejo vulvar.....	55
Figura 1.25. Recelado individual.....	56
Figura 1.26. Manga de manejo con salida lateral.....	56
Figura 1.27. Tejidos y cavidades que rodean al feto.....	67
Figura 1.28. Dos vesículas ubicadas en un cuerno uterino.....	69
Figura 1.29. Vesícula embrionaria de 16 días de gestación.....	74
Figura 1.30. Vesícula embrionaria de 18 días.....	74
Figura 1.31. Vesícula embrionaria de 22 días.....	74
Figura 1.32. Vesícula embrionaria de 25 días.....	75
Figura 1.33. Vesícula embrionaria de 36 días.....	75
Figura 1.34. Gestación de 40 días.....	75

Figura 1.35. Imágenes ultrasonográficas de un embrión de 47 días.....	76
Figura 1.36. Gestación de 55 días.....	76
Figura 1.37. Secuencia de un parto normal y cambios naturales de la posición del feto.....	81
Figura 1.38. Edematización de la glándula mamaria y abdomen como primer signo de parto.....	81
Figura 1.39. Con frecuencia la cola es un signo de que el parto se inicia.....	82
Figura 1.40. El segundo estadio del parto.....	82
Figura 1.41. Ruptura del alantoides y salida del líquido alantoideo.....	83
Figura 1.42. Ruptura del amnios y aparición de una extremidad del neonato.....	83
Figura 1.43. La salida de la cabeza y hombros del potrillo.....	83
Figura 1.44. Cuando los hombros están fuera, la expulsión del neonato es rápida.....	84
Figura 1.45. Cordón umbilical intacto.....	84
Figura 1.46. Reconocimiento de su potrillo mediante el olfato y el sentido del oído.....	84
Figura 1.47. Separación del cordón umbilical y arrojado de membranas fetales.....	85
Figura 1.48. Ingesta del calostro.....	85
Figura 1.49. Problemas de posición del feto.....	86

DEDICATORIAS

A MI MADRE:

Mi madre que es la mujer más bella que jamás conocí. Todo lo que soy, se lo debo a ella. Atribuyo todos mis éxitos en esta vida a la enseñanza moral, intelectual y física que recibí de ella. Y por el constante apoyo y esfuerzo realizado para terminar mis estudios de licenciatura.

A MIS HERMANAS:

Por su convivencia y entusiasmo al apoyarme en continuar adelante. La hermandad mejora la felicidad y disminuye la tristeza, porque a través del tiempo, se duplican las alegrías y se dividen los problemas.

A MIS PROFESORES Y COMPAÑEROS:

A todos aquellos que hicieron posible la confección y elaboración de este trabajo, por sus aportes a las ciencias, por su ejemplo de profesionalidad. Siempre quedara el recuerdo de todo aquél que se va, pero con el tiempo su amistad siempre se que permanecerá.

1. INTRODUCCIÓN

La yegua se clasifica como un animal poliéstrico estacional, es decir, tiene varios ciclos sexuales, de aproximadamente 21 días. El estímulo para que los ciclos comiencen es la cantidad de horas luz del día, por eso los ciclos comienzan en primavera, en que los días son más largos. El cambio de estación reproductiva no ocurre de forma brusca sino que presenta unas épocas de transición en las cuales los ciclos y los celos son irregulares (Real, 2000).

Hay un porcentaje de yeguas que siguen presentando celos y ovulaciones, pero nos podemos encontrar con yeguas que siguen presentando celos sin ovulación y por lo tanto infértiles y yeguas que están inactivas completamente (Romero, 2009).

Un mayor conocimiento sobre la Fisiología y Endocrinología reproductiva de las yeguas nos ayudará a conseguir no sólo un mayor nivel de fertilidad sino también partos más tempranos (Swenson y Reace, 1999).

Existen cambios característicos en los genitales de la yegua durante su ciclo estral, los cuales también son muy útiles como orientación para determinar el momento oportuno para la cubrición de la yegua durante el celo. El ciclo presenta dos fases, en la fase de celo o fase folicular acepta al macho para su cubrición y en la fase de diestro rechaza al caballo incluso de forma violenta (Stewart, 1996).

El examen veterinario de yeguas antes de la cubrición es ahora una rutina en la mayoría de las yeguas y en muchas partes del mundo. Estos exámenes podemos clasificarlos generalmente en cuatro apartados: 1) Palpación de los ovarios y del útero a través de la pared del recto, 2) Examen del cérvix y vagina incluyendo técnicas bacteriológicas y citológicas, 3) Examen con ultrasonidos (escáner), 4) Análisis hormonales (Pacheco y González, 1991).

El diagnóstico precoz de la gestación constituye la más valiosa aportación de las explotaciones sistemáticas llevadas a cabo por el veterinario a favor de las prácticas de manejo durante la época de monta.

El Ultrasonido o Ecografía en Medicina Veterinaria fue desarrollado inicialmente en los Equinos, como una Tecnología de gran ayuda en los Estudios en el Aparato Reproductor. Sus aplicaciones más utilizadas, involucran los Controles de Ovulación y Desarrollo Folicular, así como el estudio de otras estructuras de los Ovarios (fisiológicas y patológicas) (Ginther y Pearson, 1983).

Los veterinarios están capacitados para diagnosticar la gestación con bastante precisión a partir de los 14 días; pues es el período en que el embrión ya se a fijado en alguna parte de cualquier cuerno uterino gracias a la ayuda de la tecnología de hoy como lo es el ultrasonido de tiempo real, y de esta forma el encargado de la yeguada puede estar informado de forma más segura acerca de sí una determinada yegua está en estado de gestación. Y seguir sucesivamente el desarrollo del feto; o en dado caso de alguna patología que se haya encontrado (Romero, 2009).

1.1. ANATOMÍA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA

La reproducción en la hembra es un proceso complejo en el que participa todo el organismo (Frandsen, 1995). Para facilitar el estudio del aparato reproductor de la yegua, sus órganos se pueden clasificar en genitales externos e internos. Los genitales externos son la vulva, clítoris y vestíbulo, y los genitales internos incluyen a la vagina, cérvix, útero, oviducto y ovarios.

1.2. GENITALES EXTERNOS

1.2.1. Vulva

Es una hendidura vertical con dos prominentes labios al margen, uno derecho y otro izquierdo, y situados por debajo del ano. Los labios vulvares se encuentran cubiertos por un delgado y suave músculo, el cual está ricamente provisto con glándulas sebáceas y sudoríparas; bajo la piel está una capa de músculo estriado, que cuando se contrae y se relaja causa la eversión del clítoris, movimiento comúnmente llamado “espejeo”, el cual es un signo clásico de receptividad sexual (Swenson y Reace, 1999).

El clítoris, el homólogo femenino del pene del macho por lo que esta constituido de dos raíces un cuerpo y un glande formado por tejido eréctil cubierto de epitelio escamoso estratificado, abundantemente innervado (Frandsen, 1995).

1.2.2. Vestíbulo

El vestíbulo es la porción tubular del conducto reproductor entre la vagina y los labios de la vulva (Frandsen, 1995). Se sitúa principalmente caudal al arco isquiático, una circunstancia que le permite inclinarse ventralmente hasta su apertura en la vulva, la pared del vestíbulo contiene plexos venosos eréctiles que están organizados dentro de bulbos vestibulares (derecho e izquierdo) en la yegua (Shively, 1993).

A nivel de la unión entre vestíbulo y vagina está el orificio externo de la uretra, el cual desemboca en el piso del vestíbulo. En yeguas normales el vestíbulo está angulado dorsocranealmente y tiene una longitud aproximada de 10 cm. Esta estructura constituye una barrera contra contaminantes provenientes del exterior (Agüera y Sandoval, 1999).

1.3. GENITALES INTERNOS

Los genitales internos están formados por un sistema tubular que comunica el exterior con la región ovárica de la cavidad abdominal, incluyen el par de gónadas femeninas u ovarios que son los órganos reproductivos primarios de la hembra. El sistema tubular se inicia caudalmente como un solo tubo que forma la vagina, cérvix y cuerpo del útero, a partir del cual se divide en dos tubos que forman los cuernos uterinos y los oviductos (Agüera y Sandoval, 1999).

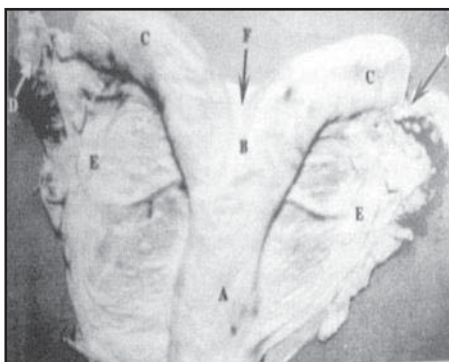


Figura 1.1. Órgano genital interno de la yegua.
A) Cuerpo uterino, B) Bifurcación, C) Cuernos uterinos, D) Ovarios, E) Ligamento ancho, F) Ligamento intercornual, G) Oviducto. (Zarco y Boeta, 2000).

1.3.1. Vagina

Es el órgano de la cópula en la hembra que también sirve como una parte importante en el conducto del parto (Shively, 1993). La vagina se extiende desde la porción craneal del orificio uretral hasta el cérvix. Tiene unos 15 a 20 cm de largo. Esta relacionada, dorsalmente con el recto, ventralmente, con la vejiga y uretra y, lateralmente con la pared pelviana.

El fondo del saco rectogenital del peritoneo se extiende entre la vagina y el recto a una distancia de unos 5 cm y, ventralmente, el fondo del saco vesicogenital pasa en sentido caudal entre la vagina y la vejiga. Por lo tanto, la mayor parte de la vagina es retro-peritoneal y está rodeada por una cantidad variable de grasa (Sisson y Grossman, 2000).

En el piso de la vagina, a nivel del pliegue vulvo-vaginal se encuentra el orificio uretral, que es el punto de unión entre el aparato reproductor y el sistema urinario. En la parte caudal de la vagina de yeguas vírgenes puede estar presente el himen, el cual es un engrosamiento del pliegue transversal que separa la vagina del vestíbulo. La pared de la vagina es tan elástica que desde el punto de vista práctico su capacidad de distensión solamente se ve limitada por el espacio disponible dentro de la cavidad pélvica. En casos de malformación vulvar la vagina puede sufrir dilatación por aspiración de aire o por acumulación de orina (Sisson y Grossman, 2000).

Los fondos de saco vaginales (formix vaginal) son un ángulo formado por la proyección del cuello en la vagina como en la yegua forman un conducto complejo alrededor del cuello (Frandsen, 1995). Esta disposición debe tomarse en cuenta al introducir instrumentos tales como la pipeta de inseminación artificial. Histológicamente la vagina está formada por una mucosa caracterizada por epitelio escamoso estratificado sin glándulas, una doble capa muscular, circular e interna y longitudinal externa y una serosa.

1.3.2. Cérvix

El cérvix forma un cuello muy musculado hacia el útero, es capaz de cambiar en determinadas circunstancias, pudiendo dilatarse para facilitar el paso del semen del semental y a la terminación de la gestación para permitir el paso del potro durante el parto (Rossdale, 1998).

Posee una pared gruesa y fibrosa, lo que lo hace fácilmente identificable a la palpación rectal, excepto durante el estro, cuando se relaja y se hace más difícil de palpar. El conducto cervical de la yegua se encuentra más abierto, no tiene anillos transversales que son característicos de otras especies, aunque los pliegues de la mucosa en el conducto cervical se proyectan hacia la vagina ayudando a prevenir la contaminación (Bearden y Fuquay, 1982).

1.3.3. Útero

El útero es el órgano en el cual permanecen los embriones, donde se establecen los medios para el intercambio fisiológico con la corriente sanguínea de la madre, y donde están protegidos y nutridos hasta que están listos para ser expulsados al mundo exterior (Dyce, Sack y Wensing, 1999).

La yegua tiene un útero bipartido, ya que está formado por un cuello y dos cuernos uterinos. La consistencia del útero cambia de acuerdo con la etapa del ciclo estral, siendo flácido durante el estro y el anestro, y más firme (con tono) durante el diestro y durante la gestación temprana (Shively, 1993).

La pared uterina esta constituida por tres capas: mucosa o endometrio, muscular o miometrio y serosa o perimetrio. La capa mucosa tiene células epiteliales y tejido glandular. Las glándulas uterinas secretan histotrofe o leche uterina, que sirve de alimento al embrión antes de que se implante y se establezca la comunicación placentaria. Los fluidos endometriales son importantes para el transporte de los espermatozoides hasta el sitio de la fertilización en el oviducto. Además, el endometrio secreta prostaglandinas, las cuales provocan la regresión del cuerpo lúteo al final del ciclo estral, y participan en la implantación, gestación y parto. El útero cuenta con pliegues endometriales que corren a lo largo de los cuernos y el cuerpo uterino, hasta unirse con los del cérvix; el número promedio de estos pliegues es de 7, con un rango de 5 a 10. Además, al momento del parto el miometrio contribuye con sus contracciones miométriales también son muy importantes para que se produzca la involución uterina después del parto.

El útero se encuentra suspendido por el ligamento ancho, el cual es una capa gruesa de tejido fibroso; el ligamento ancho se divide en tres porciones principales: El mesometrio, del cual se suspenden los cuernos uterinos, el mesosalpinx, que sostiene al oviducto, y el mesovario, del cual cuelgan los ovarios (Sisson, 2000).

El ligamento ancho es poco flexible, por lo cual que se hace difícil movilizar o desplazar cualquier parte del aparato reproductor, lo cual se debe tomar en cuenta al momento de realizar la palpación rectal de los ovarios y el cérvix. El ligamento ancho contiene los vasos sanguíneos a través de los cuales se nutren los órganos reproductores. También contiene la innervación de dichos órganos (Allen, 1988).

1.3.4. Oviducto

Los oviductos (Trompas de Falopio) son un par de tubos enrollados que se extienden desde cerca de los ovarios hasta las puntas de los cuernos uterinos (Bearden y Fuquay, 1982). El oviducto mide 20 a 30 cm de longitud en la mayor parte de las especies, se divide en tres segmentos, que comienza desde el extremo ovárico son el infundíbulo o fimbria, el cual es de forma tubular, el ámpula que tiene forma de ampolla, y el istmo que conecta al ámpula con el cuerno uterino (Zarco y Boeta, 2000).

La fimbria se localiza en una posición muy cercana al polo craneal del ovario para formar el contorno craneal de la fosa de ovulación. Durante la ovulación la fimbria cubre dicha fosa para facilitar el transporte del óvulo hacia el oviducto. La fertilización normalmente ocurre poco tiempo después de la ovulación en la unión istmo-ampular (Ginther, 1992).

La luz del istmo del oviducto se comunica con la luz del cuerno a través de una pequeña apertura terminada en una papila que se proyecta dentro del lumen uterino. Esta unión es difícil de situar anatómicamente, y se ha descrito como una estructura fisiológica que retrasa al óvulo varias horas durante el transporte. La fertilización ocurre en esta unión (Hafez, 2000).

La unión útero-tubárica también actúa como un sitio de reserva de espermatozoides, desde el cual se van liberando espermatozoides capacitados en forma gradual para mantener una población constante en el sitio de fertilización. En general, la actividad del oviducto es estimulada por los estrógenos e inhibida por los progestágenos (Hafez, 2000).

1.3.5. Ovarios

Se considera a los ovarios como órganos sexuales primarios porque producen los gametos femeninos (el óvulo) y las hormonas sexuales femeninas (estrógenos y progestágenos). (Bearden y Fuquay, 1982). Los ovarios se encuentran suspendidos por el mesovario que forma parte del ligamento ancho, el cual los mantiene unidos al útero y oviductos. La distancia media desde los ovarios hasta el orificio vulvar es de aproximadamente 50 a 55 cm en una yegua de talla media mientras que la distancia del ovario al cuerno uterino varía de 2 a 5 cm (Frandsen, 1995). Los ovarios de la yegua son de forma arriñonada con una prominente fosa de ovulación que llega a medir de 0.5-1 cm y se localiza en el borde libre o ventral, tiene consistencia firme y presentan una superficie irregular debido a que casi todo el momento tienen folículo desarrollado y/o cuerpos lúteos (Sisson, 2000).

En la potrilla recién nacida, los ovarios son de forma oval y el epitelio germinal cubre toda la superficie del ovario. Alrededor de los 7 meses de edad el ovario adopta su forma arriñonada y el epitelio germinal se confina alrededor de la fosa de ovulación, la cual se puede reconocer desde los 5 meses de edad, en la yegua adulta cada ovario pesa aproximadamente de 50 a 75 g y mide de seis a siete centímetros de ancho. Los ovarios alcanzan su tamaño máximo a los tres o cuatro años de edad y después disminuye (Real, 2005).

Histológicamente los ovarios presentan en su parte externa la zona medular y en su parte interna la corteza o zona productora de gametos (Real, 2005).

Los estrógenos son producidos por los folículos y son secretados principalmente como 17- β estradiol, e inducen cambios estructurales asociados con el estro en el aparato genital; en ausencia de concentraciones altas de progesterona, la elevación de estrógenos ocasiona el comportamiento de estro (Hafez, 2000). La progesterona es secretada por el cuerpo lúteo durante el diestro y los primeros 4-5 meses de gestación, esta hormona estimula un cambio proliferativo en las glándulas endometriales y el epitelio del útero, y actúa en el Sistema Nervioso Central (SNC) para inducir el comportamiento de rechazo al macho que muestran las yeguas durante el estro, pero se incrementa rápidamente después de la ovulación, alcanzando valores de 1.5 a 2.5 ng/ml 24 horas post-ovulación y de 2 a 5 ng/ml 48 horas post-ovulación (Engelhardt, 2002).

La Inhibina es secretada por los folículos de Graaf durante su maduración, y ejerce un efecto de retroalimentación negativa sobre la liberación de FSH, para impedir la formación de nuevos folículos (Frandsen, 1995). El ovario contiene varios folículos en desarrollo, que se clasifican en primarios, secundarios o terciarios los cuales maduran por efecto de la hormona folículo estimulante (FSH) y la hormona luteinizante (LH). Antes de la ovulación los folículos incrementan su tamaño (aproximadamente 3 mm de diámetro/día). La ovulación generalmente se produce 18 a 24 horas antes de terminado el estro, y en ese momento el gameto esté recubierto por la médula en toda su superficie, excepto en la fosa de ovulación, el folículo preovulatorio tiene que migrar hacia dicha fosa para poder descargar su contenido (Galina y Valencia, 2006).

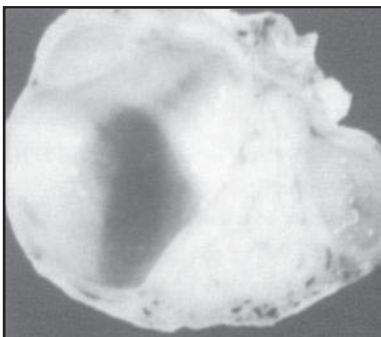


Figura 1.2. Ovario con folículo preovulatorio. Obsérvese la migración del folículo hacia la fosa de ovulación. (Zarco y Boeta, 2000).

Después de la ruptura de un folículo se forma una depresión ovulatoria que gradualmente se llena de sangre dando origen a un cuerpo hemorrágico (CH), este es palpable como una estructura suave y esponjosa en la superficie del ovario entre los días 1 y 3 post- ovulación (Zarco y Boeta, 2000).

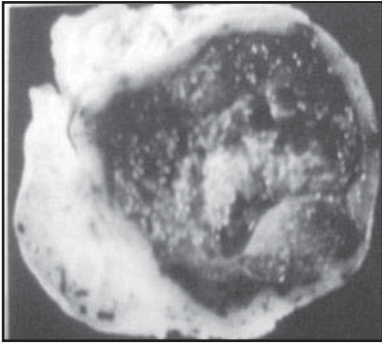


Figura 1.3. Ovario con cuerpo hemorrágico. (Zarco y Boeta, 2000).

Posteriormente el (CH) da origen al cuerpo lúteo (CL), el cual tiene diferente consistencia, y se identifica a través de ultrasonografía. El CL se considera maduro 5 días después de la ovulación y permanece en el ovario de 14-15 días en un ciclo sin gestación (Zarco y Boeta, 2000).

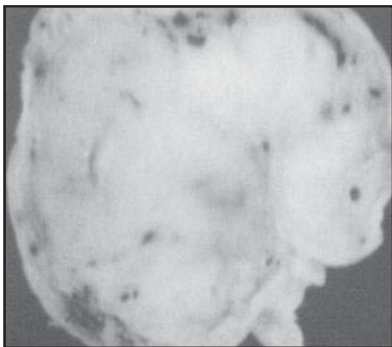


Figura 1.4. Ovario con cuerpo lúteo funcional. (Zarco y Boeta, 2000).

Si hay gestación el cuerpo lúteo continúa produciendo progesterona durante cerca de 5 meses. En el caso contrario se produce la regresión del cuerpo lúteo en respuesta a la liberación de prostaglandina $F2\alpha$ producida en el endometrio uterino y que en esta especie alcanza el ovario por medio de la circulación sistémica. El cuerpo lúteo antes de sufrir lisis, sufre un proceso degenerativo, dando origen al cuerpo blanco o albicans, en el cual se observa infiltración de tejido conectivo fibroso, como una cicatriz en la superficie del ovario (Zarco y Boeta, 2000).

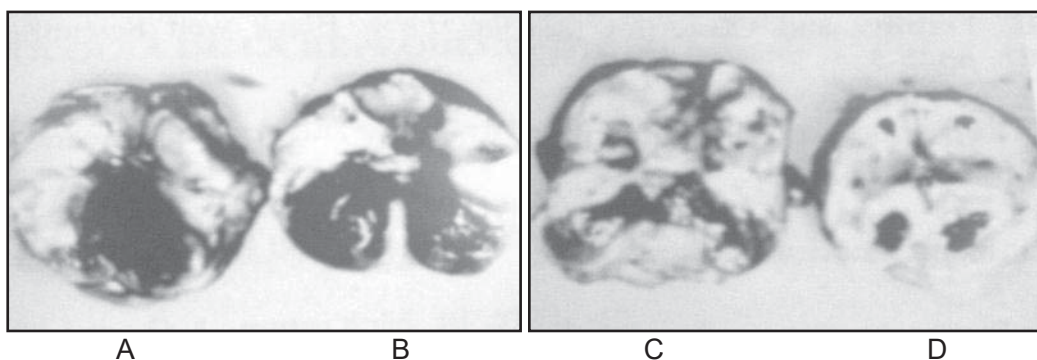


Figura 1.5. Cortes longitudinales de ovarios mostrando en orden cronológico el desarrollo del cuerpo lúteo. A) Cuerpo hemorrágico. B) Transición de un cuerpo hemorrágico a cuerpo lúteo. C) Cuerpo lúteo. D) Cuerpo albicans. (Zarco y Boeta, 2000).

1.4. ENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

Para entender los cambios ováricos, genitales y conductuales que se presentan durante el ciclo estral de la yegua es necesario conocer cuales son las principales hormonas que intervienen en la regulación de la reproducción. Las hormonas reproductivas se derivan de varias áreas, formando ejes en este caso hipotálamo-hipófisis-ovario-útero que interactúan entre sí, regulándose mutuamente a través de sus secreciones (Mc Donald, 1986).

En el caso del aparato reproductor las principales hormonas que interactúan para regular el ciclo estral son la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) que actúa sobre la hipófisis anterior para estimular la liberación de hormona folículo estimulante (FSH) y hormona luteinizante (LH) (Cunningham, 1999). A su vez, estas hormonas promueven el desarrollo folicular y la secreción de estrógenos.

Cuando ya existe un folículo preovulatorio la LH provoca la ovulación y el desarrollo de un cuerpo lúteo productor de progesterona. La progesterona como los estrógenos ováricos, tienen efectos de retroalimentación sobre el hipotálamo y la hipófisis, regulando la actividad secretora de dichos órganos. Los folículos ováricos en desarrollo también producen inhibina, que inhibe la secreción de FSH (Galina y Valencia, 2006). La progesterona, el estradiol y probablemente la oxitocina actúan sobre el endometrio, programándolo para secretar la prostaglandina F2 α en el momento adecuado, la cual es responsable de destruir el cuerpo lúteo, permitiendo el inicio de otro ciclo estral (Vanderwall et. al., 1993).

1.4.1. GnRH (hormona liberadora de gonadotropinas)

La GnRH es un decapeptido (10 aminoácidos) producido en neuronas especializadas del hipotálamo y secretado por las terminaciones axonales localizadas en la eminencia media, donde penetra en los capilares del sistema porta hipotálamo-hipofisiario que lo transporta hasta la hipófisis anterior.

Uno de los factores modulares es la melatonina, mediadora de la información fotoperiódica; la longitud de los días, por lo cual es responsable de la inhibición de los ciclos de la yegua. El generador de pulsos de GnRH también es modulada por los estrógenos y progesterona, los cuales resulta inhibitorios la mayor parte del tiempo, aunque el estradiol es estimulatorio durante la fase preovulatoria, así como lo son también los opioides y el Cortisol. El hipotálamo analiza toda la información recibida por medio de dichas hormonas, además del estado metabólico del animal así como información auditiva, olfatoria y visual, en base a ello se secretará el GnRH; si la información es baja la hipófisis responderá secretando FSH y LH en concentraciones apenas suficientes para mantener los ovarios, mientras que al acelerarse la secreción de GnRH la hipófisis responderá produciendo FSH y acelerándola aún más la secreción pulsátil de GnRH la hipófisis responde secretando LH (Engelhart, 2002).

1.4.2. FSH (hormona folículo-estimulante)

La FSH es una hormona glicoprotéica constituida por dos subunidades y producida por células especializadas de la hipófisis anterior, siendo secretada en respuesta al GnRH. Esta hormona promueve el crecimiento y la maduración folículo-ovárico o folículo de Graaf; no causa la secreción de estrógeno del ovario por sí sola, sino que necesita de la presencia de LH para estimular la producción de estrógeno. La FSH estimula además la secreción folicular de Inhibina; durante el ciclo estral de la yegua ocurren picos de liberación de FSH cada 10 a 12 días, por lo que se produce un pico final de esta, justo antes de la ovulación, y otro a la mitad de la fase lútea, aproximadamente 10 días antes de la siguiente ovulación.

Estos picos de FSH coinciden con la oleada de crecimiento folicular (durante el estro) las cuales no llegan a ovular ya que hay bajos niveles de LH, mientras que en la segunda oleada hay un folículo dominante que si llega a ovular. Al inicio del estro la FSH se encuentra en niveles bajos consecuencia de que existe un folículo grande y activo que produce cantidades importantes de inhibina, la cual inhibe la secreción de FSH pero no la de LH; esto evita que el estímulo gonadotrópico continúe llegando a otros folículos suprimiendo así su desarrollo. Y así el folículo dominante continúa creciendo aún en ausencia de FSH debido a que ya ha adquirido receptores de LH, lo que permite que esta hormona promueva la maduración final y su ovulación (Berfelt y Ghinther, 1992).

1.4.3. LH (hormona luteinizante)

La LH es una hormona glucoprotéica constituida por dos subunidades y secretada por células especializadas de la adenohipófisis; es secretada a frecuencias intermedias o altas de GnRH, las concentraciones de LH se mantienen bajas entre el día 5 y el día 16 del ciclo (ovulación = día 0) ya que la progesterona producida por el cuerpo lúteo produce efectos de retroalimentación negativa, reduciendo GnRH. Las pequeñas cantidades de LH presentes en la fase lútea del ciclo son suficientes para que se manifieste el efecto luteotrópico de la hormona y se mantenga la función lútea (Frazer et. al., 1997).

Después de la luteólisis se reducen las concentraciones de progesterona y desaparece la retroalimentación negativa, lo que acelera la secreción de GnRH y gradualmente los niveles de LH, provocando la maduración final del folículo preovulatorio y estimula la secreción de estradiol por el mismo. Se menciona que el incremento preovulatorio de LH no se presenta en forma de pico, como en otras especies domésticas, sino como un aumento gradual y sostenido que se mantiene por varios días antes, durante y después de la ovulación (Bearden y Fuquay, 1982).

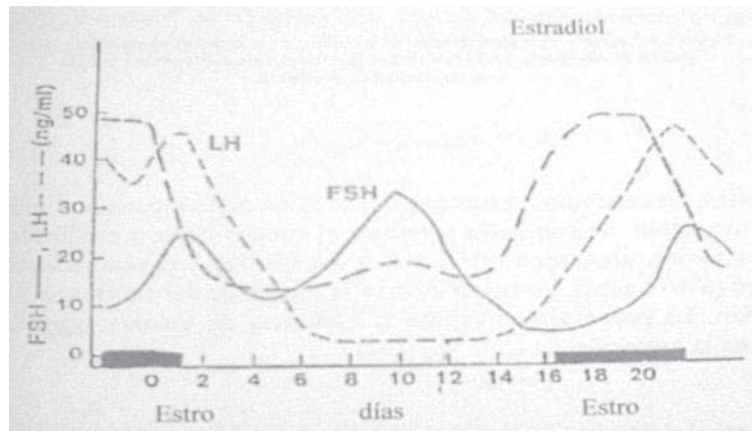


Figura 1.6. Concentraciones de LH, FSH y Estradiol en diferentes días del ciclo estral (ovulación =0) (Adaptado de Daels y Hughes, 1993).

1.4.4. Estrógenos

Los estrógenos son producidos por los folículos ováricos en crecimiento. El principal estrógeno folicular es el estradiol 17- β , secretado en respuesta a la estimulación de la LH y FSH. El pico máximo de secreción de estradiol se alcanza durante el estro, 1 ó 2 días antes de la ovulación (Hafez, 2000).

Las elevadas concentraciones de estrógenos presentes durante el estro son responsables de la receptividad sexual y de los cambios en el aparato genital orientados a permitir la fertilización (regulación de la vulva y vagina, secreciones del útero, cérvix y vagina, contracciones uterinas para el transporte de espermatozoides). Los niveles de estradiol descienden poco antes de la ovulación por efectos de la luteinización inducida por LH, bajan a niveles basales 1 ó 2 días después de la ovulación, permaneciendo bajos durante todo el diestro, aunque se presentan elevaciones temporales que coinciden con la primera oleada de desarrollo folicular (Steven y Van, 1993).

1.4.5. Progesterona

La progesterona es el progestágeno natural más prevalente, y es secretada por las células lúteas del cuerpo amarillo, la placenta y la glándula suprarrenal. La secreción de la progesterona es estimulada por la LH, principalmente; después de la ovulación se comienza a formar el cuerpo lúteo y empiezan a elevarse los niveles alcanzando su máximo a los 16 días y permaneciendo altas durante toda la fase lútea hasta que ocurre la regresión del cuerpo lúteo en el día 15 o 16 post-ovulación. La progesterona inhibe la conducta de estro y prepara al endometrio para la implantación y mantenimiento de la preñez (Swenson y Reace, 1999).

1.4.6. Inhibina

Las inhibinas actúan como señales químicas a la hipófisis respecto al número de folículos que crecen en el ovario, reducen la secreción de FSH, que indirectamente regula el desarrollo folicular (Galina y Valencia, 2006).

1.4.7. Prostaglandina F2 α (PGF2 α)

La PGF2 α provoca la regresión del cuerpo lúteo y tiene un efecto estimulante sobre los músculos lisos que se secretan en la yegua entre el día 13 y 16 post-ovulación. El momento en que se secreta la PGF2 α esta controlada por complejas interacciones entre las concentraciones de progesterona, estrógenos y oxitocina.

La PGF2 α se secreta en forma pulsátil, y en el animal gestante se bloquea con el objetivo de que el cuerpo lúteo se mantenga después del día 15. También induce contracciones uterinas, por lo que juega papel importante en el transporte espermático, en el parto y ovulación uterina. Las prostaglandinas en la yegua alcanzan al ovario por medio de la circulación sistémica a diferencia de otras especies que es en forma local (Urwin, 1982).

1.5. CICLO ESTRAL

El ciclo estral se define como el periodo entre 2 ovulaciones acompañadas por signos de estro, el ciclo reproductivo que presenta mayores variaciones es la yegua (Real, 2000). Está presenta un mayor porcentaje de ciclos estrales fértiles durante los meses de abril a octubre por lo que es considerada poliéstrica estacional, es importante mencionar que algunas yeguas pueden ciclar todo el año, sobre todo en climas tropicales y subtropicales. La edad promedio en que las potrancas entran a la pubertad es entre los 12 y 15 meses, de acuerdo con la raza, las condiciones ambientales, la nutrición, etcétera (Dowsett y Kontt, 1993).

La duración promedio del ciclo estral de la yegua es de 21 días, aunque se consideran normales ciclos 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 o 15 días y durante la cual la yegua no acepta al garañón debido a que tiene un cuerpo lúteo productor de progesterona. La ovulación ocurre por lo general de 24 a 48 horas antes de la finalización del estro, presentándose en la mayoría de las yeguas durante la noche. Los ponies tienen un ciclo estral mas largo que los caballos, durando en promedio 25 días, de los cuales 8 o 9 días corresponden al estro y 16 a la etapa de diestro. La duración del ciclo estral en el burra es de 25 a 26 días, con un estro de 6 a 8 días y un diestro de 18 a 19 días (Daels, 1996).

1.5.1. Desarrollo folicular

La yegua es la única especie doméstica en la que durante la fase lútea llegan a desarrollarse folículos hasta el punto de poder ovular; aunque la mayor parte de los folículos no llegan a ovular, es común que lleguen a medir de 30 o más milímetros, los cuales generalmente regresan durante el diestro (McKinnon y Squires, 1993).

El crecimiento folicular en la yegua ocurre en forma de oleadas, llegando a ocurrir una o dos de estas oleadas en cada ciclo; un poco después de la ovulación comienza a crecer un grupo pequeño de folículos (2 a 5 mm) que van aumentando su diámetro hasta en 2.5 a 3 mm por día durante la fase lútea, algunos de estos sufren atresia y no llegan a ovular, sino es hasta la segunda oleada ovulatoria a la mitad del diestro que se desarrolla el folículo que llegará a ovular. Ya que al comenzar la luteólisis comienza a ser dominante un folículo, el cual produce cantidades elevadas de estrógenos e inhibinas, estas dos hormonas provocan retroalimentación negativa sobre la secreción de FSH, por lo que al reducirse las concentraciones de esta hormona los demás folículos dejan de crecer y sufren atresia. En cambio el folículo dominante adquiere receptores de LH por lo que así culmina su desarrollo bajo el estímulo de esta hormona, aún en ausencia de concentraciones de FSH elevadas (Dowsett y Kontt, 1993).

El folículo ovulatorio incrementa su tamaño desde un diámetro aproximado de 30 mm 6 días antes de la ovulación hasta 40 o 45 mm 24 horas antes de la ovulación.

1.5.2. Estro

El estro es la fase del ciclo en que la hembra recibe al semental y admite su aproximación, monta, penetración y la realización de la eyaculación (Cunningham, 1999).

El estro dura una media de 5 días y se asocia con una liberación de FSH por la glándula pituitaria; esta hormona estimula el crecimiento de un pequeño número de folículos presentes en el ovario, el tamaño de los mismos se incrementa desde proporciones microscópicas hasta alcanzar un diámetro de varios centímetros. Cuando éste ha alcanzado entre 4 a 5 cm de diámetro, se rompe. Esto se conoce como ovulación y tiene lugar bajo la acción de la LH de la pituitaria (Peter, 1993). La ovulación es un momento específico que ocurre en cuestión de minutos, por lo que puede tomarse como el punto de partida para el inicio del ciclo estral y se puede determinar por medio de la palpación rectal o ultrasonografía.

Los folículos desarrollados en los ovarios durante el estro producen hormona estrogénica. Esto causa cambios específicos en el tracto genital; el revestimiento de la vagina se vuelve húmedo, rojizo y lubricado por moco de baja viscosidad; el cuello se relaja y su estructura de pliegues de color parecido al rosa se inchan y edematizan (lleno de fluidos), la pared del útero pierde su tono y el revestimiento del útero, cérvix y vagina presentan hiperemia (Mc Donald, 1986).

En la yegua el estímulo que provoca la ovulación no es una elevación repentina en las concentraciones de la LH (pico LH), como la que ocurre en otras especies, sino que las concentraciones de LH se incrementan gradualmente desde 6 a 7 días antes de la ovulación, y la máxima elevación en concentración de LH ocurre hasta 1 a 3 días después de la ruptura del folículo (Galina y Valencia, 2006).

Aunque raros, en la yegua se presentan estros anovulatorios. Dowsett y colaboradores en 1993, encontraron mayor incidencia de estros anovulatorios durante el otoño e invierno y un menor número en la época reproductiva.

1.5.3. Diestro

El diestro o fase lútea es el período de rechazo del macho que sigue al estro, se denomina diestro, por que comprende el período entre dos estros sucesivos. El diestro típico dura 14 días. El diestro se inicia con la secreción de LH en la glándula pituitaria que origina la ovulación. La ruptura del folículo se acompaña de una extravasación de sangre a partir de los vasos de la capa de recubrimiento, causando una hemorragia en la membrana de la cavidad, previamente ocupada por el líquido y el óvulo. Se forma un coágulo de sangre y las células especiales del revestimiento interno crecen entonces en el interior del coágulo y se completa el cuerpo amarillo (cuerpo lúteo) (Galina y Valencia, 2006).

El cuerpo amarillo actúa como una glándula temporal productora de progesterona que se mantendrá funcionando durante 14 ó 15 días hasta sufrir luteólisis.

Después de la ovulación el tono uterino aumenta y al tubularidad y el edema desaparecen. Algunas yeguas desarrollan un alto grado de túrgidez uterina durante el diestro, aunque esto ocurre más frecuente en yeguas gestantes. Durante el diestro el cérvix está duro, cerrado, sin edema y pálido.

1.6. ESTACIONALIDAD REPRODUCTIVA DE LA YEGUA

Las yeguas son reproductoras de días largos; su estación se inicia a medida que aumenta la proporción de luz diurna a oscuridad y termina cuando los días se acortan concentrándose en los meses de primavera y verano. En el hemisferio norte la longitud del día comienza a aumentar a partir del 22 de Diciembre, llegando a su máxima expresión el día 22 de Junio, para después comenzar a reducirse. En el hemisferio sur los cambios en la dirección de la longitud del día ocurren en las mismas fechas, pero en dirección inversa (el día se alarga a partir de Diciembre y se acorta a partir de Junio). La estación reproductora promedio para los ponies es de Mayo a Octubre, pero es más prolongada en caballos, comprendiendo desde Febrero hasta Noviembre (Bennet-Wimbush, 1998).

El reposo sexual puede tener lugar en cualquier época del año aunque es más corriente en otoño, invierno y principio de la primavera. La primavera y el verano se conocen científicamente con la denominación de estación anovulatoria, refiriéndose esta distinción al hecho de que durante la fase de estro se producen los óvulos. Cuando las yeguas pasan de la estación ovulatoria a la anovulatoria, generalmente en otoño, el ciclo estral puede diferir del ya señalado como típico en el que se distinguen una fase de estro de 5 días y una fase de diestro de 15 días (Recvet®, 2008).

1.6.1. Época anovulatoria

La mayoría de las yeguas dejan de tener ovulaciones cíclicas durante el otoño e invierno independientemente de la latitud en la que se encuentren. Varios estudios han demostrado que para una determinada raza u otro tipo de yegua el inicio de la época ovulatoria ocurre en promedio aproximadamente en la misma fecha a diferentes latitudes, a pesar de que dicha fecha la duración del día puede ser muy distinta entre una latitud y otra (Recvet®, 2008). Lo mismo ocurre con el fin de la época anovulatoria, lo anterior indica que una raza determinada está genéticamente programada para comenzar a ciclar en una fecha específica, contada a partir del solsticio de primavera, independientemente de la longitud que tenga el día en esta fecha. Esto tiene una lógica natural, ya que si el animal estuviera programado para responder a una determinada longitud del día, al cambiar de latitud comenzaría a ovular a una época diferente, que podría no ser la más adecuada. De ésta manera, los fotoperiodo para saber en que época se encuentra; debido a la respuesta a los cambios en la dirección del fotoperiodo está genéticamente programada, existen diferencias entre razas en la fecha de inicio y final de la época anovulatoria. Adicionalmente, la variabilidad genética natural en cualquier población provoca que existan diferencias individuales, por lo que siempre habrá yeguas que ovulan durante la época en que sus compañeras de raza se encuentran en plena época anovulatoria (Carnevale, 1997).

Durante la época anovulatoria el hipotálamo se vuelve muy sensible a la retroalimentación negativa ejercida por los estrógenos, los cuales inhiben la secreción de gonadotropinas, de ésta forma, en cuanto un folículo comienza a desarrollarse y a producir estrógenos, la presencia de los mismos en la circulación provoca que se dejen de producir LH y FSH, por lo que el folículo deja de tener un diámetro máximo de 20 o 30 mm, después sufren regresión (Ginther, 1998). En la palpación rectal o al realizar ultrasonografía durante la época anovulatoria se encuentran solamente folículos medianos o pequeños y ausencia de cuerpo lúteo, en ocasiones los ovarios aparecen francamente atróficos. El útero se siente delgado y sin tono y la mucosa vaginal está seca y pálida.

A pesar de la actividad ovárica, una proporción relativamente elevada de las yeguas presenta conducta estral durante la época anovulatoria. Esto se debe a la ausencia de progesterona provocada por la continua ausencia de cuerpos lúteos. Al parecer la ausencia de progesterona puede provocar la aparición de signos de estro sin necesidad de que existan concentraciones elevadas de estrógenos, lo que se demuestra por el hecho de que aún las yeguas ovariectomizadas presenten estros a intervalos irregulares (Vanderwarll et. al., 1993).

1.6.2. Época de transición

Los estros sin ovulación se pueden presentar aún durante la época de mayor inactividad ovárica; sin embargo tanto su frecuencia como su duración aumentan durante la época de transición entre la época anovulatoria y la época ovulatoria, lo que corresponde a finales del invierno e inicio de la primavera. No es raro durante dicha época de transición encontrar yeguas que se mantienen en estro durante periodos largos (15 o 20 días), o que presentan estro frecuentemente y a intervalos irregulares. La presencia de estros falsos, pueden provocar errores en el manejo reproductivo, ya que en ocasiones una yegua puede llegar a ser servida hasta diez veces durante el estro anovulatorio que por lo mismo es totalmente infértil (Jasko et. al., 1993).

La presencia de estros largos y frecuentes durante la época de transición se debe a que durante dicho periodo la retroalimentación negativa de los estrógenos sobre el hipotálamo comienza a disminuir, por lo que los folículos ováricos pueden llegar hasta estados más avanzados de desarrollo, pero sin llegar a ovular. Así, se desarrollan folículos persistentes, los cuales pueden permanecer en el ovario durante 15 o más días sin llegar a ovular. Los folículos persistentes generalmente son de tamaño mediano y no llegan a ovular posiblemente debido a defectos en su desarrollo o a una inadecuada capacidad endócrina (Jasko et. at., 1993).

1.6.3. Época ovulatoria

Finalmente, al reducirse aún más la sensibilidad del hipotálamo a la retroalimentación negativa de los estrógenos, el eje hipotálamo-hipófisis-ovario permite que un folículo se desarrolle lo suficiente para producir una cantidad de estrógenos lo suficientemente elevada para provocar la elevación preovulatoria de LH, la cual a su vez provoca la ovulación. Una vez que el animal ha ovulado y formado un cuerpo lúteo se establece un patrón de ciclicidad ovárica rítmica (ciclo estral) que se mantendrá durante toda la época ovulatoria, a menos que sea alterado por alguna patología o por la presencia de gestación (Berner, 2000).

Al final de la época ovulatoria generalmente se produce una transición abrupta hacia la época anovulatoria, al destruirse el cuerpo lúteo formado a partir de la última ovulación no se produce el desarrollo de nuevos folículos preovulatorios y el animal pasa a un estado relativamente profundo de inactividad ovárica (Bennet-Wimbush, 1998).

1.7. EXAMEN REPRODUCTIVO EXTERNO DE LA YEGUA

Existen diversas situaciones en las yeguas que se debe realizar un examen de la salud reproductiva de la yegua. Como mínimo, se debe examinar completamente al animal al incorporarse por primera vez a la reproducción, así como al inicio de cada estación reproductiva. Una vez que la yegua ha sido examinada por completo es conveniente continuar realizando exámenes parciales en forma rutinaria hasta que se logre la concepción. Para poder realizar con seguridad y precisión el examen reproductivo es indispensable utilizar técnicas de contención adecuadas, por lo que a continuación se presenta una breve descripción de las más usuales (Ginther, 1992).

1.7.1. Contención

Existen varios métodos para la contención de la yegua para ser examinada; la elección de método a utilizar dependerá entre otras cosas de su temperamento, de lo acostumbrada que esté al manejo, de si tiene potro al pie, así como número de personas que van a participar en el examen, pensando tanto en la seguridad de la yegua como en la de los examinadores (Peter y Rossdale, 1993). Lo más recomendable es utilizar una manga de manejo, sin embargo, existen yeguas que rehúsan entrar en la manga o que se ponen demasiadas nerviosas, intentando saltar fuera de ésta, pudiéndose lastimar o lastimar a la persona que realiza el examen. El arial es muy útil para la sujeción de yeguas que son muy nerviosas, o que tratan de patear al intentar palparlas. El tirapié resulta útil para aquellas yeguas que tienen el vicio de cocear a los garañones al momento de la monta. Otros métodos que pueden utilizarse son el orejado, el pellizco chileno y el uso de tranquilizantes químicos, como la Xilazina al 10% (1.1 mg/kg) (Pacheco y González, 1991).

1.7.2. Historia clínica y reproductiva

Una historia clínica debe incluir la identificación del animal, raza color de pelaje, marcas, tatuajes, edad, y fecha de adquisición del animal. En la historia clínica se deben incluir inmunizaciones, desparasitaciones, alimentación, fin zootécnico, problemas de salud previos que pudieran interferir con la fertilidad, así como la forma de vida actual: como vive, que trabajo desempeña, que cuidados recibe y régimen alimenticio (Pacheco y González, 1991).

Incluyendo la historia reproductiva previa de la yegua; se debe recabar información referente a gestaciones y partos anteriores, incluyendo no solamente las fechas sino también la duración de la gestación y la ocurrencia de anomalías en el parto o el puerperio (Muñoz, 2006).

También es de utilidad continuar con información relativa a los ciclos estrales previos, incluyendo longitud, época de presentación de ciclos estrales, así como la ocurrencia de anormalidades en el ciclo estral. Así como abortos, distocias, cirugías reproductivas, infecciones uterinas y casos de mortalidad embrionaria temprana que hayan sido registradas (Pascoe, 1979).

1.7.3. Examen físico general

Un examen físico completo, nos da a conocer la condición de salud general del animal tendrá gran influencia sobre su aptitud reproductiva; además es de suma importancia para detectar cualquier alteración patológica que pudiera existir en el organismo del animal, ya que algunos trastornos que no tienen que ver directamente con el aparato genital pueden afectar indirectamente la reproducción; por ejemplo, una hembra con severos problemas locomotores o neurológicos no soportará el peso del garañón al momento de la monta. En forma similar, la presencia de anormalidades musculo esqueléticas, como daños en la pelvis, puede disponer a las yeguas a sufrir distocia. El dolor y la tensión ejercen un efecto inhibitor sobre la actividad ovárica de la yegua, y por lo tanto afectan negativamente su eficacia reproductiva (Hughes et. al., 1997).

Para realizar el examen físico general se cuenta con 4 métodos diagnóstico: inspección, palpación, percusión y auscultación (Pacheco y González, 1991).

1.7.4. Inspección

Es la exploración clínica que se efectúa por medio del sentido de la vista, además de los olores que se pueden percibir en secreciones, excreciones y en la respiración. Primero se observará a la yegua en estética, para verificar su estado físico general, estado de carnes, apariencia de la piel, y detectar la presencia de cualquier lesión o anormalidad anatómica, se evaluará el carácter de la respiración, notándose la presencia de ronquidos u otros ruidos emitidos por el animal.

Se observará si existe dilatación abdominal, se registrará la temperatura corporal, que normalmente es de 37.2 a 38.5 °C, y se observará el color de las mucosas. Es importante revisar la dentadura, debido a que la pérdida de peso esta asociada con algunas anormalidades dentales que producen la incapacidad para masticar el alimento. Por último dentro de éste examen se evaluará la actitud al momento de la marcha (Blood y Studder, 1994).

1.7.5. Palpación

Es la exploración clínica por medio del sentido del tacto, buscando anomalías proyectadas a la superficie del cuerpo del animal. Se debe palpar con suavidad, cuando se trate de explorar un órgano profundo, evitando molestar demasiado al animal (Pacheco y González, 1991). Cuando se palpa una región en la cual hay una zona dolorida, debe comenzarse la exploración por las porciones que no duelen. La palpación proporciona datos a sitio, posición, forma, volumen, estado de la superficie, movimientos, consistencia, sensibilidad y temperatura de una parte región u órgano (Blood y Studdert, 1994).

1.7.6. Percusión

La exploración clínica por medio de la aplicación de golpes metódicos para percibir vibraciones audibles de los tejidos próximos, se realiza con los dedos, al realizar la percusión se requiere un plexor y un plexímetro; se deben percutir suavemente las superficies de las vías respiratorias y el abdomen, mientras que para examinar órganos profundos se realiza una percusión más enérgica. De preferencia, la exploración percutoria se llevará acabo en un lugar silencioso (Blood y Studder, 1994).

1.7.7. Auscultación

Es la exploración clínica que se efectúa por medio del sentido del oído. Para realizar la auscultación se requiere de un estetoscópio, el que se colocará sobre la tráquea, laringe, pulmones, corazón, y tubo digestivo para determinar a través del oído las características de los sonidos producidos durante el funcionamiento, normal o anormal, de estos órganos (Blood y Studdert, 1994).

Después de realizar el examen físico general, la evaluación se enfoca hacia el aparato reproductor, por lo cual se requiere contar con un historial reproductivo y realizar una evaluación detallada de los órganos genitales, tanto externos como internos (Zarco y Boeta, 2000).

1.8. EXAMEN DE LOS ÓRGANOS GENITALES EXTERNOS DE LA YEGUA

El examen genital externo incluye la examinación visual del perineo, vulva, conformación pélvica e implantación de la cola así como la revisión de la glándula mamaria (Rossdale, 1993).

En la vulva primero se debe revisar la conformación de los labios vulvares, que normalmente deben ser verticales, con una inclinación cráneo-caudal de no más de 10° con respecto a la vertical. La vulva debe extenderse sobre el arco isquiático de la pelvis para una máxima función reproductiva. La comisura dorsal de la vulva no debe estar a más de 4 cm sobre el piso de la pelvis (aproximadamente dos terceras partes de la hendidura vulvar deben quedar por debajo del piso de la pelvis) (Mc Donald, 1986).



Figura 1.7. Se observa una vulva con conformación cercana al ideal. (Zarco y Boeta, 2000).

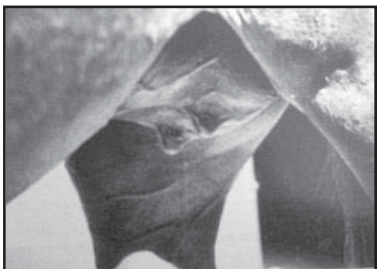
Se debe determinar si los labios vulvares cierran correctamente, para lo cual se separan suavemente al tiempo que se acerca el oído para escuchar si existe paso de aire a través de los labios. Si la prueba resulta positiva es posible que la yegua esté predispuesta a problemas de infertilidad por neumovagina. También debe evaluarse el tono de la vulva, el cual dependerá de la etapa del ciclo estral en que se encuentre la yegua. Bajo la influencia de la progesterona se produce un acortamiento de la longitud vulvar. En contraste, bajo los efectos de los estrógenos la vulva está alargada y relajada, por lo que la longitud vulvar es mayor durante el estro o cerca del parto y disminuye durante la gestación y diestro. Se debe registrar la presencia de descargas y lesiones en la zona perineal. Una evaluación visual de la conformación pélvica puede sugerir muchas veces problemas de infertilidad, como los que ocurren en hembras con el maslo de la cola muy elevada, lo que permite la penetración de orina o contaminación de la vagina (Pascoe, 1979).

Otra conformación anatómica no deseable es cuando el ano está muy hundido, ya que esto ocasiona que al defecar la yegua, las heces caigan sobre la vulva, aumentando el riesgo de contaminación de los órganos genitales internos.

Este problema de conformación es congénito, sin embargo generalmente va empeorando con la edad, ya que la progresiva relajación de los músculos del área perineal, junto con el progresivo alargamiento de los labios vulvares que se produce con la edad y con cada parto, provocan que los labios vulvares no cierren adecuadamente, lo que facilita la entrada de aire y excremento. Adicionalmente, la posición de la vulva se va haciendo más horizontal con el paso del tiempo, lo que favorece la retención de orina y heces fecales. Pascoe en 1979, desarrollo una fórmula para predecir la predisposición a dificultades reproductivas en yeguas en base a la conformación vulvar. Para ello implicó el largo efectivo en centímetros de la vulva (distancia entre la comisura dorsal y el piso de la pelvis) por el ángulo de inclinación en grados, para obtener un número denominado índice de Caslick. Al analizar la información de 9000 yeguas se encontró que las yeguas con un índice de Caslick mayor a 150 tendrán mayor probabilidad de sufrir problemas reproductivos, como neumovagina y urovagina, que aquellas yeguas con un índice de Caslick menor a 50 (Pascoe, 1979).

1.8.1. Examen de la glándula mamaria

La glándula mamaria deberá examinarse y palpase suavemente a través de los 2 pezones, los cuales deben sentirse al tacto, suaves, lisos, y con una temperatura similar al resto del cuerpo para descartar problemas como mastitis, abscesos, neoplasias o lesiones. La mastitis se reconoce por presentarse edema, dolor o agrandamiento de una o las dos glándulas mamarias. En casos de mastitis crónica se puede producir fibrosis parcial o total de la glándula. La mastitis debe diagnosticarse y tratarse adecuadamente, ya que en caso de persistir puede



interferir con el funcionamiento normal de la glándula (Pascoe, 1979).

Figura 1.8. Glándula mamaria normal de una yegua cercana al parto. (Rossdale, 1979).

1.9. EXAMEN REPRODUCTIVO INTERNO DE LA YEGUA

El Médico Veterinario encargado de la reproducción equina debe tener la habilidad de diagnosticar el momento adecuado para el servicio. También debe ser capaz de detectar la existencia de problemas de índole reproductivo en la yegua, como quistes endometriales, estros no evidentes y cuerpos lúteos persistentes, de tal forma que pueda tomar las medidas correctivas que permitan dejar gestante a la yegua. Se debe establecer una rutina de revisión periódica de todas las yeguas que aún no se encuentren gestantes, además del seguimiento de aquellos animales a los que ya se les haya diagnosticado algún problema. La palpación rectal, la vaginoscopía, la ultrasonografía y la endoscopia son herramientas de gran apoyo en la determinación del estado ovárico y en el diagnóstico de patologías del aparato reproductor, además de ser indispensables para el diagnóstico de gestación. Estas técnicas permiten el examen de los órganos genitales internos, lo que constituye el punto culminante del examen reproductivo de la yegua (Rossdale, 1993).

1.9.1. Palpación transrectal

Se utiliza generalmente un guante de goma o plástico para proteger al operador y reducir lesiones fortuitas de la capa de la mucosa de revestimiento del recto. Se recomienda cubrir la cola de la yegua con otro guante o envolverla en una venda para evitar que sus cabellos causen laceraciones recto-anales al momento de la examinación (Pacheco y González, 1991).

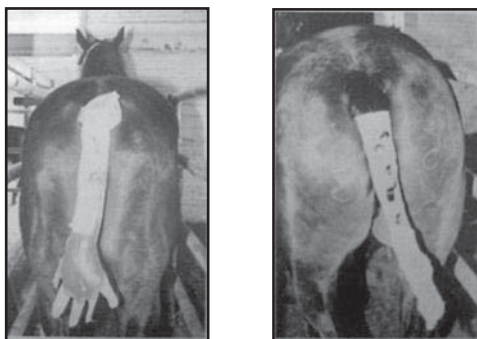


Figura 1.9. Vendado de cola. Recubrimiento de la cola con guante de palpación. (Rossdale, 1993).

El recto de la yegua es mucho más friable y delicado que el de la vaca, por lo que se deben tomar precauciones especiales al hacer el examen rectal, así como mecanismos de contención especial (Arthur, 1991). El veterinario debe acercarse al animal sin alboroto, habiendo previamente lubricado toda la extensión de guante.

La mano se debe introducir colocando los dedos en forma cónica, lo que permite la dilatación gradual del ano; se debe imprimir a la mano un movimiento de rotación para facilitar el paso a través del esfínter anal (Shideler, 1993).

Generalmente la yegua responderá a este estímulo con defecación, lo que facilita el examen al permitir trabajar en un recto vacío. Si el animal no defeca se hace necesario retirar todo el excremento posible ya que además de estorbar puede ser confundido con estructuras ováricas (Hughes, 1997).



Figura 1.10. Introducción de la mano a través del esfínter anal y evacuación del excremento presente en el recto. (Rossdale, 1993).

1.9.1.1. Palpación del cérvix

Lo primero que se palpará al tener la mano dentro del recto será el cérvix, que se localizará haciendo presión y deslizando la mano sobre el piso de la pelvis, ya que el cérvix del equino no puede agarrarse ni retraerse como sucede en la vaca. Se evaluará su firmeza, tubularidad, tono, diámetro y longitud (Allen, 1988).

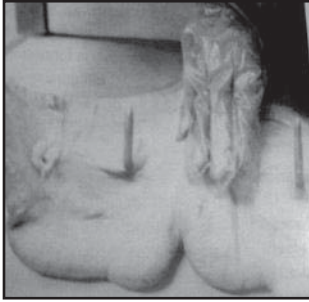


Figura 1.11. Palpación del cérvix y cuerpo uterino en bancos de palpación. (Rossdale, 1979).

El cérvix es un órgano blanco de las hormonas ováricas, por lo que sus características dependerán de la fase del ciclo estral en que se encuentre la hembra. Durante el diestro y la gestación el cérvix se encontrará apretado (cerrado), tubular y firme, ubicándose hacia el techo de la vagina debido a la influencia de la progesterona. Durante el estro, y debido a la influencia de los estrógenos, el cérvix se encontrará relajado (abierto), de consistencia suave y con edema, caído totalmente en el piso de la vagina, por lo que dificulta su palpación durante ésta etapa. Si los ovarios se encuentran inactivos, como sucede durante el anestro estacional, el cérvix también se encontrará relajado o flácido, pero no estará presente el edema (Ginther, 1992).

Cranealmente al cérvix se encuentra el útero, que tiene forma de T en yeguas no gestantes. Este órgano se puede localizar al introducir el brazo aproximadamente 45 o 50 cm dentro del recto (Sisson y Grossman, 2000). La mano se debe pasar sobre el cuerpo uterino y posteriormente deslizarse sobre cada uno de los cuernos, desde la bifurcación hasta la punta, evaluando su tamaño, consistencia, contenido y tubularidad (Allen, 2000).

1.9.1.2. Palpación del útero

Cuando el útero tiene gran volumen, como sucede en gestación avanzada o en casos de piometra, solo podrá evaluarse su superficie dorsal, ya que el resto del órgano quedará fuera del alcance de la mano. Las características del útero también se modifican de acuerdo a la etapa del ciclo estral del que se encuentre la yegua. En el diestro el útero tiene cierto grado de tono y tubularidad, mientras que durante el estro se pierde la tubularidad y puede incrementarse el diámetro, ambos cambios se deben a la formación de edema en el endometrio. Los pliegues endometriales también se edematizan durante el estro, y se sienten como ondulaciones al estar manipulándolos entre los dedos.

Durante el anestro profundo el útero es flácido, le falta tono, y no está presente el edema (Ginther, 1992).

1.9.1.3. Palpación de los ovarios

Los ovarios se localizan en el cuadrante dorso-lateral de la pelvis, cranealmente a la columna del íleon. Están suspendidos por el ligamento ancho en la parte dorso-lumbar, por lo que éste ligamento puede ser ayuda para la localización de los ovarios. Moviendo las manos lateralmente por la pared abdominal los ovarios podrán palpase con la palma de la mano.

En la yegua los folículos ováricos son mayores que en otras especies, llegando a medir entre 2 y 6 cm de diámetro, por lo que no deben ser confundidos con estructuras quísticas cercanas al ovario (quistes paraováricos). La yegua ovula a través de la fosa de ovulación, la cual se puede identificar como una hendidura en la parte ventral del ovario. El cuerpo lúteo se forma dentro del ovario y no protruye hacia la superficie, por lo cual es difícil de palpar (Ginther, 1998).

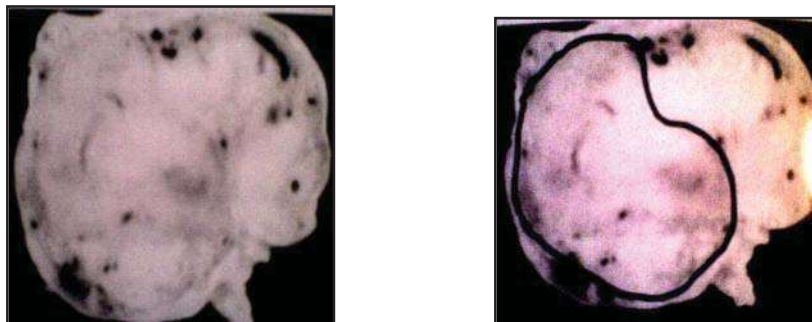


Figura 1.12. Ovario con cuerpo lúteo. En la imagen de la izquierda se observa que el cuerpo lúteo está incluido dentro del ovario y no sobre sale en la superficie. La misma imagen se presenta del mismo lado derecho con el cuerpo lúteo delimitado por una línea negra. (Zarco y Boeta, 2000).

1.9.2. Vaginoscopía

La vaginocopia permite la observación directa de la vagina y la entrada del cérvix; este examen requiere de una completa limpieza de la región perineal y el uso de un espéculo estéril. La limpieza se realiza lavando toda la zona perineal y los labios vulvares con jabón quirúrgico, o cualquier otro que no sea irritable. El lavado se realiza con la mano cerrada, de manera que las uñas no provoquen una laceración en la mucosa (Pacheco y González, 1991).

Después de secar el área, se preparan los labios vulvares y se introduce el espéculo estéril (existen espéculos de diferentes materiales, como vidrio, plástico o metal).

La introducción del espéculo debe inicialmente en forma diagonal, dirigiéndolo hacia arriba y hacia adelante hasta pasar por encima del borde de la pelvis. En algunas ocasiones se encuentra resistencia al momento de topar con pliegues transversos del anillo vestíbulo-vaginal, el cual es un remanente del himen, en cuyo caso se debe intentar expandirlo ejerciendo una rotación constante y suave, permitiendo así que el espéculo pase dentro de la vagina (Cintura, 2005).

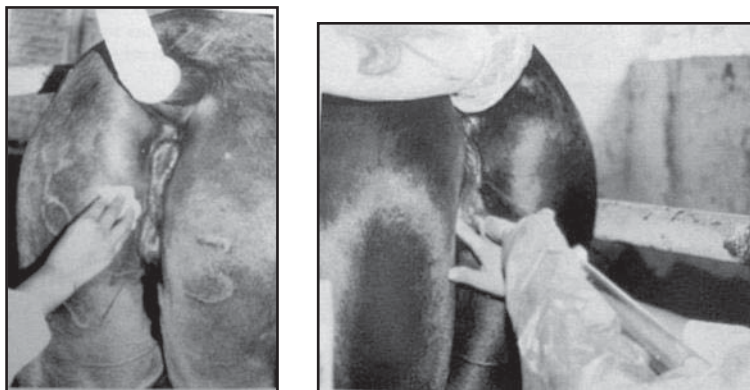


Figura 1.13. Limpieza y secado de la zona perianal. Introducción del vaginoscopio, nótese el ángulo de inclinación. (Zarco y Boeta, 2000).

Una vez que se ha introducido el espéculo con ayuda de una fuente de luz se examina el color y posición del cérvix, el grado de relajación, así como la cantidad y calidad de las secreciones.

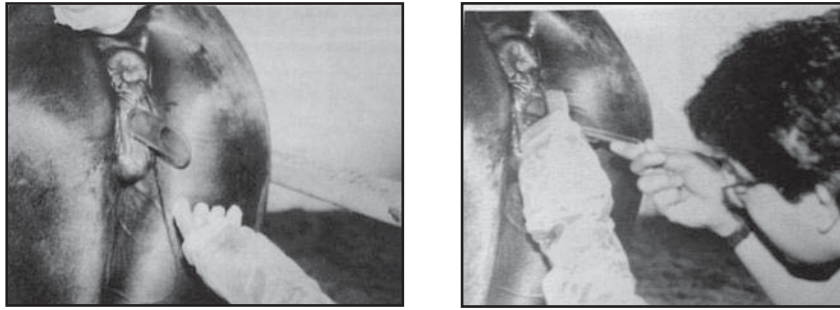


Figura 1.14. Posición final del vaginoscopio. Observación del cérvix con la fuente de luz. (Zarco y Boeta, 2000).

Este examen se debe realizar lo más rápidamente posible para evitar que el aire que entra altere los hallazgos, ya que el oxígeno irrita la mucosa (Cintura, 2005).

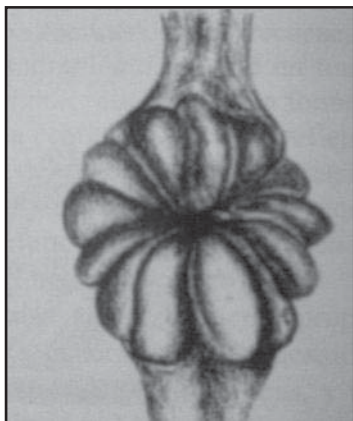
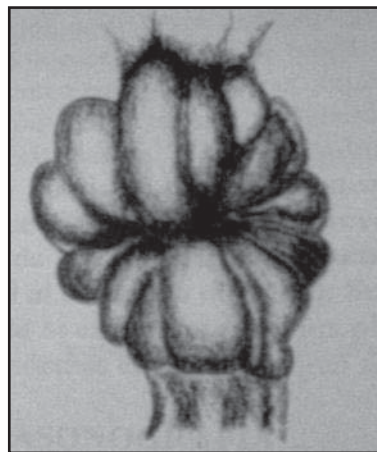
Durante la vaginoscopía se examina la pared vaginal, observando su color y revisando si existe evidencia de congestión o inflamación, tumores. Laceraciones o cicatrices. Se debe observar el piso de la vagina para descartar la presencia de exudados, así como la acumulación de fluidos.

La región dorsal de la vagina se debe revisar en busca de evidencia de lesiones o fistulaciones hacia el recto. Al terminar la inspección se retira lentamente el espéculo, evaluando en ese momento el área vestibular (LeBlanc, 1993).

ESTRO



CERCANO A LA OVULACIÓN



DIESTRO



GESTACIÓN

Figura 1.15. Esquemas que representan la apariencia del cérvix observada a través del vaginoscopio en las diferentes etapas del ciclo estral y la gestación. (Dyce, 1993).

1.9.3. Examen manual por vagina

Este examen se realiza como prueba complementaria a la vaginoscopía, y sólo se puede realizar cuando la yegua se encuentra en estro, en el posparto temprano, y durante el anestro. Se llevan acabo el mismo lavado de la zona perineal, y enguantado de la mano y lubricado. Al explorar la vagina se registran las características del pliegue vestíbulo-vaginal, el cual debe ser estrecho, de lo contrario puede indicar que la yegua está predispuesta a sufrir neumovagina. Si la yegua es virgen podrá palpase el área del himen, revisando que no haya remanentes que podrían formar una banda de tejido fibroso que aumentaría el riesgo de que la yegua sufra un desgarre recto-vaginal al momento del parto.

Se evaluará el conducto cervical por medio de los dedos para verificar si están presentes los pliegues cervicales, cabe señalar que los pliegues se vuelven más evidentes cuando la yegua se encuentra en estro (Rossdale, 1993).

1.10. ULTRASONOGRAFÍA

Esta se basa en la emisión de ondas sonoras de alta frecuencia producidas por la estimulación de cristales piezoeléctricos localizados dentro de un transductor.

En los transductores de disposición lineal hay una hilera de cristales a lo largo de la superficie del transductor (de ahí “disposición lineal”). Los cristales vibran cuando son energizados por una corta descarga de corriente eléctrica. Como resultado del contacto íntimo entre el transductor y los tejidos de una “lámina” delgada (2 mm por ejemplo) de vibración ultrasónica, tan ancha como el largo de la superficie del transductor (5 cm, por ejemplo). De esta forma se muestra una sección de tejido. Los tejidos tienen diferente capacidad para propagar o reflejar las ondas de sonido. La proporción de ondas sonoras reflejadas es recibida por los cristales del transductor y las vibraciones resultantes de los cristales se convierten en impulsos eléctricos, los cuales se visualizan como ecos en la pantalla ultrasónica. Las porciones reflejadas o ecos se representan en la imagen como tonos de la gama del gris, que varían del blanco al negro.

Los líquidos no reflejan las ondas sonoras y se dice que son ecogénicos o anecogénicos; por ello la imagen del antro del folículo aparece negra en la pantalla. En contraposición, los tejidos densos (corpus albicans) reflejan muchas de las ondas y aparecen blancos en la pantalla. Dichos tejidos se conocen como ecogénicos (Cordoba, 2003).

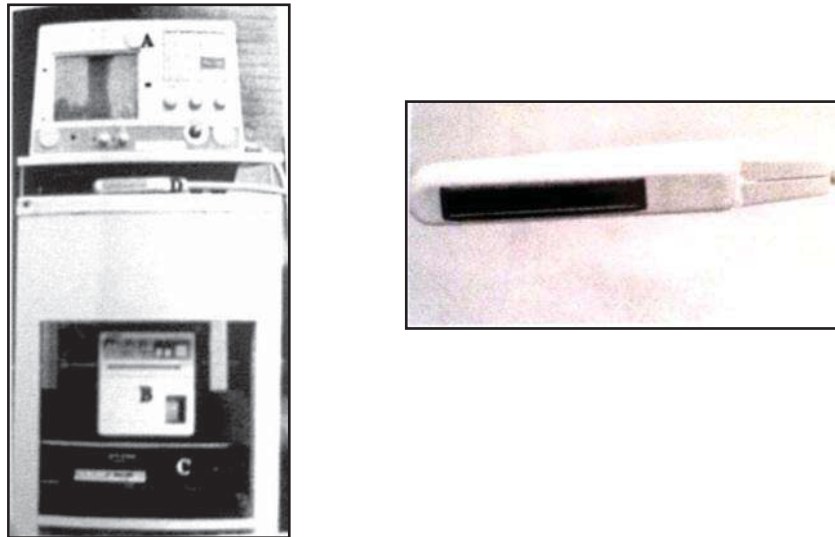


Figura 1.16. Equipo de ultrasonografía: (A) aparato de ultrasonido, (B) impresora de video, (C) videogradora, (D) transductor de arreglo lineal de 5 MHz. (Zarco y Boeta, 2000).

La visualización de los folículos provee una considerable información diagnóstica. Aún los folículos pequeños (<10 mm) pueden ser importantes en la evaluación del diagnóstico de infertilidad o senectud ováricas, o en la evaluación de la respuesta de los folículos a los tratamientos de estimulación folicular. Afortunadamente los folículos de la yegua son excelentes para la visualización ultrasónica por que son grandes, están repletos de fluido y son fácilmente accesibles por la vía transrectal. Las formas irregulares se atribuyen a la compresión entre folículos adyacentes o entre un folículo y la estructura lútea o estroma. Los diámetros foliculares determinados ultrasónicamente, no incluyen las paredes foliculares y son en realidad diámetros del antro (Cordoba, 2003).

1.10.1. Visualización ultrasónica de los folículos ováricos y cuerpos lúteos en la yegua

El transductor (escáner) transrectal ultrasónico con escalas de grises es un recurso inestimable para la detección in vivo y la evaluación de los folículos y cuerpos lúteos en las yeguas (Rossdale, 1993). La visualización ultrasónica de los ovarios supera con holgura la capacidad de recoger información mediante la palpación transrectal. Con un transductor de alta precisión, el operador experimentado puede detectar folículos pequeños de 2 a 3 mm e identificar el cuerpo lúteo a través de su vida funcional. (Ginther y Pierson. 1983).

Los ovarios inactivos de una yegua en anestro se diferencian fácilmente de los ovarios de una yegua en época reproductiva, ya que los primeros son pequeños e inactivos (ausencia de cuerpos lúteos) y pueden presentar folículos menores a 5mm. En cambio en los ovarios de una yegua con actividad ovárica cíclica se pueden localizar folículos, cuerpos hemorrágicos y cuerpos lúteos.

Folículos. Los folículos están llenos de líquido, por lo cual son anecoicos y aparecen como círculos u óvalos de color negro o gris oscuro ocupando un área bien circunscrita debido a la presencia de otros folículos o estructuras adyacentes, el folículo se puede distorsionar y aparecer con formas irregulares, por lo tanto, determinar su diámetro resulta algo subjetivo y variable, aunque de gran utilidad (LeBlanc, 1993).

Es importante llevar acabo un seguimiento ultrasonográfico para predecir el momento de la ovulación. Se ha estimado que los folículos aumentan su diámetro a razón de 3 mm/día durante la semana anterior a la ovulación, llegando a medir un folículo preovulatorio entre 30 y 60 mm, con un promedio de 45 mm, dependiendo de la talla de la yegua (Steven, 1993).

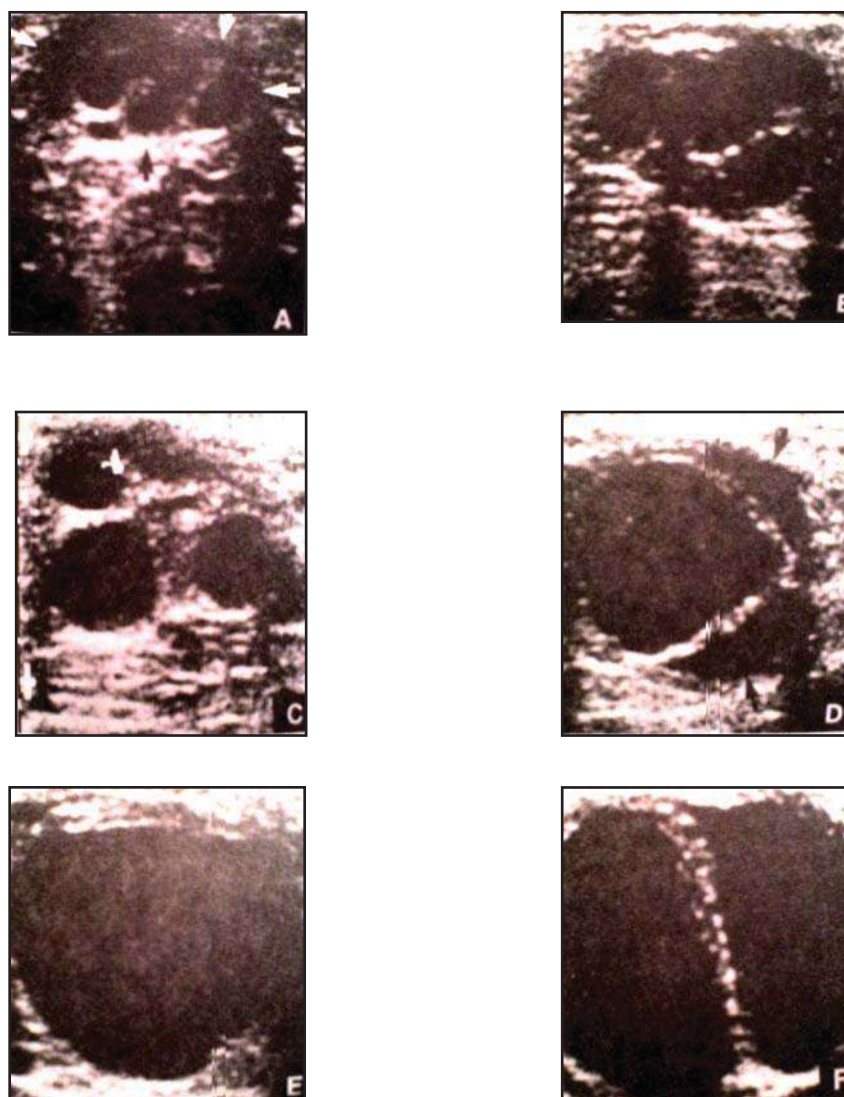


Figura 1.17. Imágenes ultrasónicas de folículos mostrando formas y tamaños variados. De la A, a la E se muestran folículos progresivamente maduros similares a los que pueden ser vistos durante el ciclo estral. A, la flecha delinea la periferia aparente de este pequeño ovario; B, C: folículos de varios tamaños durante la mitad del anestro. D, folículo de mayor tamaño en el estro temprano, nótese la compresión de los dos folículos sobre la derecha (flechas) y la configuración punteada asociada del folículo grande. E, folículo preovulatorio. F, folículos preovulatorios dobles. Los folículos pueden ser difíciles de diferenciar por palpación, pero se demuestran claramente por ultrasonografía. Las marcas de graduación sobre el lado izquierdo de las series son incrementos de 1 cm (Clínicas veterinarias de Norteamérica, 1993).

Cuerpo Lúteo. Se detecta durante el diestro y la gestación. Antes de la formación de un cuerpo lúteo funcional se detectará un cuerpo hemorrágico, que en el día 1 se compone aproximadamente de tejido lúteo en un 55% (blanco) y de sangre el 45% (negro), mientras que el cuerpo lúteo bien desarrollado se caracteriza por su apariencia uniforme.

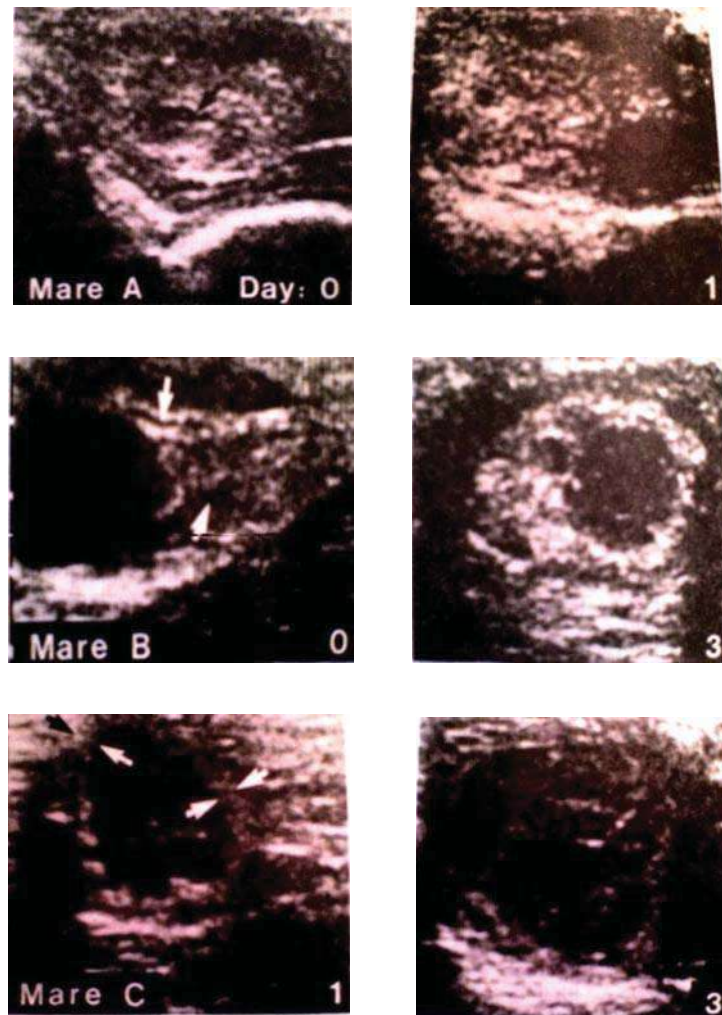
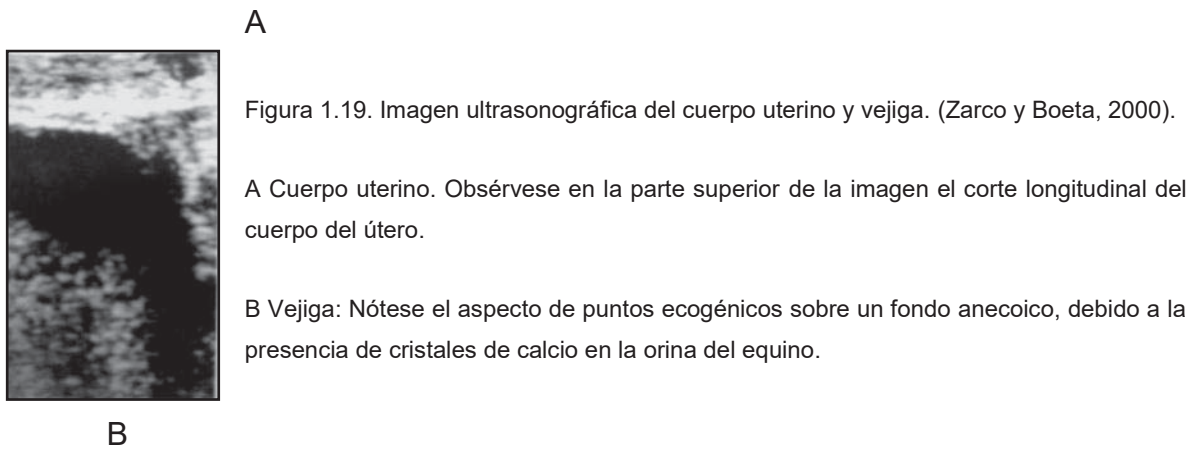


Figura 1.18. Formación de un cuerpo lúteo uniforme (yegua A) y un cuerpo lúteo luteinizado periféricamente (yeguas B y C). Nótese el fluido residual, presumiblemente folicular, en el día 0 en las yeguas A y B (flechas). La segunda flecha para la yegua B muestra el proceso similar a un cuello en el cuerpo lúteo en desarrollo con un área filiforme de fluido (no ecogénico) entre las paredes en aposición. En la yegua C se muestra el creciente tamaño y organización del área central no ecogénica (presumiblemente un coágulo sanguíneo) de los días 1 al 3. Las flechas delinean las paredes interna y externa del tejido luteinizado circulante al coágulo central. La red de bandas ecogénicas en el día 3 es atribuible a la organización (fibrinización) del coágulo sanguíneo. Mare: yegua; day: día. (Clínicas veterinarias de Norteamérica, 1993).

Útero. En la pantalla el cuerpo del útero aparece en un corte longitudinal.



Mientras que los cuernos uterinos se aprecian en un corte transversal, debido a su posición anatómica. En anestro se observan planos irregulares debido a la flacidez de las paredes y las irregularidades de las vísceras adyacentes. En estro los cuernos son circulares y cilíndricos, y se observan áreas altamente ecogénicas y otras anecóicas. Los pliegues endometriales se observan con menor grado de ecogenicidad debido a las porciones edematosas. En diestro no se encuentran los pliegues, pero el lumen uterino se observa como una línea hiperecogénica en un corte longitudinal, mientras que en un corte transversal se observa una estructura circular compactada y homogénea (LeBlanc, 1993).

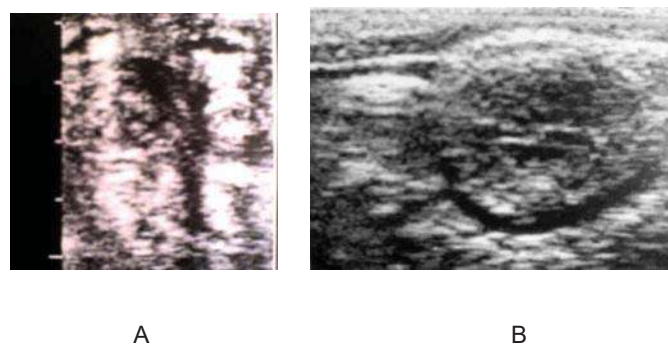


Figura 1.20. Imagen ultrasonográfica de cortes transversales de cuerno uterino. A) Cuerno uterino en estro. Obsérvese áreas ecogénicas y anecoicas intercaladas entre sí. B) Cuerno uterino en diestro. Obsérvese su apariencia compacta y perenquimátosa. (Dr. Muñoz, 2006).

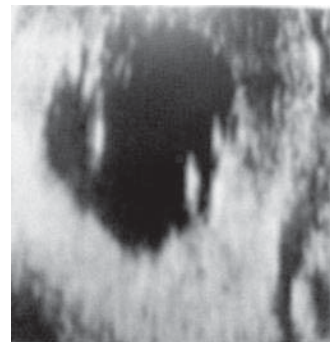
Cérvix. En estro es difícil diferenciarlo del cuerpo uterino. En diestro es ecogénico debido a la densidad del tejido existente en esa etapa.

1.11. Endoscopía

El examen endoscópico del lumen uterino se llama histeroscopía. Esta examinación se realiza preferentemente durante el diestro, ya que el edema y el moco que existen durante el estro impiden la visualización de la superficie del endometrio. Además las burbujas que se forman en el estro complican la observación de lesiones de tipo quístico. Uno de los principales usos de la endoscopia es el diagnóstico de quistes endometriales los que se producen debido a la dilatación de los ganglios linfáticos. Otra alteración que se puede detectar mediante endoscopía es la existencia de adherencias transluminares, las cuales pueden ser causa de infertilidad (Cordoba, 2003).



A



B

Figura 1.21. A) La flecha indica un quiste endometrial, los cuales pueden ser diagnosticados por endoscopía, y/o ultrasonografía. B) Quiste endometrial diagnosticado a través de ultrasonido. (Zarco y Boeta, 2000).

1.12. CONDUCTA SEXUAL Y TÉCNICAS DE DETECCIÓN DE ESTROS

Ya que la yegua se considera un animal poliéstrico estacional, con actividad reproductiva cuando los días son más largos que las noches, es decir que se reproduce en la primavera, verano y principios de otoño. La aceptación del garañón por parte de la yegua solamente ocurre durante el estro, cuya duración promedio es de 7 días, con rango de 4 a 11 días.

El estro se define como el período durante el cual la hembra es receptiva al macho, permitiendo sus avances hasta culminar en la cópula. Sin embargo la conducta sexual es mucho más compleja que la simple aceptación. Para fines de estudio las conductas de la hembra ante el macho se pueden dividir en Atractividad, Proceptividad y Receptividad (Dowsett y Kontt, 1993).

1.12.1. Atractividad

En todas las especies existen condiciones y características físicas que la hembra en estro utiliza para hacerle saber al macho que se encuentra en un estado de receptividad sexual. En el caso del equino, las yeguas pueden atraer al garañón mediante señales visuales y olfatorias; la yegua en estro adopta una posición característica con los miembros posteriores separados y la cola levantada. La micción puede servir como atractivo visual para el garañón, el cual responde con gran excitación olfateando y lamiendo los genitales con el objetivo de detectar la presencia de ferohormonas indicativas de estro (Rossdale, 1993).

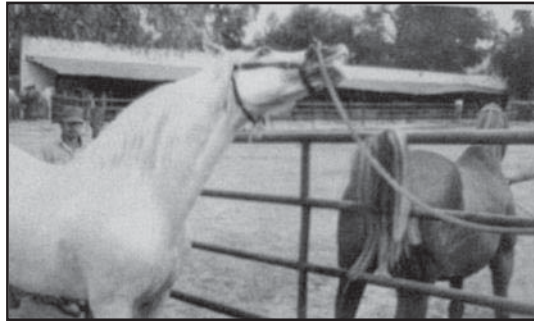


Figura 1.22. Signo de Flehmen. (Rossdale, 1993).

1.12.2. Proceptividad

La yegua en estro muestra marcado interés por el garañón, se acerca a él y se vuelve para mostrarle el área genital, adoptando la posición de cópula (Allen, 1988).

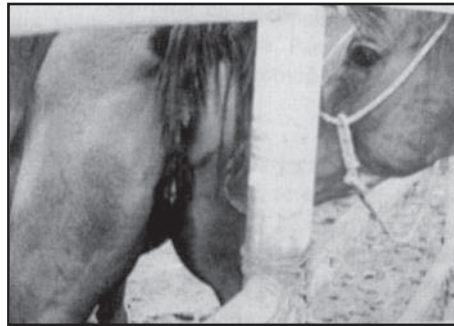


Figura 1.23. Proceptividad. (Rossdale, 1993).

1.12.3. Receptividad

Es la aceptación total del garañón y por un ritual precopulatorio, seguido de la monta y la cópula. En ocasiones las yeguas demuestran un rechazo inicial, pero al tranquilizarse pueden ser receptivas. La postura de estro, además de servir para llamar la atención del garañón, es el signo más importante de receptividad sexual, ya que al adoptarla la hembra facilitará la cópula; la yegua emite pequeños chorros de orina y relaja la porción ventral de la vulva.

El color y viscosidad del fluido varía ampliamente desde una sustancia de color clara, ligeramente amarillenta hasta blancuzca; pero estas variaciones no tienen relación con el estado sexual. La yegua en estro generalmente separa los miembros del tren posterior, levantando la cola, se muestra tranquila e interesada hacia el semental. Uno de los signos más pronunciados es la relajación del musculo de la cadera y flexión del corvejón, asociado al descenso del área perineal. Además la hembra muestra relajación de los labios vulvares, con emisión de pequeños chorros de orina y la eversión del clítoris como “espejeo” (Tischner, 1996).



Figura. 1.24. Espejeo vulvar. Nótese la eversión del clítoris debido al movimiento rítmico de los músculos que involucran a los labios vulvares. (Rossdale, 1993).

1.13. TÉCNICA DE DETECCIÓN DE ESTROS (RECELADO)

Para una adecuada detención del estro se debe observar el comportamiento de las yeguas en presencia del recelador (macho o cuidador), elaborando registros reproductivos individuales. Lo mejor es tener destinado a un macho para la realización del recelado, el cual debe ser de preferencia de talla más pequeña que las yeguas, con el objetivo de dificultar la penetración accidental. También debe tener una buena libido y que recele a la última yegua con el mismo vigor que la primera (Tischner, 1996).

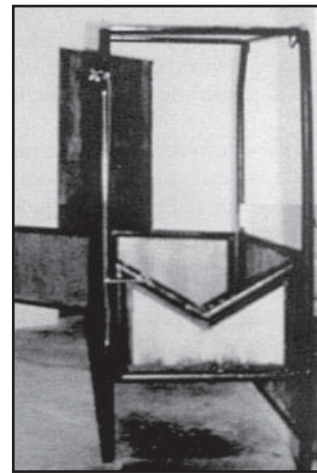
Existen técnicas grupales e individuales para la detección de estros, las técnicas grupales son solamente complementarias, ya que su objetivo principal es detectar hembras sospechosas de estar en estro para posteriormente ser receladas individualmente.



Figura 1.25. Recelado individual. Obsérvese la barrera física entre macho y hembra para evitar que los animales se lesionen. (Rossdale, 1993).

Siempre que sea posible, al realizar el recelado individual debe existir una barrera física entre el galaón y la yegua (1.20 metros), de manera que permita la inspección del galaón en el área perineal de la yegua, evitando al mismo tiempo que la hembra pueda llegar a golpear al macho (Ginther, 1992). Si la yegua tiene potro al pie, se recelara en un lugar de manejo donde haya un cajón anexo para colocar al potro, lo que evita que la yegua se ponga nerviosa o agresiva con el galaón o con las personas que estén llevando a cabo el recelado (Peter y Rossdale, 1993).

Figura 1.26. Manga de manejo con salida lateral que permite trabajar con yeguas que tengan potro. (Zarco y Boeta, 2000).



Los métodos de recelado son variados, se puede usar una barrera física entre ambos animales o incluso un tirapié para evitar lesiones durante este manejo, lo importante no es el método de elección sino que se realice individualmente.

En términos generales, la detección de estros se debe ajustar a las condiciones del lugar donde se encuentren los equinos, siempre buscando la seguridad del personal y de los animales (Squires, 2006).

1.13.1. Monta Natural

Antes de realizar el servicio se debe preparar tanto al macho como a la hembra de la siguiente manera:

La yegua. Primero se debe vendar la cola de la yegua o, en su defecto, se pueden utilizar guantes de palpación para cubrir la cola en su totalidad y fijar el guante con cinta plateada al maslo de la cola. Después se debe lavar la región perineal con jabón neutro y agua tibia, al final hay que secar perfectamente el área porque el agua puede tener efectos adversos sobre la fertilidad.

El semental. Al igual que a la yegua, al semental también se le prepara lavando con agua tibia el pene, en presencia de la hembra para estimular que lo exteriorice, después de lavado se debe secar perfectamente el pene.

Métodos de contención física. Una vez preparados se pueden utilizar algunos métodos de contención física en la hembra, por ejemplo: el arcial en yeguas agresivas que dificulten el manejo; levantar un miembro anterior; utilizar brazaletes que fijen los miembros posteriores al cuello de la yegua, con el fin de proteger al semental de las patadas; en el caso de sementales agresivos y mordedores, se puede colgar una protección de cuero sobre el cuello y la cruz a la yegua para evitar que el macho la lastime (Romero, 2009).

Algunos otros aspectos importantes que deben verificarse en el manejo de la monta son: permitir que el semental corteje a la yegua y exteriorice su pene antes de permitirle montar a la yegua; además se debe constatar que penetre a la hembra o, en su defecto, dirigir el pene a la vagina y confirmar que ha eyaculado palpando la uretra en la base del pene u observando el movimiento de la cola (banderilleo) (Romero, 2009).

Después de obtener una o varias hembras, el macho dedica gran parte de su tiempo a mantener unido a su grupo, apartado de yeguas o machos de otros grupos. Se mueve cerca de las hembras cuando están pastoreando o descansando o corre detrás de ellas cuando están en movimiento. El macho presta atención a amenazas potenciales o intrusiones.

El macho se acerca a la hembra de forma garbosa, con el cuello arqueado y la cola levantada; escarba y relincha (Tischner, 1996).

En los días previos al estro, el macho muestra interés por la hembra, presentando un comportamiento agresivo, a lo que la yegua puede mostrar una combinación de patadas, postura amenazadora, mordisqueo y chillidos, y siempre con la cola bien pegada contra el periné. Si este comportamiento de la hembra continúa, el macho se aleja.

Aún cuando la hembra esté en celo, en un inicio la interacción que precede a la cópula suele ser medianamente agresiva, para irse atemperando poco a poco y convertirse en una tranquila y calma interacción precopulatoria. En el cortejo se ponen de manifiesto componentes de la libido tales como:

- El reflejo Flehmen.
- Resoplidos.
- Embestir y golpear los cuartos traseros de la hembra y continuar hacia el cuello.
- Vinculación y aproximación de ambos.
- Falsas montas que preceden a la verdadera.

El comportamiento del macho incluye olfatear, hociquear, lamer y mordisquear la cabeza, cruz, región axilar, zona gástrica, flanco y zonas inguinal y perineal. El contacto oronasal con la orina, heces o flujos vaginales es seguido del reflejo Flehmen. Durante la fase de investigación olfatoria previa a la cópula se observa la erección gradual del pene que se completa antes de la monta (Romero, 2009).

Durante el cortejo y el apareamiento el macho produce vocalizaciones que incluyen fuertes y largos relinchos cuando se acerca a la hembra; agudos chillidos, rugidos y gruñidos en las interacciones agresivas; relinchos suaves cuando se acerca a la hembra en postura de celo pleno, y un corto chillido cuando desmonta (Peter y Rosedale, 1993).

1.14. MANIPULACIÓN DEL CICLO ESTRAL

La utilización de técnicas de control de la reproducción permite planear los nacimientos, logrando con esto tener potrillos en las fechas establecidas por ciertas asociaciones de registro equinas; debido a que la yegua es una especie con actividad reproductiva estacional, es necesario realizar estimulación artificial de la actividad ovárica cuando se requiere lograr su reproducción durante la época de anestro. Adicionalmente, las prácticas de control artificial de la reproducción son útiles aún durante la época reproductiva, ya que permiten sincronizar la ocurrencia de estros, lo que facilita el manejo y permite programar con mayor precisión el momento oportuno para el servicio (Carnevale, 1997).

1.14.1. Fotoperiodo

Se deben suministrar como mínimo 16 horas totales de luz por día. Para lograr una estimulación adecuada del sistema neuroendócrino de la yegua se requiere una intensidad de luz de 500 a 1000 lúmenes, lo cual para una caballeriza de 12 m² equivale aproximadamente a la luz que proporciona un foco de 200 watts. El fotoperiodo alargado artificialmente debe comenzar en los meses de Noviembre o Diciembre, antes de que empiece el empareamiento, ya que el efecto del fotoperiodo es lento y gradual, tardando aproximadamente 60 días en dar resultados (Peltier et. al., 1998)

1.14.2. Progestágenos

Aunque los tratamientos hormonales por si mismo muestran cierta afectividad, los programas que mejores resultados han dado incluyen un programa de luz artificial por 60 horas antes de la administración de un progestágeno más recomendable para su utilización en yeguas es el Altrenogest (regumate), el cual se administra por vía oral, ya sea como medicación individual o mezclado en el grano (0.044 mg/Kg) durante 8 a 14 días. Las yeguas presentan estro en promedio de 4 días después de suspenderse el tratamiento y ovulan 11 días después (Daels, 1996).

1.14.3. GnRH

En general, el porcentaje de yeguas que responden al tratamiento varía dependiendo la época del año en que se aplica y el diámetro del mayor folículo presente en los ovarios al momento de iniciar el tratamiento. Con la aplicación pulsátil de GnRH se obtienen mejores resultados; sin embargo, este método resulta caro e impráctico para ser usado rudimentariamente, por lo que solamente es útil en situaciones experimentales. Además Bergfelt y Ginther en 1992, encontraron una mayor incidencia de mortalidad embrionaria de la inducción de ovulación con GnRH en yeguas en anestro.

1.15. SINCRONIZACIÓN DE ESTROS

1.15.1. Progestágenos

La administración de progestágenos (9 a 15 días) simula la presencia de un cuerpo lúteo. El progestágeno inhibe la secreción hipotalámica de GnRH y la respuesta de la hipófisis a esta hormona, por lo que se reduce la secreción de gonadotropina y se detiene el desarrollo folicular, el cual se reanudará al suspender la administración del progestágeno. Uno de los progestágenos que se han utilizado con éxito es el Altrenogest (dosis de 0.044 mg/Kg por día) (Daels, 1996).

1.15.2. Prostaglandina F2 α

Estas se utilizan únicamente en yeguas que se encuentran ciclando debido a que sólo son eficaces después del día 5 post-ovulación, cuando ya se formó un cuerpo lúteo funcional, y hasta el día 17 del ciclo, porque después de ese día el cuerpo lúteo sufre lisis natural y deja de ser funcional. La mejor respuesta que se ha obtenido es cuando las prostaglandinas se administran en el día 6 y 9 del ciclo estral (Squires, 2006).

Existe variabilidad en el intervalo entre la aplicación de PGF2 α y el inicio de estro, sin embargo, en promedio el 60% de las yeguas inician el estro 4 días después de la segunda aplicación, y entre el 75 al 90% presentan signos de estro dentro de los primeros 6 días. La presentación de la ovulación también es muy variable, ocurriendo generalmente entre 2 y 12 días después del tratamiento con prostaglandinas en la fase lútea. El estado folicular del ovario al momento de la aplicación de las prostaglandinas interviene en el intervalo entre el tratamiento y la ovulación. Cuando hay folículos mayores o iguales a 40 mm de diámetro, el tiempo a la ovulación varía entre 1 y 8 días. En la mayoría de los casos el intervalo desde la aplicación de la hormona a la ovulación es menor a 6 días. En yeguas que se encuentran ciclando, el tratamiento doble asegura la presencia de un cuerpo lúteo funcional al momento de la segunda inyección (Squires, 2006).

1.15.3. Programación de la ovulación

Es difícil determinar cuál es momento más apropiado para el servicio, lo que obliga ya sea a la repetición de servicios durante un mismo estro, o a la realización de un seguimiento mediante palpación rectal o ultrasonografía para determinar el momento en que el folículo está cercano a ovular.

Otra alternativa es mediante la administración de hormonas con actividad de hormona luteinizante. La gonadotropina coriónica humana (hCH) se ha usado conjuntamente con dos aplicaciones de prostaglandinas para programar el momento de la ovulación y recibir la variación en la duración del estro (dosis de hCH 1500 a 3300 UI vía IM); esta dosis se aplica entre el quinto y el sexto día después de la última aplicación de la prostaglandina, es decir, entre el primero o segundo día del estro. También se puede aplicar la hCH cuando se encuentran folículos maduros mayores a 35 ó 40 mm de diámetro; en estos casos la ovulación ocurre entre 24 y 48 horas después de la aplicación de hCH.

Una limitante para el uso de hCH es que las inyecciones repetidas con esta hormona provocan que se desarrollen anticuerpos en contra de ella, Sullivan y colaboradores en 1973, encontraron efectos adversos al administrar hCH en ciclos sucesivos en yeguas que originalmente respondían favorablemente a la hormona, estos efectos fueron más marcados en el tercer ciclo de la yegua. Afortunadamente los anticuerpos contra hCH no tienen reacción cruzada con la LH equina, por lo cual los ciclos estrales naturales no se alteran al producirse inmunidad en contra de hCH (Duchamp, 1987).

Los derivados de extracto crudo de gonadotropinas equinas, y en particular la FSH equina, se han usado exitosamente para la inducción de crecimiento folicular en yeguas en anestro, así como para la inducción de folículos múltiples en yeguas en anestro y ciclando, la LH equina también es capaz de inducir la ovulación cuando se administra en forma exógena (Duchamp, 1987).

Duchamp y colaboradores en 1987, demostraron que una sola dosis intravenosa de 25 mg de CEG (gonadotropina equina cruda), equivalente a 2 mg de LH pura, induce la ovulación cuando se administra en yeguas con folículos ováricos iguales o mayores a 35 mm de diámetro. En éstos el 75% de las yeguas tratadas ovulan entre 24 y 48 horas después del tratamiento. Una ventaja de utilizar extractos hipofisarios de origen equino es que no inducen la producción de anticuerpos. Sin embargo, no existen en el mercado preparaciones purificadas de éste tipo de extractos, por lo cual hasta el momento solamente se han utilizado para fines experimentales o didácticos.

La gonadotropina coriónica equina (eCG) es usada comúnmente para la inducción de superovulación en diversas especies animales domésticos. Sin embargo en la yegua la eCG no tiene efecto sobre el crecimiento folicular debido a que la estructura química de ésta hormona es idéntica a la de la LH equina, por lo cual en la yegua actúa como LH y tiene un efecto mínimo de FSH, mientras que en otras especies la eCG actúa como FSH (Real, 2000).

En estudios recientes se ha demostrado que la aplicación de GnRH puede estimular el desarrollo de folículos e inducir ovulaciones múltiples 9 a 12 días después de iniciar el tratamiento, aún en aquellas yeguas que inicialmente están en su fase inactiva. También se ha visto que la inyección de dosis altas de GnRH, así como de análogos inyectados diariamente inducen ovulaciones múltiples (Romero, 2009).

1.16. FISIOLOGÍA Y ENDOCRINOLOGÍA DE LA GESTACIÓN

1.16.1. Fertilización

La gestación de la yegua tiene una duración de 335 a 341 días y se inicia en el momento de la fertilización, la cual es la unión del óvulo con el espermatozoide para formar la primera célula del nuevo individuo (óvulo fertilizado o cigoto). Sin embargo, como el estro termina poco después de producirse la ovulación (24 a 48 horas después), lo más probable es que la fertilización se haya originado en el último servicio recibido por el animal, por lo que para fines prácticos se considera el día del último servicio como la fecha del inicio de la gestación (Sharp et. al., 1993).

En la yegua existen unos pliegues longitudinales a nivel de la unión entre el útero y el oviducto (útero-tubarica), estos pliegues se edematizan y se hacen más prominentes durante el estro, y se ha propuesto que constituye un sitio de almacenamiento de espermatozoides a partir del cual se van liberando paulatinamente espermatozoides capacitados, para mantener una población relativamente constante de espermatozoides variables en el sitio de la fertilización (Hafez, 2000).

El óvulo reanuda la meiosis, la cual se ha mantenido suspendida en la etapa de profase I de la división meiótica cuando comienza a madurar durante la foliculogénesis.

El óvulo está en la metafase II de la segunda división meiótica cuando ocurre la ovulación, sin embargo, los óvulos de yegua se encuentran sólo en su primera división meiótica en el momento de la ovulación. Al producirse la ovulación el ovocito secundario (ahora llamado óvulo) es recogido por la fimbria del oviducto e inicia su jornada hacia el ámpula, sitio donde ocurre la fertilización (Stewart y Maher, 1996).

1.16.2. Segmentación

Después de la etapa de cigoto, el embrión experimenta varias divisiones celulares, el cigoto desciende lentamente por el oviducto, para entrar al útero alrededor del día 6 de la gestación; experimenta divisiones celulares sin aumento de la masa celular. A este proceso se le denomina segmentación. La primera división del cigoto ocurre alrededor de 24 horas después de la fertilización (Swenson y Reace, 1999).

Durante las primeras divisiones celulares el genoma del embrión aún no se expresa y la síntesis de proteínas se lleva a cabo a partir de RNA mensajero de larga duración de origen materno, contenido en el citoplasma del ovocito desde antes de la ovulación (Stewart y Maher, 1996).

Los óvulos son transportados del oviducto al útero, haya o no ocurrido la fecundación, excepto en la yegua. En ésta, los óvulos no fecundados permanecen dentro del útero y degeneran lentamente en el transcurso de meses, mientras los embriones en desarrollo los rebasan en su camino al útero (Hafez, 2000).

1.16.3. Blastulación

El blastocito está formado por dos tipos celulares, el trofoblasto y la masa celular interna. El trofoblasto está constituido por células de origen ectodérmico que recubren toda la superficie del embrión; con el tiempo el trofoblasto se convertirá en el corión, que es la estructura placentaria que establece contacto directo en tejido uterino (Sharp, 1993).

Por su parte, las células de la masa celular interna se agrupan en uno de los polos del blastocito y darán origen a todos los tejidos embrionarios. En el momento en que se inicia la formación del blastocito el embrión tiene un diámetro aproximado de 0.2 mm (Real, 2000).

A partir de la formación del blastocito comienza una expansión relativamente rápida que resulta del adelgazamiento de la zona pelúcida, lo que eventualmente resulta en su ruptura y posterior eliminación. Sin embargo, el embrión equino no queda desnudo al salir de la zona pelúcida, ya que durante la formación del blastocito se deposita entre el trofoblasto y la zona pelúcida a una cápsula de material glicoprotéico que permanecerá rodeando al embrión hasta el día 25 o 26 de la gestación, por lo que puede cumplir una función de protección ante las contracciones uterinas que se producen durante las primeras semanas de gestación, y que son necesarias para la movilidad y la orientación del embrión (Sharp, 1993).

1.16.4. Migración intrauterina y espaciado

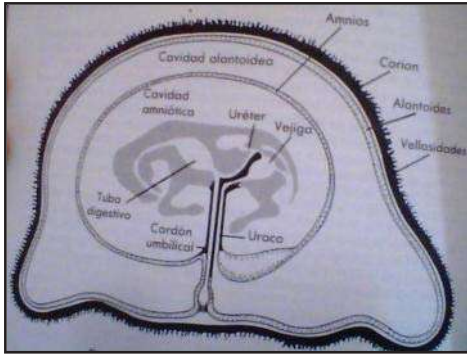
El contacto celular es esencial para el intercambio de nutrientes y la fijación de la placenta. A demás, inicialmente el embrión debe cubrir gran parte del endometrio materno para regular la liberación de prostaglandina F_{2α} y prevenir con ello la luteólisis. La migración intrauterina y el espaciado parecen estar modulados por contracciones peristálticas del miometrio estimulado por el embrión en desarrollo. La producción de histamina, estrógeno y prostaglandinas por el embrión sirve para estimular la actividad local del miometrio para mover el embrión (Squires, 2006).

El embrión de la yegua probablemente demuestra forma más espectacular de migración intrauterina de cualquiera de las especies; después de la liberación del blastocito de la zona pelúcida, el embrión equino es rodeado por una cápsula acelular que se forma entre el trofoblasto y la zona pelúcida cuando el embrión entra al útero al quinto día.

El origen de la cápsula parece venir de las secreciones uterinas, la cápsula permanecerá por varias semanas y desempeñar un papel de protección del embrión. La migración transuterina se puede realizar de la 10 a 13 veces por día entre los días 10 a 16 de la gestación (Arthur, 1991). La migración de la vesícula de ida y vuelta entre los cuernos uterinos es esencial para inhibir la luteólisis en la yegua; el aumento en la vesícula, tono uterino y engrosamiento de la pared uterina inducido por la producción de la vesícula dentro de la luz uterina al día 16 de la gestación. La orientación correcta del embrión resulta de las diferencias regionales en el grosor del corión, mientras la capa mesodérmica migra hacia abajo entre el trofoectodermo y el endodermo (Hafez, 2000).

1.16.5. Formación del saco vitelino

Alrededor del día 11 de la gestación la superficie interna del blastocelo es recubierta internamente por una capa de células de origen endodérmico que forma el saco vitelino, con lo que el blastocito adquiere una estructura bilaminar constituida internamente por el ectodérmico. Se puede considerar al saco vitelino como una evaginación del intestino primitivo, por lo que la luz del saco vitelino se continúa directamente con la luz del intestino primitivo. De esta manera, cualquier sustancia que sea absorbida desde el útero hacia el saco vitelino a través del trofoblasto quedará disponible al aparato digestivo en formación del embrión. A partir del día 14 de gestación, se comienza a producir una invasión de tejido mesodérmico a partir del disco embrionario; este tejido mesodérmico se infiltra entre el saco vitelino y el trofoblasto, formando una tercera capa histológica (Real, 2000).



A partir del mesodermo se originan vasos sanguíneos que conectan al saco vitelino con el embrión propiamente dicho, estableciéndose de esta manera un sistema eficiente para el transporte hacia el embrión de los nutrientes que el saco vitelino obtiene a partir de los fluidos uterinos (Real, 2000).

Figura 1.27. Tejidos y cavidades que rodean al feto. (Real, 2000).

1.16.6. Reconocimiento materno de la gestación

Durante los 14 días de la gestación la endocrinología reproductiva de la gestación de la yegua es muy parecida a la de la yegua que se encuentra en la misma etapa de diestro, sin embargo, para que la gestación pueda mantenerse más allá de ese momento se requiere bloquear la regresión del cuerpo lúteo, que en el animal no gestante es destruido en el día 15 o 16 post-ovulación. Para ello es necesario evitar la secreción luteolítica de prostaglandina $F2\alpha$ ($PGF2\alpha$) por parte del útero. A esto se le llama reconocimiento materno de la gestación (Sharp, 1993).

Para que se lleve a cabo el reconocimiento materno de la gestación es necesario que el embrión indique su presencia a la madre mediante señales químicas, las que deben ponerse en contacto con toda la superficie del endometrio para bloquear en forma efectiva la secreción uterina de $PGF2\alpha$; en otras especies esto se logra durante una dramática expansión del blastocito que permite que éste llene todo el espacio disponible dentro del útero, con lo que la sustancia antiluteolítica producida por el embrión actúa simultáneamente con todo el endometrio. Sin embargo, el embrión equino no sufre una marcada expansión, y el momento en que debe producirse el reconocimiento de gestación la vesícula embrionaria apenas tiene 9 o 10 milímetros de diámetro, por lo que es imposible que recubra la superficie del endometrio (Real, 2000).

Por lo cual la estrategia del embrión equino consiste en una movilidad continua a lo largo de ambos cuernos uterinos; hasta el día 16 de la gestación el embrión se desplaza continuamente, pasando con facilidad de un cuerno uterino a otro. Entre el día 8 y 20 del embarazo, el embrión equino produce y secreta estrógenos, incluyendo estradiol y estrona, también produce algunas proteínas secretorias importantes, incluyendo grupos de variantes isoeléctricas con pesos moleculares de 22 000, 30 000 a 40 000 y 65 000 daltons. Lo que si se conoce es que en el equino la substancia involucrada en el reconocimiento de la gestación no son los estrógenos utilizados por el embrión porcino, ni proteínas de la familia de los interferones como las utilizadas por los embriones de los rumiantes para evitar la luteólisis (Sharp, 1993).

1.16.7. Fijación y orientación del embrión

En este momento es necesario que el embrión se inmovilice y se fije en un sitio específico del útero para prepararse a la implantación. Esta fijación ocurre en el día 1 5 o 16 de la gestación y es favorecida por el aumento del diámetro del embrión y por un incremento del tono uterino que provoca una mayor resistencia al movimiento.

La fijación puede ocurrir en cualquiera de los cuernos uterinos, independientemente del lado en que se haya producido la ovulación; cuando la gestación se inicia poco tiempo después del parto la fijación generalmente ocurre en el cuerno que no estuvo gestante previamente. Esto probablemente se debe a que el cuerno no gestante tiene un diámetro menor durante el puerperio, lo que facilita la inmovilización del embrión de ése lado. Generalmente el embrión se fija en la porción caudal del cuerno uterino, cerca de la bifurcación útero-cornual; esto probablemente se deba a que la curvatura de dicha región es un obstáculo adicional para la movilidad embrionaria.

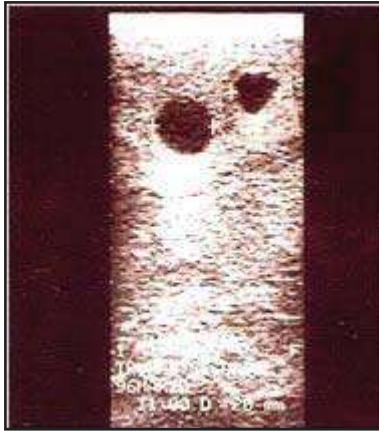


Figura 1.28. Dos vesículas embrionarias ubicadas en un cuerno uterino. (Muñoz, 2006).

En gestaciones gemelares las vesículas tienden a fijarse en un solo cuerno uterino, lo que puede deberse a que la primera vesícula que se fija se convierte en un obstáculo al paso de la otra. Antes de la fijación la vesícula embrionaria es turgente y al ultrasonido generalmente se ve como una esfera casi perfecta; después de la fijación la vesícula pierde turgencia, por lo que puede adquirir un aspecto irregular o triangular (Muñoz, 2006).

1.17. GESTACIÓN

El periodo de gestación oscila entre 335 y 340 días; se inicia cuando el óvulo migra hacia el útero de cuatro a seis días después de la fertilización (Real, 2000). La implantación se lleva a cabo hasta pasadas unas ocho semanas, mientras tanto, el embrión y las membranas fetales se desarrollan. Aproximadamente en el día 20 de gestación, el amnios estará perfectamente formado alrededor del embrión; una segunda membrana fetal, el corion, rodeará al embrión el día 25.

Al formarse la tercera membrana fetal, que es el alantoides, quedarán constituidas todas las capas de tejidos y cavidades que rodean al feto; es decir, corioalantoides, cavidad alantoidea, alantoamnios y cavidad amniótica (Real, 2000). En el día 45 se empiezan a desarrollar los microvellos rudimentarios sobre la superficie del corioalantoides, los cuales se interdigitan con las criptas del endometrio para formar la placentación difusa epiteliocorial; es decir, el corión y el epitelio del útero están en contacto directo. En la unión del corión y el alantoides se desarrolla una banda de células especializadas, las cuales dan origen al cinturón o faja coriónica. Hacia el día 37, estas células se separan de la membrana fetal e invaden el endometrio materno para formar las copas o cálices embrionales.

Estas capas endometriales producen una hormona llamada gonadotropina sérica de yeguas gestante o PMSG (gonadotropina serica de yegua preñada) esta hormona se detecta en el plasma sanguíneo alrededor del día 40 de gestación; alcanza sus niveles máximos entre los 60 y 70 días, después disminuye gradualmente hasta niveles no detectables hacia el día 140 de gestación. A partir del día 150 los cuerpos lúteos degeneran gradualmente hasta dejar de ser funcionales, alrededor del día 200. En la última etapa de gestación la placenta es principalmente la que produce progesterona (Pycock, 1996).

1.17.1. Progesterona

La progesterona tiene el honor de ser definida como la hormona de la preñez por ser la única hormona indispensable para el continuo bienestar del feto. Los ovarios de la yegua producen progesterona hasta los 120 días de gestación aproximadamente, mientras que el feto o su placenta cooperan en esta producción a partir de 40° día y hasta el final de la gestación. Experimentalmente, pueden extirparse los ovarios de una yegua en gestación, no produciéndose el aborto a la vez que el feto ha comenzado la producción de progesterona (Urwin, 1982). La concentración de progesterona existente en la sangre de la yegua tiene su origen en el cuerpo amarillo que se forma cuando la yegua queda preñada, aproximadamente, a los 15 días de su formación. No obstante gracias a la existencia de un folículo fecundado, su vida se prolonga hasta los 100 días. El mecanismo disparador (proceso desencadenante) que convierte al cuerpo amarillo efímero en cuerpo amarillo duradero tiene lugar alrededor del 14 día de preñez (Gastal, et. at., 1996).

Los cuerpos amarillos accesorios tienen una duración variable, si bien dejan de ser activos alrededor del 120 día de preñez. Durante todo el tiempo restante de preñez los niveles de progesterona en la sangre de la yegua descienden, manteniéndose bajos para aumentar en los días que preceden al parto (Swenson y Reace, 1999).

Después de los 150 días, la progesterona procede por completo de la placenta y del feto, desde cuyas fuentes pasa a la sangre, no teniendo origen en ninguna actividad de los ovarios de la yegua (Real, 2000).

1.17.2. Estrógenos

Los estrógenos aparecen en gran cantidad en la orina de la yegua a partir de los 120 días de gestación. Su concentración es máxima a mitad de gestación para posteriormente, disminuir progresivamente conforme se acerca el momento de parto. Estos estrógenos son producidos por las gónadas del feto (Zarco y Boeta, 2000).

1.17.3. Gonadotropina serica de la yegua gestante y hormonas LH y FSH de procedencia pituitaria

La gonadotropina existe en el suero de la yegua gestante (PMSG) tiene las propiedades estimulantes del folículo y luteinizante. No obstante, durante la preñez, estas hormonas no son producidas por la pituitaria de la yegua como lo son durante el ciclo estral, sino que segregadas por células especializadas existentes en cálices del endometrio. La PMSG se puede obtener a partir de la sangre de yeguas gestantes entre los 40 y los 100 días de gestación. Se cree que las grandes cantidades de PMSG pueden intervenir en la supresión de la respuesta inmune del útero en las primeras etapas de la preñez, de forma que, al quedar suprimida la respuesta inmune, el útero no rechaza al feto en desarrollo (Hafez, 2000). Es posible que esta hormona estimule el desarrollo de las gónadas del feto y sea la responsable de su importante aumento de tamaño durante la etapa en la que está siendo segregada la PMSG (Romero, 2009).

La pituitaria de la yegua sigue produciendo FSH y LH aún cuando la yegua esté preñada (Galina y Valencia, 2006).

1.17.4. Prostaglandinas

Su concentración tiende a aumentar conforme la gestación se acerca a su fin, si bien los aumentos más importantes aparecen solamente durante la fase de expulsión del feto en el momento del parto. Las prostaglandinas intervienen en el complicado mecanismo hormonal del parto, y también, en el funcionalismo de la placenta y del feto durante la gestación (Squires, 2006).

1.17.5. Cortisol

Los niveles de Cortisol en el feto se mantienen bajos a lo largo de toda la preñez y sólo experimentan un ligero aumento cuando se aproxima el momento del parto. Esta hormona desempeña un importante papel en el metabolismo del feto y en el proceso del parto, junto con otras hormonas como por ejemplo la prostaglandina y la Oxitocina (Galina y Valencia, 2006).

1.18. DIAGNÓSTICO DE GESTACIÓN TEMPRANA POR ULTRASONIDO

Uno de los principales objetivos del diagnóstico temprano de la gestación es el identificar lo antes posible a las yeguas que no lograron concebir, lo que permite tomar las medidas apropiadas para intentar lograr la gestación lo más rápidamente posible. También es importante determinar la gestación en forma temprana para poder distinguir entre en casos de infertilidad debido a fallas en la concepción, y aquellos en los que sí se produce la concepción, pero es seguida por mortalidad embrionaria temprana. Otro objetivo del diagnóstico temprano de gestación es el diagnóstico de gestaciones gemelares (Ginther, 1992).

En el equino es importante identificar las gestaciones gemelares lo antes posible debido a que la yegua no tiene capacidad de mantener gestaciones dobles, por lo que la gestación casi invariablemente termina en aborto si uno de los dos embriones no muere en forma natural o es destruido artificialmente (Muñoz, 2006).

1.18.1. Ultrasonografía

La gestación se puede determinar desde los 9 días mediante ultrasonido. Para ello se debe utilizar un aparato con transductor lineal de 5 0 7.5 Mhz. Sin embargo, lo más usual es examinar a la yegua entre el día 17 y 20. El hacerlo en dicho momento permite que las yeguas que no quedaron gestantes muestren el estro correspondiente al siguiente ciclo, lo que evita realizar el ultrasonido. Por otro lado, cuando una yegua es encontrada vacía en esos días es posible que se encuentre en estro o cerca del mismo, y se aprovecha el examen para verificar el tamaño folicular. A las yeguas con historia de gestaciones gemelares se les debe realizar el diagnóstico un poco antes, entre el día 12 y 15; esto facilita la reducción manual (destrucción de uno de los embriones) en caso de encontrar gemelos, ya que las vesículas embrionarias aún no se han fijado, lo que permite asegurarse que estén separadas una de la otra al momento de realizar la presión (Ginther, 1986).

Al llegar con el transductor al útero se debe buscar una vesícula esférica pequeña, la cual tiene un diámetro de 3 a 5 mm, para lo cual hay que mover el transductor lentamente para que la vesícula no pase desapercibida por el observador a través de la imagen. Es necesario recordar que en esta etapa la vesícula esta libre en el lumen uterino y tiene gran movilidad, por lo cual hay que recorrer con el transductor desde la parte craneal del cérvix hasta el extremo superior de cada cuerno uterino. Desde el día 10 hasta el día 15 de la gestación la vesícula embrionaria se observa como una esfera oscura uniforme con áreas brillantes ecogénicas en los polos dorsal y ventral, los cuales son llamados reflejos especulares. El área ecogénica del polo dorsal de la vesícula ayuda a la localización del saco vitelino temprano (Arthur, 1991).

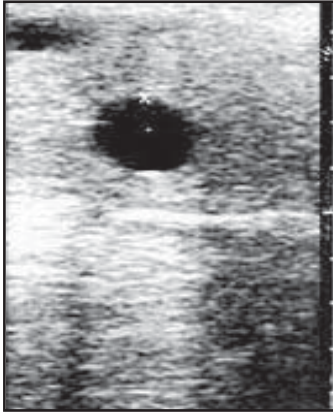
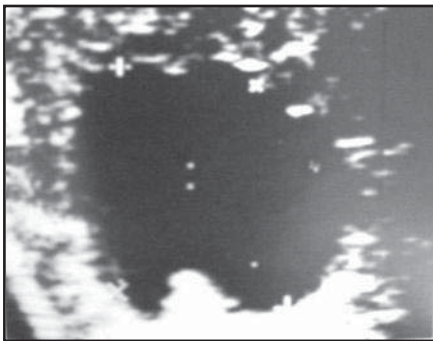
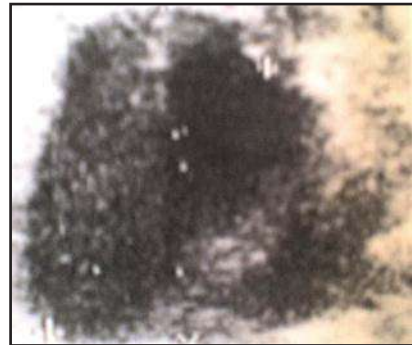


Figura 1.29. Vesícula embrionaria de 16 días de gestación. (Muñoz, 2006). A los 15 días la detección de gestación por ultrasonido es eficaz hasta en un 99%, siendo el diámetro de la vesícula de 17 a 22 mm. A partir del día 15 ó 16 ocurre la fijación de la vesícula, por lo que ya no es posible detectar su movimiento; esto ocurre generalmente en uno de los cuernos cerca de la bifurcación uterina debido al incremento en el tono

uterino y al engrosamiento de la pared uterina. La vesícula es esférica hasta antes de que se fije a uno de los cuernos. En el día 18 de la gestación, la vesícula embrionaria empieza a expandirse y a perder su forma esférica para adoptar una forma irregular, la cual tiende a ser triangular. Dicho cambio de la vesícula embrionaria se debe a que se hipertrofia la pared uterina dorsal. Figura 1.30. Vesícula embrionaria de 18 días. (Zarco y Boeta, 2000).



A partir del día 21 el embrión emerge de la parte inferior de la vesícula embrionaria y por debajo de éste surge la membrana alantoidea, además se puede observar una línea ecogénica que separa a las membranas vitelina (arriba del embrión) y alantoidea (abajo del embrión) (Ginther, 1986).

Figura 1.31. Vesícula embrionaria de 22 días de edad. Nótese el embrión en la parte inferior de la vesícula, que separa a las dos membranas embrionarias: la vitelina y la alantoidea. (Zarco y Boeta, 2000).

Desde el día 22 o 23 es posible detectar el latido cardíaco, el cual debe verificarse siempre para asegurarse que el embrión esté vivo. Entre los días 20 y 25 la vesícula permanece de forma irregular y es posible observar al embrión dentro de la vesícula generalmente en posición ventral (Ginther y Griffin, 1993).

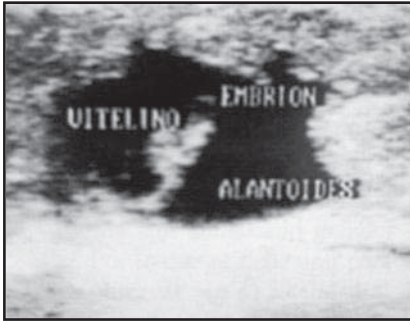


Figura 1.32. Vesícula embrionaria de 25 días de edad. El embrión se observa en posición ventral dentro de la vesícula embrionaria. (Zarco y Boeta, 2000). A partir del día 24 comienza a crecer el alantoides, localizándose ventralmente al embrión, mientras que el saco vitelino, localizado dorsalmente al embrión, va reduciendo su tamaño; por ésta razón, entre el día 25 y 33 de la gestación

se puede observar una línea ecogénica (blanca) que separa horizontalmente a la vesícula embrionaria. Esta línea está formada por las membranas que separan el saco alantoideo del saco vitelino, el embrión se observa en la parte media de dicha separación inicialmente (día 22), la línea se encuentra cerca del polo ventral de la vesícula embrionaria, subiendo gradualmente para llegar al polo superior en el día 39. Figura. 1.33. Vesícula embrionaria de 36 días de edad. El embrión se observa muy cercano al polo superior de la vesícula embrionaria. Obsérvese que el saco vitelino que se encuentra por arriba del embrión está a punto de desaparecer. (Zarco y Boeta, 2000).



En el día 40 el alantoides llega a ponerse en contacto con el córion en el polo superior, quedando el saco vitelino como un vestigio. Debido a esto ya no se detecta una separación en la vesícula embrionaria.

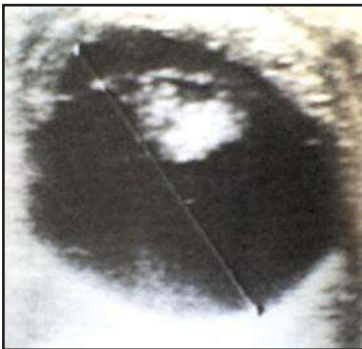


Figura 1.34. Gestación de 40 días de edad. Obsérvese que el feto ha llegado hasta el polo superior de la vesícula, además que no existe la separación entre las membranas, vitelina y alantoidea. Formándose la nueva membrana corio-alantoidea. (Zarco y Boeta, 2000).

El cordón umbilical surge del polo dorsal del corion y comienza a alargarse a partir del día 40, por lo que el embrión, se encuentra en decúbito dorsal, va cayendo hacia la parte inferior de la vesícula, manteniéndose suspendido del polo dorsal por el cordón umbilical, el cual se observa como una línea ecogénica vertical (Curran, 1993).

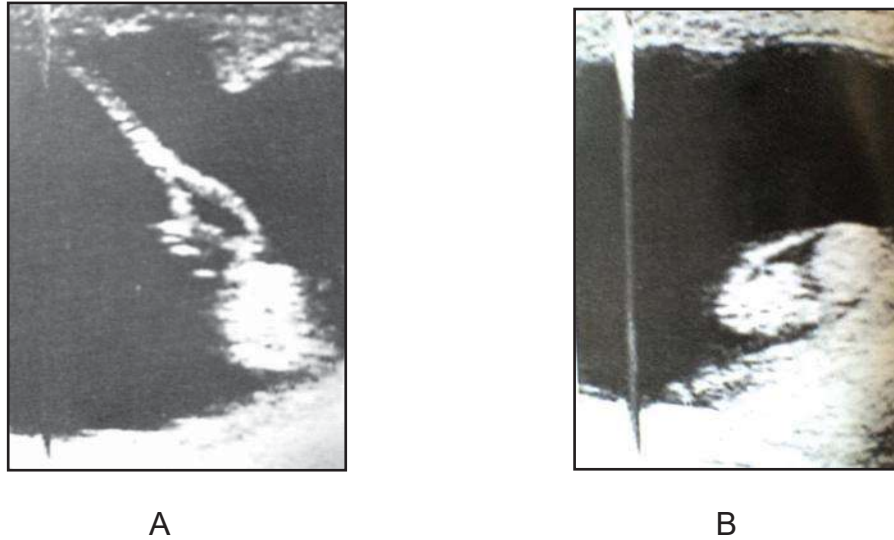
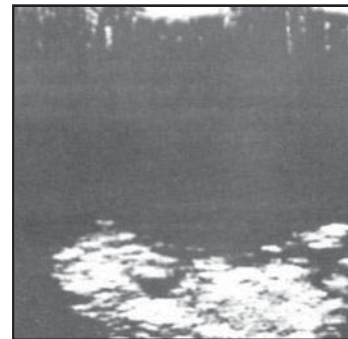


Figura 1.35. Imágenes ultrasonográficas de un embrión de 47 días. A) Observa el embrión en el piso de la vesícula y el cordón umbilical manteniéndolo unido al polo superior. B) Corte transversal del embrión. (Zarco y Boeta, 2000).

En el día 50 el embrión ya se encuentra totalmente formado, pudiéndose identificar con relativa claridad sus diferentes partes (Curran, 1993). Figura 1.36. Gestación de 55 días. Obsérvese la posición del feto en decúbito dorsal, se pueden distinguir las extremidades y cabeza. (Zarco y Boeta, 2000).

En etapas más avanzadas, tanto el feto como la vesícula son demasiado grandes para poderse observar



completos con un transductor de 5 Mhz. Por lo que se debe usar para gestaciones de más de 55 días un transductor de 3 MHz para observar en su totalidad al cordón umbilical y al feto mismo. En casos se debe verificar que esté vivo mediante la observación de latido cardíaco, pulsaciones del cordón umbilical, o movimientos fetales. En gestaciones de más de 150 días es recomendable realizar un examen ultrasonográfico transabdominal, ya que transrectalmente no será posible observar al feto (Arthur, 1991).

1.18.2. Pruebas de laboratorio

Los métodos clínicos dependen de la detección del: feto, membranas y líquidos fetales. Estos procedimientos incluyen la exploración rectal y técnicas ultrasonográficas (Hafez. 2000).

Determinación de la gonadotropina sérica de yegua preñada (PMSG): esta prueba se realiza en los días 45-90 postconcepción existente en el suero de la yegua gestante; ya que aumenta su concentración en el suero de la sangre (Hafez. 2000).

También las pruebas de laboratorio son útiles para apoyar el diagnóstico clínico en casos de infertilidad en la yegua para ello se utilizan las siguientes técnicas:

Examen bacteriológico: es importante para el control y la erradicación de enfermedades venéreas. Se obtienen muestras del vestíbulo, fosa del clítoris, senos del clítoris y endometrio.

Citología endometrial: es de gran ayuda para el diagnóstico de inflamación uterina. El momento ideal para obtener una citología endometrial es cuando la yegua está en la mitad del estro debido a que las defensas uterinas están en su máxima capacidad y se corre menos riesgo de contaminación por bacterias en la muestra (Brooks, 1993).

Biopsia endometrial e histopatología: se realiza para evaluar el estado de salud del endometrio, se puede pronosticar si la yegua será capaz de concebir, llevar a cabo y terminar la gestación, resultando en el nacimiento de un potro normal.

Inmunología: normalmente, durante el estro las secreciones uterinas contienen gran cantidad de IgA, mientras que en diestro una mayor cantidad de IgG e inmunoglobulinas totales. Algunas yeguas con problemas de fertilidad producen anticuerpos contra la superficie antigénica de la zona pelúcida del ovario. Estos anticuerpos bloquean los sitios de receptores de los espermatozoides en la zona pelúcida (Kenney, 1977).

Serología: sólo se usan para identificar *Taylorella equigenitalis*, la que causa metritis contagiosa equina. Las más usadas son la aglutinación en placa y la prueba de fijación de complemento. Esta prueba comienza a dar resultados positivos desde una semana post-infección.

1.18.3. Pruebas bioquímicas

Determinación de Gonadotropina Coriónica Equina - eCG: esta prueba no es muy confiable, ya que si existe muerte fetal después de la formación de las copas endometriales, podemos tener falsos positivos. Se realiza en el suero sanguíneo, entre los días 40 y 100 postconcepción.

Determinación de sulfato de estrona: se realiza en el plasma sanguíneo, alrededor del día 60 postconcepción. Es una hormona producida por la unidad feto-placenta y ovarios, y es útil como indicador de viabilidad fetal.

Determinación de progesterona: esta prueba se realiza en el suero sanguíneo, entre el día 20 y 21 después de la ovulación, no es una prueba específica de gestación.

Ultrasonografía transabdominal: es otra de las herramientas que se pueden utilizar en el diagnóstico de la gestación. Se utiliza a partir del día 60 post-concepción, aunque este método se utiliza con poca frecuencia. Se realiza sobre todo para la evaluación fetal al final de la gestación (Romero, 2009).

1.19. PARTO

Aproximadamente un mes antes de la fecha del parto se comprobará si la yegua tuvo que ser suturada, en caso de ser así se retiran los puntos para evitar desgarrarse y otras complicaciones. La yegua puede parir en la pradera, pero se recomienda que con una o dos semanas de anticipación se confíe por las noches en un paridero especialmente diseñado, limpio, desinfectado, iluminado y sin salientes como clavos o maderas rotas, y donde se pueda observar fácilmente sin ser molestada para auxiliarla en caso de presentarse algún problema. La elección de la cama es importante; se prefiere la paja sin polvo, ya que el aserrín y los materiales similares pueden adherirse a los ollares húmedos del potrillo y causarle problemas respiratorios (Madigan, 1991).

1.19.1. Signos de parto

El aumento de tamaño de las glándulas mamarias se inicia a las tres o cuatro semanas antes del parto, aunque este signo puede no ser muy evidente en la yegua primigesta. Cerca del parto, a los dos o cuatro días, las mamas se llenan de calostro y los pezones apuntan en dirección ventral. Aproximadamente a las 24 o 48 horas preparto se inicia un goteo lento de calostro, el cual al final se endurece en el extremo distal del pezón y se puede observar como un pequeño pedazo de cera adherido que sella el orificio (Cunningham, 1999).

La relajación de músculos y ligamentos pélvicos se inicia aproximadamente a los siete días antes del parto pero no se detecta fácilmente, ya que existen grandes masas musculares que obstaculizan su observación. La yegua tiende a separarse de las demás y permanece sola desde unas horas antes del parto. Los signos inmediatos se asocian con las rítmicas contracciones uterinas que obligan a la placenta y al feto a ejercer presión en el canal materno, lo cual provoca la dilatación del cérvix. Este primer estadio del parto se caracteriza porque la yegua está nerviosa, elevada la cola, suda, camina, pateo al suelo ansiosamente y por lo general, se echa hasta que se rompe el corioalantoides o primera bolsa de agua; en ese momento se expulsan de 8 a 18 litros de líquido alantoideo.

Es posible que exista cierto control voluntario por parte de la yegua cerca del momento del parto, ya que la mayoría paren de noche, entre las 7 pm y 7 am. Todos estos signos del primer estadio del parto pueden durar de algunos minutos hasta varias horas. Ocasionalmente se encuentran yeguas que no muestran estos signos antes de parir. El segundo estadio comienza con la ruptura del corioalantoides y termina con la salida del potrillo. Durante esta etapa el corion se separa completamente de su inserción uterina, lo cual significa que una vez iniciada la expulsión del feto, el parto debe completarse rápidamente, de lo contrario el feto sufrirá asfixia. Como la yegua es capaz de ejercer una gran presión abdominal, esta etapa del parto es sumamente rápida; tiene una duración aproximada de 10 a 35 minutos. Debido a esto, una distocia representaría una verdadera situación de emergencia, ya que la yegua ejercerá gran presión sobre el feto en mala posición, lo cual eleva el riesgo de desgarres recto vaginales, ruptura de arterias uterinas medias y otras complicaciones graves.

Después de expulsar el potrillo, la yegua por lo general permanece echada y el potro permanece unido a la placenta por medio del cordón umbilical entre 10 y 20 minutos. Este hecho es de gran importancia en la supervivencia del potrillo, ya que por esta vía recibe alrededor de 1.5 litros de sangre, los cuales constituyen el 30% de su volumen sanguíneo potencial. Debido a esto es muy importante que el cordón umbilical permanezca intacto y que no se ligue en forma prematura, el mejor procedimiento es dejar que los movimientos de la madre y el producto provoquen su ruptura (Engelhardt, 2002).

En raras ocasiones la placenta es muy gruesa y no se rompe, por lo que el corioalantoides (membrana roja) se expulsa antes que el potro; en estos casos, el suministro de oxígeno se reduce considerablemente y se produce la asfixia del potrillo. Si esto se observa, el producto se deberá extraer de inmediato. Cuando el parto finaliza, es de suma importancia efectuar un análisis visual detallado de las membranas fetales, ya que se puede detectar si existió alguna enfermedad placentaria o si alguna porción de la placenta quedó dentro del útero.

Cuando la cabeza y las extremidades anteriores salen, el producto suele romper el amnios y entonces se inicia la respiración (Buxade, 1995).

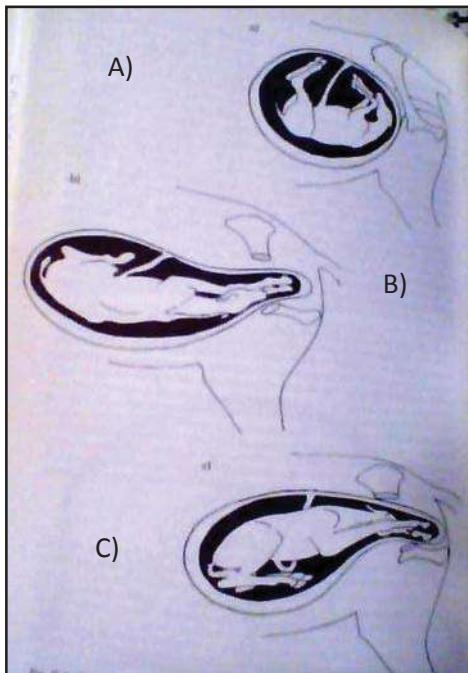


Figura 1.37. Secuencia de un parto normal y cambios naturales de la posición del feto; A) ventral, B) dorsal y C) durante el proceso del parto. (Real, 2000).



Figura. 1.38. Edematización de la glándula mamaria y abdomen como uno de los primeros signos del parto. (Real, 2000).



Figura. 1.39. Con frecuencia la cola es un signo de que el parto se inicia. (Real, 2000).



Figura. 1.40. El segundo estadio del parto se inicia con la dilatación de la vulva. (Real, 2000).



Figura.1.41. Ruptura del alantoides y salida del líquido alantoideo, popularmente conocido como “romper aguas”(Real, 2000).



Figura 1.42. Ruptura del amnios y aparición de una extremidad del neonato. (Real, 2000).



Figura 1.43. La salida de la cabeza y los hombros del potrillo marcan los momentos de más esfuerzo durante el parto. (Real, 2000).



Figura 1.44. Cuando los hombros están fuera, la expulsión del neonato es rápida. (Real, 2000).



Figura 1.45. Es muy importante que durante unos minutos el cordón umbilical permanezca intacto, ya que todavía existe fluido sanguíneo hacia el potrillo. (Real, 2000).



Figura 1.46. Desde los primeros instantes la yegua reconoce a su potrillo mediante el olfato y el sentido del oído. (Real, 2000).



Figura 1.47. Ya roto el cordón umbilical el potrillo separa y la yegua continúa arrojando las membranas fetales. (Real, 2000).



Figura 1.48. La ingestión del calostro, lo más pronto posible, es muy importante para la salud del potrillo, ya que es laxante y contienen globulinas que lo protegerán de enfermedades. (Real, 2000).

1.19.2. Problemas durante el parto

Por lo general, el potrillo se presenta en posición dorsal cefálica y longitudinal en relación con la columna vertebral de la yegua. Las extremidades anteriores se encuentran extendidas, una ligeramente delante de la otra, con el fin de reducir el diámetro de los hombros; la cabeza y el cuello descansan sobre las mismas. Primero aparecen las extremidades anteriores, y la cara no aparece hasta que aparecen las rodillas, el tronco pasa con bastante facilidad hasta que la cadera pasa por la pelvis en este momento suele producirse un pequeño descanso y finalmente el feto se expulsa en totalidad. Durante este proceso se recomienda dejar a la yegua sola, a menos que se presente algún problema. Los indicios de que el parto va a tener problemas son: aparición de una sola extremidad hasta la región de la rodilla, presencia de ambas extremidades anteriores pero no la cabeza o, por lo contrario, presencia de la cabeza y no de las extremidades anteriores, así como un parto complicado sin que haya expulsión del feto (Real, 2000).

La placenta se expulsa totalmente en el transcurso de dos horas, generalmente a los diez minutos posparto; si no se expulsa no se extraerá manualmente, ya que puede lesionarse el útero o romperse la placenta y quedar una parte de ésta dentro de aquél. La retención placentaria o de parte de la misma puede provocar laminitis en la yegua; para asegurarse de que se ha eliminado en su totalidad se extiende sobre el suelo y se examina minuciosamente. Al primer indicio de problemas durante el parto o detención placentaria, se recomienda llamar enseguida al médico veterinario para que realice las maniobras obstétricas o el tratamiento adecuado respecto al problema que se presente (Berner, 2000).

1.20. CUIDADOS DEL POTRO RECIEN NACIDO

Si el parto es normal, el asistente debe examinar al potrillo y asegurarse de que respira sin dificultad y de que se le han separado las membranas de la boca y de ollares; el recién nacido puede frotarse vigorosamente con una esponja o toalla limpia para secarlo, también se puede estimular la respiración y la circulación periférica (Buxade, 1995).

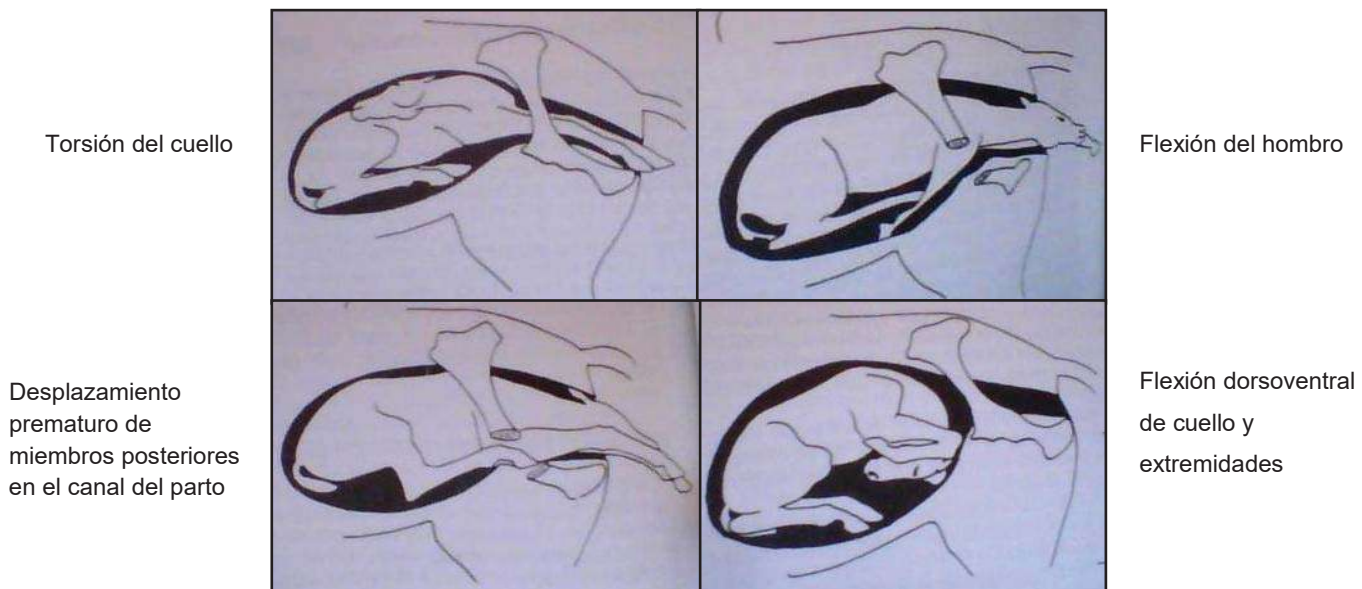


Figura 1.49. Problemas de posición del feto. (Real, 2000).

Cuando el cordón umbilical se ha separado naturalmente de la placenta, se debe desinfectar con tintura de iodo para evitar infecciones (onfatitis), las cuales pueden desencadenar una poliartritis infecciosa de los potros; esta enfermedad es sumamente peligrosa, ya que afecta las articulaciones, y si no se combate a tiempo puede causar daños articulares irreversibles y hasta causar la muerte. Para desinfectar el cordón umbilical, se coloca su extremo en un frasco de boca ancha casi lleno de tintura de iodo, el cual se presiona y se agita contra el abdomen; esta operación debe repetirse diariamente hasta que el cordón se seca y se cae, lo cual ocurre en cuatro o cinco días (Madigan, 1991).

El potro normal se mantendrá en pie y mamará calostro pocos minutos después de nacer; si no se levanta y mama a las dos horas de su nacimiento, se le ayudará y llevará hasta la ubre de la yegua.

Es importante que el potro ingiera calostro, pues éste actúa como laxante y contiene anticuerpos que lo protegen de enfermedades. Se debe tomar en cuenta que el intestino del potrillo permite la absorción de los anticuerpos que contienen el calostro únicamente durante 36 horas después del nacimiento.

Dentro de las 4 a 12 horas siguientes a su nacimiento, el potrillo deberá eliminar el meconio, éste es, el excremento fetal; si no elimina el meconio o si se aprecia constipación por esfuerzos persistentes para defecar y elevación de la cola, se le administrará un lavado con aceite mineral o bien con unos pocos litros de agua jabonosa tibia. Este tratamiento se repetirá hasta que el potrillo pueda defecar (Madigan, 1991).

2. CONCLUSIONES

- Gracias al uso del ultrasonido podemos detectar gestaciones con exactitud en un 98%.
- Con el ultrasonido, se pueden detectar gestaciones a partir del día 14 post-ovulación o servicio de cada yegua.
- Nos permite evaluar el crecimiento folicular así como celos falsos y silenciosos.
- Se puede determinar el momento de la ovulación. Y por lo tanto el momento óptimo para la cubrición (haciendo el uso de los sementales y aumentando el número de yeguas cubiertas por semental).
- De igual el diagnóstico de gestaciones gemelares y por tanto prevención de reabsorciones y abortos.

3. BIBLIOGRAFÍA

1. AGÜERA, E. y SANDOVAL, J. 1999. Anatomía Aplicada del Caballo. Editorial HARCOURT BRACE, Madrid España. pp. 104-108.
2. ALLEN, W.E. 1988. Fertility and obstetrics in the Horse. Black Well Scientific Publication Oxford.
3. ARTHUR, G.H. NOAKES, D.E. and PEARSON, H. 1991 Reproducción y Obstetricia en Veterinaria. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Madrid España. pp. 65-113.
4. BEARDEN, H. JOE, FUQUAY, W. J. 1982. Reproducción Animal Aplicada. Editorial El Manual Moderno S.A. de C.V. México, D.F. pp. 6-20.
5. BERNER ENZO. 2000. El Caballo: cría y manejo. Ediciones Mundi-Prensa. España. pp. 85-89-95.
6. BENNETT-WIMBUSH, K. W.E. LOCH, H.1998. Plata Madrid and T. Evans. The effects perphezanine and bromocriptine on follicular dynamics and endocrine profiles in anestrus pony mares. Theriogenology 49:717-733.
7. BLOOD, D.C. STUDDERT, V.P.1994. Diccionario de Veterinaria. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Vol. 1. México, D.F. pp. 346.
8. BROOKS, D.1993. Uterine cytology. In. Equine Reproduction, Lea and Febiger Philadelphia. pp. 246-250.
9. BUXADE CARLOS.1995. Zootecnia: Bases de Producción Animal. Tomo II. Reproducción y Alimentación. Editorial Mundi-Prensa. México. pp. 17-60.
10. BUXADE CARLOS.1995. Zootecnia: Bases de Producción Animal. Tomo XI. Producciones equinas y de ganado de Lidia. Editorial Mundi-Prensa. México. pp. 47-58.
11. CARNEVALE, E.M. HERMENT, M.J. and GINTHER. O.J. 1997. Age and pasture effects on vernal transition in mares. Theriogenology 49: 1009-1018.
12. CINTURA IVÁN.2005. Medicina Veterinaria. Veterinaria Equina. Salto, Prov. Bs. As. Técnica de Reproducción Asistida en Equinos. www.producción-animal.com.ar/

13. CORDOBA. 2003. Principios Básicos de Ultrasonografía Veterinaria. Grupo de Fisiología y Biotecnología de la Reproducción, Biogénesis. Medellín Colombia. pp. 1-7. www.ultrasonografia.pdf
14. CUNNINGHAM JAMES, G. 1999. Fisiología Veterinaria. 2ª Edición. Editorial McGraw-Hill Interamericana, S.A. de C.V. México, D.F. pp. 499-528.
15. CURRAN, S. and GINTHER, O.J. 1993. M-Mode Ultrasonic assessment of equine fetal heart rate. *Theriogenology* 40: 1127-1135.
16. DAELS, P.F. McCUE, P.M. DeMORAES, M.J. and HUGHES, J.P. 1996. Persistence of the luteal phase following ovulation during altrenogest treatment in the mares. *Theriogenology* 46: 799-811.
17. DOWSETT, F.K. KONTT, M.L. WONDUARD, A.R. and BODERO, V.A.D. 1993. Seasonal Variation in the estrous cycle of mares in the subtropics. *Theriogenology* 39: 631-653.
18. MUÑOZ, M. B. 2006. Departamento de Producción Animal. Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile, Tecno Veterinaria. Importancia de la Ecografía en el Mejoramiento de la Fertilidad Equina. Sitio Argentino de Producción Animal. www.produccion-animal.com.ar
19. DUCHAMP, G. BOUR, B. CAMBARNOUS, Y. and PALMER, E. 1987. Alternative solution to hCG induction of ovulation in the mares. *J. Anim. Sci.* 68: 690-699.
20. DYCE, K.M. SACK, W.O. WENSING, C.J.G. 1993. Anatomía Veterinaria. 2ª Edición. Editorial McGraw-Hill Interamericana. México, D.F. pp. 212-225.
21. ENGELHARDT, W.V. G. BREVES. 2002. Fisiología Veterinaria. Editorial ACRIABA S.A. de C.V., Zaragoza España. pp. 554-565.
22. FRANDSON, S. 1995. Anatomía y Fisiología Veterinaria de los Animales Domésticos, 5ª Edición. Editorial McGraw-Hill Interamericana. México, D.F. pp. 410-419.
23. FRAZER, G. BURBA, D. PACCAMONTI, D. LeBLANC, M. EMBERTSON, R. and HANCE. 1997. The effects of pituitary and peripartum complications on the peritoneal fluid composition of mares. *Theriogenology* 48: 919-931.

24. GALINA, C. VALENCIA, J. 2006. Reproducción de los Animales Domésticos, 2ª Edición, Editorial LIMUSA NORIEGA. México, D.F. pp. 59-112.
25. GASTAL, M.O. GASTAL, E.J. KOT, K. and GINTHER, O.J. 1996. Factors related to the time of fixation of the conceptus in mares. *Theriogenology* 38: 807-821.
26. GINTHER, O.J. 1998. Folliculogenesis during the transitional period and early ovulatory season in mares. 1. Acute effects *Theriogenology* 49: 1113-1123.
27. GINTHER, O.J. 1992. *Reproductive Biology of the Mare*. Equiservices, Cross Plains, WI. pp. 105-104.
28. GINTHER, O.J. 1986. *Ultrasonic Imaging and Reproductive Events in the Mare*. Equiservices, Cross Plains, WI.
29. GINTHER, O.J. PIERSON, R.A. 1983. Ultrasonic Evaluation of Reproductive Tract of the Mare: Principales equipment and techniques. *J. Equine Vet Sc.* 3: 195-21.
30. GINTHER, O.J. and GRIFFIN, P.G. 1983. Natural outcome and Ultrasonic identification of equine fetal twins. *Theriogenology*. 41: 1193-1199.
31. HAFEZ, E.S.E. HAFEZ, B. 2000. *Reproducción e Inseminación Artificial en Animales*. Séptima edición. Editorial McGraw-Hill Interamericana. México, D.F. pp. 13, 33, 56, 113, 129, 144, 161, 199, 299.
32. HUGHES, P.J. and McCUE, M. PATRICK. 1997. Topics in Equine Reproduction. III Curso Internacional de Reproducción equina. Academia de Investigación en Biología de la reproducción A.C. pp. 1-10.
33. JASKO, D.J. FRALIN, M.E. HUTCHINSON, H. MORAN, D.M. SQUIRES, E.L. and BURNS, P.J. 1993. Progesterone and estradiol in Biodegradable micropheres for control of estrous and ovulation in mares. *Theriogenology* 41: 465-478.
34. KATILA, T. 1996. Uterine Defence Mechanism in the Mare. *Anim. Reprod. Sci.* 42: 197-204.
35. KENNEY, R.M. 1977. Clinical Aspects of Endometrial Biopsy in Fertility Evaluation of the Mare. *Proc. Am. Vet. Med. Assoc.* pp. 105-122.

36. LeBLANC, M.M. 1993. Vaginal Examination. In: McKINNON, O.A. and VOSS, J.L. (eds) Equine Reproduction. Lea and Febiger. Philadelphia. pp. 221-224.
37. LeBLANC, M.M. 1993. Endoscopy. McKINNON, O.A. and VOSS, J.L. (eds) Equine Reproduction Lea and Febiger. Philadelphia. pp. 225-257.
38. MADIGAN, J.E.: Manual of equine Neonatal Medicine. Live Oak Publishing, California, 1991.
39. McKINNON, A.O. and CARNEVALE, E.M. 1993. Ultrasonography. In: McKinnon, O.A. and Voss, J.L (eds) Equine Reproduction. Lea and Febiger. Philadelphia. pp. 211-220.
40. McKINNON, A.O. SQUIRES, E.L. and PICKETT, B.W. 1998. Folliular dynamics preceding and during ovulation. In: Equine Reproductive Ultrasonography. Colorado State University Fort Collins CO, Animal Reproduction Laboratory Bulletin N° 4 pp. 41-49.
41. McDONALD, Dr. L.E. 1986. Veterinaria: Reproducción y Endocrinología. Editorial INTERAMERICANA, 2ª Edición, México D.F. pp. 356-362.
42. MORRIS, D.D. MEIRS, D.A. and MERRYMEN, G.S. 1985. Pasive transfer failure in horses: Incidence and causative on a breeding farm. Am j Vet. Res 46: 2294-2299.
43. PACHECO, C.J. GONZÁLEZ, P.R. 1991. Propedéutica Clínica Veterinaria. Editorial CONTINENTAL S.A. de C.V. México, D.F. 1ª Edición. pp. 30-34, 143-157.
44. PASCOE, R.R. 1979. Observation of the lengh and angle of declination of the vulva and its relation to fertility in the mare. J. Reprod. Fertili. Suppl. pp. 299-305.
45. PELTIER, M.R. ROBINSON, G. and SHARP, D.C. 1998. Effects of Melatonin Implants in Pony Mares. 1. Acutte effects Theriogenology 49: 1113-1123.
46. PELTIER, M.R. ROBINSON, G. and SHARP, D.C. 1998. Effects of Melatonin Implants in Pony Mares. 2. Long-term effects Theriogenology 49: 1125-1142.
47. PETER, D. ROSSDALE. 1993. El Caballo de la Concepción a la Madurez. Editorial ACRIABA S.A. Zaragoza España. pp. 3-5.

48. PYCOCK, J.F. NEWCOMBE, J.R. 1996. The Relations Between Intraluminal Uterine fluid, Endometritis and pregnancy rate in the mare. *Equine Vet. J.* 18, 6: 19-22.
49. REAL VENEGAS, C.O. 2000. *Zootecnia Equina*. Editorial Trillas S.A. de C.V. México, D.F. pp. 205-229.
50. RECVET®. 2008. Revista electrónica de Clínica Veterinaria. Editada por Veterinaria Organización®. Vol. III, N° 10. Algunos aspectos del Comportamiento Sexual del Asno (*Equus asinus*) www.veterinaria.org/revista/recvet/pdf.
51. ROMERO, R. J.M. 2009. Artículo "El Caballo". Por el Profesor de la cátedra de Medicina y Zootecnia Equina. Clínica para Equinos de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia UNAM. Participa con la Policía Montada del Distrito Federal. pp. 1-5.
52. SHARP, D.C. 1993. Maternal recognition of pregnancy. In: McKinnon, A. O. and Voss, J.L. (eds.) *Equine Reproduction*. Lea & Febiger, Philadelphia. pp. 487-493.
53. SHIDELER, R.K. 1993. Rectal palpation. In. McKINNON, O.A. and VOSS, J.L. (eds) *Equine Reproduction* Lea and Febiger Philadelphia. pp. 211-220.
54. SISSON, S. GROSSMAN, J.D. 2000. *Anatomía de los Animales Domésticos*. Tomo I, 5ª Edición. Editorial MASSON S.A. Barcelona. pp. 605-614.
55. SHIVELY, M.J. 1993. *Anatomía Veterinaria Básica, Comparativa y Clínica*. Editorial El Manual Moderno S.A. de C.V. México, D.F. pp. 245-254.
56. SQUIRES, E.J. 2006. *Endocrinología Animal Aplicada*. Editorial Acribia S.A. Zaragoza España. pp. 175, 180, 181, 188, 190-192.
57. STEVEN, D. VAN CAMP. 1993. *Clínicas Veterinarias de Norteamérica. Reproducción, Práctica Equina*. Editorial InterMedica, Buenos Aires Argentina. pp. 8-10, 23-25, 51-66.
58. STEWART, F. and MAHER, J.K. 1996. Analysis of horse and donkey gonadotrophin genes using Southern blotting and DNA hybridization techniques. *J. Reprod. Fert. Suppl.* 44: 19-26.

-
59. SWENSON, M.J. REACE, W.O. 1999. Fisiología de los Animales Domésticos de Dukes. 5ª Edición, Tomo II. Editorial NORIEGA UTHEA. México, D.F. pp. 678-710.
 60. TISCHNER, Jr. M. NIEZGODA, J. And TISCHNER, M. 1996. Studies on the effect of manual massage of the ovaries on the reproductive activity of the mare. *Theriogenology* 45: 1457-1462.
 61. URWIN, V.E. and ALLEN, W.R. 1982. Pituitary and chorionic gonadotrophin control of ovarian function during pregnancy in equines. *J. Reprod. Fert. Suppl.* 32: 371-381.
 62. VANDERWALL, K.D. WOODS, L.G. FREEMAN, A.D. WEBER, A.J. ROCK, W.R. and TESTER, F.D. 1993. Ovarian follicles, ovulation and progesterone concentrations in aged versus young mares. *Theriogenology* 40: 21-32.
 63. WEBER, J.A. WOODS, G.L. and AGUILAR, J.J. 1996. Effects of cervical dilation and intrauterine infusions on the timing of oviductal transport of equine embryos. *Theriogenology* 45: 1443-1448.
 64. ZARCO, L. BOETA, M. 2000. Reproducción Equina. 2ª Edición. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. México, D.F.