



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**MANUAL DE PRACTICAS EN
REPRODUCCION EQUINA:
ESTUDIO RECAPITULATIVO**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

P R E S E N T A :

Ana Myriam Boeta Acosta

Asesores:

M.V.Z. PhD. Luis Zarco Quintero

M.V.Z. Armando Palacios Angola

M.V.Z. Oscar Castro Mendoza

México, D.F. octubre, 1993

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

INDICE

INTRODUCCION	1-2
PRACTICA 1 ANATOMIA Y FISIOLOGIA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA	3-16
1.1 INTRODUCCION.....	4
1.2 MARCO TEORICO.....	4-9
1.2.1 <u>Genitales Internos</u>	4-9
1.2.1.1 Ovarios.....	4-6
1.2.1.2 Oviducto.....	6
1.2.1.3 Ligamento ancho.....	7
1.2.1.4 útero.....	7-8
1.2.1.5 Cervix.....	8
1.2.1.6 Vagina.....	8-9
1.2.2 <u>Genitales Externos</u>	9
1.2.2.1 Vestíbulo.....	9
1.2.2.2 Clítoris.....	9
1.2.2.3 Vulva.....	9
1.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	10-15
1.4 LITERATURA CITADA.....	16
PRACTICA 2 EXAMEN REPRODUCTIVO DE LA YEGUA I (GENERAL Y GENITALES EXTERNOS)	17-26
2.1 INTRODUCCION.....	18
2.2 MARCO TEORICO.....	18-24
2.2.1 <u>Contención</u>	18-19
2.2.2 <u>Examen físico general</u>	19-20
2.2.2.1 <u>Inspección</u>	19
2.2.2.2 <u>Palpación</u>	19
2.2.2.3 <u>Percusión</u>	20

4.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	62-63
4.4 LITERATURA CITADA.....	64
PRACTICA 5 MANIPULACION DEL CICLO ESTRAL.....	65-71
5.1 INTRODUCCION.....	66
5.2 MARCO TEORICO.....	66-69
5.2.1 <u>Inducción de la actividad ovárica</u>	66-67
5.2.2 <u>Sincronización de estros</u>	67-68
5.2.3 <u>Programación de la ovulación</u>	69
5.2.4 <u>Inducción de ovulaciones múltiples</u>	69
5.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	69-70
5.4 LITERATURA CITADA.....	71
PRACTICA 6 DIAGNOSTICO DE GESTACION:	
POR PALPACION RECTAL Y ULTRASONIDO.....	72-91
6.1 INTRODUCCION.....	73
6.2 MARCO TEORICO.....	73-76
6.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	76-90
6.3.1 <u>Identificación de estructuras en material de rastro</u>	76-80
6.3.2 <u>Palpación rectal</u>	80-86
6.3.2.1 <u>Cambios en ovarios</u>	80-84
6.3.2.2 <u>Cambios en el útero</u>	84-86
6.3.3 <u>Ultrasonografía</u>	86-90
6.4 LITERATURA CITADA.....	91
PRACTICA 7 PARTO, MANEJO DE PLACENTAS Y CUIDADOS PERINATALES..	92-106
7.1 INTRODUCCION.....	93
7.2 MARCO TEORICO.....	93-103
7.2.1 <u>Proceso del parto</u>	93-97
7.2.1.1 <u>Etapa 1-dilatación</u>	93-94
7.2.1.2 <u>Etapa 2-expulsión del producto</u>	94-96

7.2.1.3 Etapa 3-expulsión de membranas fetales.....	96-97
7.2.2 <u>Cuidados del neonato</u>	97-101
7.2.2.1 Amamantamiento.....	97-99
7.2.2.2 Termoregulación.....	99-100
7.2.2.3 Actividad motora del potro.....	100
7.2.2.4 Enema.....	100-101
7.2.3 <u>Examen físico del potro</u>	102-103
7.2.3.1 Sistema cardiovascular.....	102
7.2.3.2 Sistema respiratorio.....	102
7.2.3.3 Aparato gastrointestinal.....	102
7.2.3.4 Sistema urogenital.....	103
7.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	103-105
7.4 LITERATURA CITADA.....	106
PRACTICA 8 PRUEBAS DE LABORATORIO.....	107-116
8.1 INTRODUCCION.....	108
8.2 MARCO TEORICO.....	108-115
8.2.1 <u>Examen bacteriológico</u>	108-109
8.2.2 <u>Citología endometrial</u>	110-111
8.2.3 <u>Biopsia endometrial e histopatológica</u>	111-114
8.2.4 <u>Inmunología</u>	114
8.2.5 <u>Serología</u>	115
8.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	115
8.4 LITERATURA CITADA.....	116
PRACTICA 9 ANATOMIA FUNCIONAL	
DEL APARATO GENITAL DEL MACHO.....	117-126
9.1 INTRODUCCION.....	118
9.2 MARCO TEORICO.....	118-122

9.2.1 <u>Testículos</u>	118-119
9.2.2 <u>Eseroto</u>	119
9.2.3 <u>Epidídimo</u>	120
9.2.4 <u>Cordón espermático</u>	120
9.2.5 <u>Anillo inguinal</u>	120
9.2.6 <u>Conducto deferente</u>	121
9.2.7 <u>Glándulas accesorias</u>	121
9.2.7.1 <u>Ampula</u>	121
9.2.7.2 <u>Vesículas seminales</u>	121
9.2.7.3 <u>Próstata</u>	121
9.2.7.4 <u>Glándulas bulbouretrales</u>	122
9.2.7.5 <u>Pene</u>	122
9.2.7.6 <u>Prepucio</u>	122
9.3 ACTIVIDADES PRACTICAS	123-125
9.3.1 <u>Testículos</u>	123
9.3.2 <u>Epidídimo</u>	123
9.3.3 <u>Prepucio</u>	123
9.3.4 <u>Pene</u>	124-125
9.3.5 <u>Genitales internos</u>	124
9.4 LITERATURA CITADA	126.
PRACTICA 10 EXAMEN REPRODUCTIVO DEL GARAÑÓN	127-140
10.1 INTRODUCCION	128
10.2 MARCO TEORICO	128-136
10.2.1 <u>Historia clínica o Anamnesis</u>	129
10.2.2 <u>Examen físico general</u>	129-130
10.2.3 <u>Examen andrológico</u>	130-133
10.2.3.1 <u>Testículos-Epidídimo</u>	130-131
10.2.3.2 <u>Cordón espermático</u>	131

10.2.3.3 Conducto deferente.....	131
10.2.3.4 Escroto.....	131-132
10.2.3.5 Pene-Prepucio.....	132
10.2.3.6 Glándulas sexuales accesorias.....	132-133
10.2.4 Evaluación de la conducta sexual, libido y capacidad para la monta.....	133-136
10.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	136-139
10.4 LITERATURA CITADA.....	140
PRACTICA 11 TECNICA DE CASTRACION.....	141-146
11.1 INTRODUCCION.....	142
11.2 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	142-145
11.2.1 <u>Contención</u>	142
11.2.2 <u>Tranquilización y analgesia</u>	142-143
11.2.3 <u>Preparación</u>	143
11.2.4 <u>Técnica quirúrgica</u>	143-145
11.2.5 <u>Posoperatorio</u>	144
11.3 LITERATURA CITADA.....	146
PRACTICA 12 METODOS DE COLECCION, EVALUACION, Y	
PRESERVACION DE SEMEN.....	147-162
12.1 INTRODUCCION.....	148
12.2 MARCO TEORICO.....	148-160
12.2.1 <u>Colección de semen</u>	148-155
12.2.2 <u>Evaluación del semen</u>	156-158
12.2.2.1 <u>Motilidad progresiva</u>	156
12.2.2.2 <u>Concentración</u>	157-158
12.2.2.3 <u>Morfología</u>	158
12.2.3 <u>Preservación de semen</u>	158-160
12.3 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	161

12.4 LITERATURA CITADA.....	162
PRACTICA 13 TECNICA DE INSEMINACION ARTIFICIAL.....	163-171
13.1 INTRODUCCION.....	164
13.2 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	164-170
13.3 LITERATURA CITADA.....	171
PRACTICA 14 TRANSFERENCIA DE EMBRIONES.....	172-178
14.1 INTRODUCCION.....	173
14.2 ACTIVIDADES PRACTICAS.....	173-177
14.2.1 <u>Selección y manejo de yeguas donadoras</u>	173-174
14.2.2 <u>Colección de embriones</u>	174-176
14.2.3 <u>Localización y evaluación de embriones</u>	176
14.2.4 <u>Transferencia del embrión a la receptora</u>	176-177
14.3 LITERATURA CITADA.....	178

RESUMEN

BOETA ACOSTA ANA MYRIAM. Manual de prácticas en reproducción equina. (Bajo la asesoría del Dr. Luis A. Zarco Quintero, MVZ Armando Palacios A. MVZ Oscar Castro M.)

El objetivo del presente trabajo es recopilar información actualizada sobre los temas más importantes para la práctica de la reproducción equina, así como presentarla a los alumnos, profesores, practicantes, y a todas aquellas personas interesadas en esta área.

El manual de prácticas se realizó con información obtenida de libros, revistas científicas, manuales, cursos nacionales e internacionales de reproducción equina, y Apuntes de las cátedras de reproducción equina de las Universidades de California, Colorado, y Cornell. Se utilizaron un total de referencias.

Las ocho primeras corresponden a la anatomía, fisiología y manejo reproductivo de la yegua, las siguientes cuatro prácticas se refieren a la anatomía, fisiología y manejo reproductivo del garañón, y las tres últimas se refieren a técnicas de reproducción artificial que involucran tanto al macho como a la hembra.

Para ilustrar el manual se realizaron las principales prácticas reproductivas en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM y en las instalaciones del Agrupamiento a caballo de la Policía Montada del Departamento del distrito Federal, procediendo a Fotografiar y filmar en video los puntos más importantes. En el caso de filmación se procedió a seleccionar los mejores cuadros, los que se imprimieron en una impresora de video, con la cual también se imprimieron imágenes selectas de revisiones ultrasonográficas de yeguas en diferentes estados reproductivos. Todo el material ilustrativo se digitalizó utilizando un scanner y se procesó mediante los programas Adobe Photoshop, Harvard Graphics y Word, utilizando el ambiente gráfico de Windows.

MANUAL DE PRACTICAS EN REPRODUCCION EQUINA:

Estudio Recapitulativo.

INTRODUCCION

Las diversas funciones zootécnicas de los equinos en México se han incrementado en los últimos años y por ende, su valor económico y de estima. La fisiología reproductiva del equino tiene muchas peculiaridades en comparación a otras especies, por lo que el manejo reproductivo del equino es diferente al resto de las especies domésticas. La falta de conocimiento sobre las particularidades reproductivas del equino han hecho que la eficiencia reproductiva de esta especie no sea la óptima a pesar de ser una de las especies que recibe el más alto nivel de manejo y atención veterinaria. Una de las causas de esta deficiencia es que no existe un manual que describa desde un enfoque práctico, los principales procedimientos para el manejo y control de la reproducción equina.

En México existe poco acceso a textos sobre reproducción equina, ya sea porque dichos textos no se encuentren traducidos al español, las técnicas recomendadas no son aplicables a nuestras condiciones ambientales y económicas, o las funciones zootécnicas de nuestros equinos no son las mismas que las de los animales presentes en el país de origen del texto.

El objetivo del presente trabajo es escribir un manual de prácticas de reproducción equina que permita presentar información estructurada acerca de la práctica reproductiva actualizada, que conduzca a todos los interesados en el área a ser más eficientes en el manejo reproductivo de los equinos. Además, el manual pretende tener un fin docente, ya que dará apoyo a los académicos para impartir las prácticas de licenciatura de la materia de reproducción e inseminación artificial, así como prácticas de posgrado en la materia de reproducción equina.

El manual consta de 14 prácticas organizadas en tres secciones. En la primera sección (8 prácticas) se describen las características reproductivas de la yegua, así como las principales técnicas de manejo reproductivo de la yegua; en la segunda sección (4 prácticas) se describen las principales características reproductivas del garañón, así como prácticas de manejo reproductivo

del macho. En la tercera sección (2 prácticas) se describen las técnicas de inseminación artificial y transferencia de embriones.

En la mayoría de las prácticas se incluye un marco teórico actualizado que permite entender las bases anatómicas y fisiológicas del procedimiento bajo estudio. En todos los capítulos se describe actividades prácticas que se pueden realizar para reforzar el conocimiento teórico adquirido. Al final de cada una de las prácticas se incluye la literatura citada para ese tema.

PRACTICA 1

ANATOMIA Y FISIOLOGIA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA

1.1 INTRODUCCION

1.2 MARCO TEORICO

1.2.1 Genitales Internos

1.2.1.1 Ovarios

1.2.1.2 Oviducto

1.2.1.3 Ligamento ancho

1.2.1.4 útero

1.2.1.5 Cervix

1.2.1.6 Vagina

1.2.2 Genitales Externos

1.2.2.1 Vestíbulo

1.2.2.2 Clitoris

1.2.2.3 Vulva

1.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

1.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 1

ANATOMIA Y FISILOGIA REPRODUCTIVA DE LA YEGUA.

1.1 INTRODUCCION

El conocer la anatomía de los órganos genitales representa la base para el estudio amplio y profundo de la reproducción, además de facilitar la comprensión de su funcionamiento. Además, la aplicación de la mayor parte de los procedimientos diagnósticos, así como de las técnicas de control artificial de la reproducción, requiere de un conocimiento detallado de la anatomía de los órganos involucrados.

Para facilitar el estudio del aparato reproductor de la yegua, sus órganos se pueden clasificar en genitales internos y externos. Los genitales internos incluyen a los ovarios, oviductos, útero, cervix y vagina; y los genitales externos son el vestíbulo, clítoris y vulva.

Los objetivos de esta práctica son:

- 1.- Conocer las características anatómicas de los órganos genitales internos y externos de la yegua.
- 2.- Identificar los órganos genitales internos y externos, observar sus diferentes estructuras y comprender su funcionamiento, utilizando para ello material de rastro.
- 3.- Identificar las diferentes estructuras ováricas y relacionar su presencia con la etapa del ciclo estral en la que se encuentre la yegua.

1.2 MARCO TEORICO

1.2.1 Genitales internos

1.2.1.1 Ovarios

Son los órganos sexuales primarios de la yegua, tienen forma arrañada, con una prominente fosa de ovulación en el borde libre o ventral. Su consistencia es firme, y generalmente presentan folículos y/o cuerpos lúteos, por lo cual adoptan una forma irregular (5,7,11).

Los ovarios se encuentran localizados en la parte dorsal de la cavidad pélvica (región sublumbar). Constituyen la porción más anterior del aparato reproductor, situándose caudalmente a los riñones. Se encuentran suspendidos por el mesovario, que forma parte del ligamento ancho, el cual los mantiene unidos al útero y oviductos (5,10). 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. Cuando no hay gestación, o cuando ésta es temprana, los ovarios pueden descansar sobre los intestinos, por lo cual su orientación es muy variable. Sin embargo, es posible identificar sus bordes a través de la palpación rectal o ultrasonografía (4), ya que el borde ventral es cóncavo y el dorsal es convexo. A la disección del ovario se detecta una zona externa llamada médula o zona vascular, y una interna llamada corteza o zona parenquimatosa, las cuales se encuentran invertidas en relación a las demás especies domésticas, razón por la cual los cuerpos lúteos no son palpables rectalmente (4,10,11).

La función principal de los ovarios es producir los ovocitos, pero también actúan como glándula endócrina, produciendo hormonas esteroideas, como estrógenos, progesterona, así como diferentes factores de control intraovárico como la inhibina y la folículo-estatinina (1,5,8). Los estrógenos son producidos por los folículos y son secretados principalmente como 17-B estradiol, e inducen cambios estructurales asociados con el estro a través del aparato genital (1,4,5). En ausencia de concentraciones altas de progesterona, la elevación de estrógenos ocasiona el comportamiento de estro (4).

La progesterona es secretada por el cuerpo lúteo durante el diestro, y durante los primeros 4-5 meses de gestación (13). Esta hormona estimula un cambio proliferativo en el epitelio del lumen uterino y glándulas endometriales, y actúa en el Sistema Nervioso Central (SNC) para inducir el rechazo en el comportamiento hacia el macho que muestran las yeguas durante el diestro (1,3,4,5). Las concentraciones plasmáticas de progesterona son menores a 1 ng/ml durante el estro, pero se incrementan rápidamente después de la ovulación, alcanzando valores de 1.5 a 2.5 ng/ml 24 hrs post-ovulación y de 2 a 5 ng/ml 48 hrs pos-ovulación (6,8,13).

La inhibina es secretada por los folículos de Graaf durante su maduración, y ejerce directamente un efecto de retroalimentación negativa sobre la liberación de FSH, para impedir la formación de nuevos folículos (1,3,6). El ovario contiene ovocitos en varios estados de desarrollo, los cuales empiezan a madurar por efectos de la hormona folículo estimulante (FSH) y la hormona luteinizante (LH). Antes de la ovulación los folículos en crecimiento incrementan rápidamente su tamaño (aproximadamente 3 mm de diámetro/día) (4,6).

Las hembras que pesan de 400 a 550 Kg generalmente ovulan cuando el folículo preovulatorio alcanza entre 45 y 65 mm de diámetro, mientras que las hembras de peso mas bajo (225 a 350 Kg) pueden ovular folículos de 35 a 45 mm de diámetro (4). La ovulación generalmente se produce 18 a 24 horas antes de terminado el estro, y en ese momento el ganeto esta en estadio de ovocito secundario (4,5). En algunas razas no es rara la ovulación de 2 o 3 ovocitos, particularmente en Pura Sangre Inglés y algunas líneas geneticas de Warmblood al final de la estación reproductiva (6). Debido a que el ovario esta 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. Por esta razón, los folículos preovulatorios adoptan una forma piriforme, con el vertice dirigido hacia la fosa de ovulación (4). Después de la ruptura de un folículo se forma una depresión ovulatoria que gradualmente se llena de sangre y da origen a un cuerpo hemorrágico (CH), el cual es palpable como una estructura suave y esponjosa en la superficie del ovario entre los días 1 y 3 post-ovulación. Posteriormente el CH da origen a un cuerpo lúteo (CL), el cual tiene diferente consistencia, y solo se identifica a través de ultrasonografía (1,4,6). El CL se considera maduro 5 días después de la ovulación y permanece en el ovario durante 14-15 días en un ciclo sin gestación. En cambio, si hay gestación el cuerpo lúteo continua produciendo progesterona durante cerca de 5 meses. En caso de no haber gestación se produce la regresión del cuerpo lúteo en respuesta a la liberación de prostaglandina f2 alfa producida en el endometrio uterino, y que en esta especie alcanza el ovario por medio de la circulación sistémica (1,8,13).

1.2.1.2 Oviducto

Los oviductos son un par de estructuras largas y tubulares que se extienden desde el ovario hasta la punta del cuerno uterino correspondiente (unión útero-tubárica). El oviducto mide de 20 a 30 cm de largo cuando se extiende (previa disección) (2,7,8). Se divide en tres porciones, que comenzando desde el extremo ovárico son el infundibulo o fimbria, el ámpula y el istmo. La fertilización normalmente ocurre poco tiempo después de la ovulación en la unión istmo-ampular. En condiciones normales el oviducto no puede palparse por recto, mientras que utilizando material de rastro es posible disecar e identificar macroscópicamente sus 3 diferentes partes (8,9).

1.2.1.3 Ligamento ancho

Aunque el ligamento ancho no es un órgano de la reproducción, es conveniente describirlo en esta sección ya que es una capa gruesa de tejido fibroso de la cual se encuentra suspendida la mayor parte del aparato reproductor, y por lo tanto es útil conocer sus características para poder realizar técnicas como la palpación rectal. El ligamento ancho se divide en tres porciones principales: El mesometrio, del cual se suspenden los cuernos uterinos, lo que evita la entrada de orina, aire y otros contaminantes que se encuentran en la vagina hacia el útero; el mesosalpinx, que sostiene al oviducto, y el mesovario, del cual cuelgan los ovarios (7,8,10).

El ligamento ancho es poco flexible, por lo 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 cervix. El ligamento ancho contiene los vasos sanguíneos a través de los cuales se nutren los órganos reproductores; el ligamento ancho también contiene la innervación de dichos órganos (7,11).

1.2.1.4 Útero

El útero es el órgano dentro del cual se lleva a cabo la gestación. Es un órgano hueco, muscular, que se continua hacia adelante con los oviductos y hacia atrás con el cervix. La yegua tiene un útero bipartido, ya que esta formado por un cuerpo y dos cuernos uterinos separados por un septo (2,5).

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, el cual secreta una serie de sustancias que constituyen el histotrofo o leche uterina, que sirve de alimento al embrión antes de que se implante y se establezca la comunicación placentaria (3,6).

Los fluidos endometriales ayudan al transporte de los espermatozoides hasta el sitio de la fertilización en el oviducto. Además, el endometrio regulariza la función del cuerpo lúteo por medio de su secreción de prostaglandinas, y participa en la implantación, gestación y parto (4,5,8,12).

El miometrio, con sus contracciones, participa en el transporte de los espermatozoides

hacia el sitio de la fertilización. Además, al momento del parto el miometrio contribuye con sus contracciones para la expulsión del producto y las membranas placentarias (5). Las contracciones miometriales también son muy importantes para que se produzca la involución uterina después del parto (4,8).

1.2.1.5 Cervix

Aunque es propiamente parte del útero, por lo que también se le conoce como cuello uterino, se le describe como un órgano aparte debido a la alta especialización de sus funciones. El cervix es la última línea de defensa entre la luz uterina y el medio ambiente externo; se caracteriza por presentar una pared gruesa y una luz estrecha. El cervix del equino está constituido por pliegues longitudinales que son una continuación de los pliegues endometriales del cuerpo uterino (10). Cada pliegue ventral y dorsal del cervix puede continuarse caudalmente hacia adentro de la vagina, formando un fondo de saco o fornix. Estos fondos de saco en ocasiones dificultan la introducción de la pipeta al realizar la inseminación artificial. El cervix tiene la capacidad de dilatarse, como ocurre durante el estro, o más dramáticamente durante el parto, o de contraerse para cerrar herméticamente el útero, como ocurre en el diestro, el anestro estacional y la gestación (4,6,8).

El cervix proporciona una gran ayuda al profesional encargado de la reproducción, ya que su apariencia, color, y consistencia, así como la cantidad y calidad de secreciones, indican el estado fisiológico en que se encuentran en la yegua, o la presencia de alteraciones en la misma (2,4). Esta estructura es palpable por recto, además es posible visualizarla con la ayuda de un espejo vaginal (2,4).

1.2.1.6 Vagina

Es el órgano copulatorio de la yegua, además de servir como conducto para las secreciones del cervix, endometrio y oviducto. También forma parte del canal del parto. La mayor parte de la vagina se localiza retroperitonealmente y descansa sobre el canal pélvico, entre la vulva y el cervix, por lo cual no se puede palpar por recto (7,8,9). A nivel del pliegue vulvo-vaginal está el orificio uretral, que descansa ventralmente sobre el piso de la vagina (10). El himen puede estar presente en yeguas vírgenes, encontrándose en la porción caudal de la vagina, que se origina en el

pliegue vulvo-vaginal. En la mayoría de los casos el himen es perforado por el garrañón durante la primera cópula de la yegua, pero en ocasiones particulares la penetración del pene hacia la vagina se dificulta, por lo que en estos casos se recomienda retirarlo en forma manual y excepcionalmente en forma quirúrgica (2,3,4).

1.2.2 Genitales Externos

1.2.2.1 **Vestíbulo**

Es la porción posterior o mas externa de la vagina. En yeguas normales esta angulado dorsocranealmente y tiene una longitud aproximada de 10 cm. Esta estructura constituye una barrera contra contaminaciones provenientes del exterior (4,7,9).

1.2.2.2 **Clítoris**

Esta situado en la fosa del clítoris, dentro de la comisura ventral de los labios vulvares. Es el órgano genital externo constituido por tejido eréctil, el cual es el homólogo del pene. Esta estructura puede alargarse significativamente cuando a la yegua se le han inyectado frecuentemente esteroides anabólicos, como ocurre comunmente en los hipódromos y carreras parejeras.

1.2.2.3 **Vulva**

Es una hendidura vertical con 2 prominentes labios al margen, uno derecho y otro izquierdo, dispuestos en forma vertical y situados por debajo del ano. En condiciones normales el ano y los labios vulvares deben encontrarse en el mismo plano vertical. En las mismas condiciones, los labios se cierran firmemente para prevenir la entrada de heces u otros contaminantes hacia el interior del aparato reproductor (4). 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 comunmente llamada "espejeo", el cual es un signo clásico de receptividad sexual en la yegua.

1.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

Utilizando aparatos reproductivos de yegua no gestante obtenidos en el rastro se realizarán las siguientes actividades:

1.- Familiarizarse con la apariencia externa de los órganos genitales y la relación entre ellos y los ligamentos (figura 1.1), en particular, se deberán realizar las siguientes actividades.

a) localizar los ovarios y medirlos, tomando en cuenta que el tamaño del ovario depende en parte del tipo de estructuras (folículos, cuerpos hemorrágicos y cuerpos lúteos) que se encuentren en él.

b) localizar la fosa de ovulación, la cual se encuentra en el borde ventral o libre de cada ovario y tiene una medida de 0.5 a 1 cm (Figura 1.2).

c) Contar y medir los folículo que sean aparentes externamente.

d) Revisar la relación del ovario con el mesovario (Figura 1.2).

e) Identificar el oviducto y su relación con el mesosalpinx.

f) Identificar el punto de unión del oviducto con el cuerno uterino (Figura 1.2).

g) Identificar la fimbria y su relación con el ovario.

h) medir el oviducto

i) Identificar el cuerpo y los cuernos uterinos (Figura 1.1).

j) Identificar la relación del útero con el mesometrio (Figura 1.1).

k) Identificar el sitio de unión entre el cervix y la parte caudal del cuerpo uterino.

l) Identificar los pliegues cervicales que son mas aparentes cuando la yegua esta en estro (Figura 1.3).

m) Identificar el sitio de unión entre el cervix y la vagina (fornix o fondo de saco)

n) Identificar el himen.

ñ) Identificar el pliegue vestibular.

o) Identificar el clitoris.

2.- Disecar los aparatos reproductores y realizar las siguientes actividades.

a) Incidir el ovario e identificar la médula y la corteza, observando el sitio de entrada de irrigación e inervación.



Figura 1.1 Organos genitales internos de la yegua:

- | | |
|--------------------|--------------------------|
| A. Cuerpo uterino | B Bifurcación |
| C Cuernos uterinos | D Ovarios |
| E Ligamento ancho | F Ligamento intercornual |
| G Oviducto | |



Figura 1.2 Relación útero-ovárica. Observar la forma arriñonada del ovario y la fosa de ovulación (A), que se encuentra en el borde ventral. También se observa el ligamento útero-ovárico (B).



Figura 1.3 Apariencia de la hoz externa del cervix. La figura muestra 2 ejemplares en las que se observan los pliegues cervicales.

b) Incidir algunos folículos presentes en el ovario, para observar su pared interna y conocer las características físicas del líquido folicular.

c) En caso de encontrarse un ovario con ovulación reciente se incidirá el cuerpo hemorrágico para observar su coloración y sentir su consistencia (Figura 1.4).

d) Diseccionar un cuerpo lúteo notando la localización del mismo, su inclusión dentro del ovario, y su orientación hacia la fosa de ovulación (Figura 1.4).

e) Cuerpo albicans: (cuerpo blanco) Este se forma por el proceso degenerativo del cuerpo luteo, por lo que se observa infiltración de tejido conectivo fibroso y ocasionalmente solo se observara una cicatriz en la superficie del ovario (Figura 1.4).

f) Diseccionar el oviducto e Identificar sus tres diferentes partes:

Fimbria: Es como una película delgada en forma de embudo que se encuentra en la parte final del borde libre, se observará la falta de unión fija entre fimbria y ovario.

Ampula: Se localiza donde se dilata el oviducto, junto al infundíbulo, adelgazándose al introducirse en el itsmo. Esta estructura compromete la mitad del ancho del oviducto y es el sitio donde ocurre la fertilización.

Itsmo: Es una estructura tubular en forma de cuello que va desde la ampula hasta el útero.

g) Incidir los cuernos uterinos y observar su superficie interna, notando la presencia o ausencia de pliegues endometriales; relacionar su apariencia con las estructuras ováricas presentes, que son indicativas de la etapa del ciclo estral en que se encontraba la yegua. Identificar el sitio de unión de los cuernos con el cuerpo y de los cuernos con los oviductos.

h) Identificar el himen y posteriormente incidir longitudinalmente la vagina e identificar los pliegues que se encuentran alineados longitudinalmente.

i) Identificar la hoz interna y la externa del cervix, sintiendo la consistencia de cada porción.

j) Identificar el orificio uretral, que se abre desde la vejiga hasta el piso de la vagina, posterior al himen.

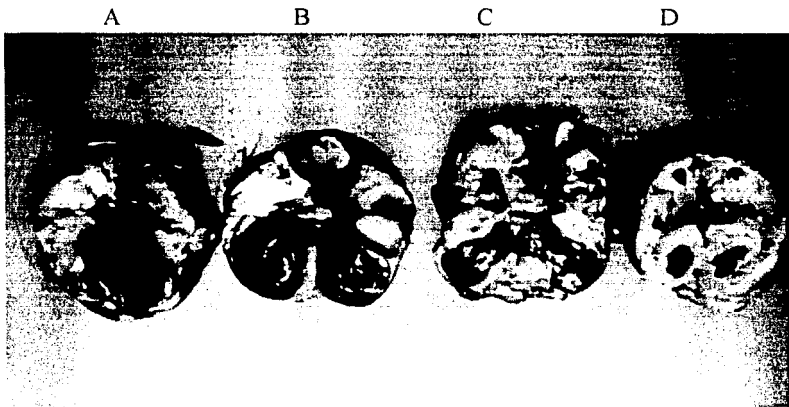


Figura 1.4 Cortes longitudinales de ovarios mostrando en orden cronológico el desarrollo del cuerpo lúteo.

- A Cuerpo hemorrágico
- B Transición de un cuerpo hemorrágico a cuerpo lúteo
- C Cuerpo lúteo
- D Cuerpo albicans.

k) Identificar la localización del vestíbulo, que se encuentra posterior a la vagina y se extiende hasta la vulva.

l) Identificar el clítoris, que es una pequeña prominencia que se encuentra en la superficie ventral del vestíbulo, por encima de la vulva.

1.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Adams, G.P. and Bosu, W.T.K.: Reproductive physiology of the nonpregnant mare. Vet. Clin. N. A.: Equine Practice 4:161-176 (1988)
- 2.- Allen, W.E.: Fertility and Obstetrics in the Horse. Black well Scientific Publication, Oxford, pp. 1-5, 1988.
- 3.- Ball, A.B.: Reproductive Physiology of the Nonpregnant Mare. Apuntes de la materia de Reproducción Equina Cornell University, N.Y., 1990.
- 4.- Ginter, O.J.: Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects. Equiservices, Cross Plains, WI, 1992.
- 5.- Hafez, E.S.E.: Reproduction in Farm Animals, 5a ed. Philadelphia, Lea and Febiger, 1987.
- 6.- Hillman, B.R., Liu, M., Neely, P.: Equine Reproduction. Ed. Hoffmann-Le Roche Inc. USA, 1983.
- 7.- Ministry of Agriculture and Food.: Horse management Anatomy and Physiology of Reproduction in the Mare. Ministry of Agriculture and Food Ontario, 1988.
- 8.- Paccamonti, D.: Functional reproductive anatomy of the mare. En: Memorias del Diplomado de Clínica de Equinos. Módulo 1: Reproducción. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Universidad Nacional Autónoma de México, pp. 1-14, 1992.
- 9.- Pickett, E.L.: Procedures for collection, evaluation and utilization of stallion semen for artificial insemination. Colorado State University, 1987.
- 10.- Sisson, S. Grossman, J.D.: Anatomía de los Animales Domésticos, 4th ed. Saunders Co., Philadelphia, 1986.
- 11.- Sorensen, Jr. A.M.: Repro. lab. a. Laboratory manual animal reproduction 4th. American Press, Boston, Massachusetts, 1988.
- 12.- Squires, E.L.: Adverse effects of anabolic steroids on reproductive function of mares. New Methods 5:30-32, 1982.

PRACTICA 2

EXAMEN REPRODUCTIVO DE LA YEGUA I (GENERAL Y GENITALES EXTERNOS)

2.1 INTRODUCCION

2.2 MARCO TEORICO

2.2.1 Contención

2.2.2 Examen físico general

2.2.2.1 **Inspección**

2.2.2.2 **Palpación**

2.2.2.3 **Percusión**

2.2.2.4 **Auscultación**

2.2.3 Examen de los órganos genitales de la yegua

2.2.3.1 **Examen genital externo**

2.2.3.2 **Examen genital interno**

2.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

2.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 2

EXAMEN REPRODUCTIVO DE LA YEGUA I (General y genitales externos).

2.1 INTRODUCCION

El examen reproductivo de la yegua consta de las siguientes partes: Examen físico general, examen de los órganos genitales externos y examen de los órganos genitales internos. En este capítulo se cubrirán las dos primeras secciones. El examen de los genitales internos involucra varias técnicas complejas (palpación rectal, vaginoscopia, ultrasonografía, endoscopia), por lo que se tratará por separado en el capítulo siguiente (Práctica 3).

El examen físico general completo es de suma importancia para detectar cualquier alteración patológica que pudiera existir en el organismo del animal, y para determinar cual es el potencial reproductivo de la yegua. Algunos trastornos que no tienen que ver directamente con el aparato genital pueden afectar la reproducción directamente; por ejemplo, una hembra con severos problemas locomotores o neurológicos no soportará el peso del garañón al momento de la monta (1). En forma similar, la presencia de anomalías ortopédicas, como daños en la pelvis, puede predisponer a las yeguas a sufrir distocia (2,7).

El examen de los órganos genitales externos resulta de gran importancia, ya que a simple vista se pueden detectar condiciones anormales, como una mala conformación vulvar, o la presencia de descargas genitales.

El objetivo de esta práctica es realizar el examen físico general y de los órganos genitales externos de la yegua.

2.2 MARCO TEORICO

2.2.1 Contención. Existen varios métodos para la contención de la yegua que va a ser examinada. La elección de cual de ellos utilizar dependerá de su temperamento, de si tiene potro al pie, así como del número de personas que van a participar en el examen:

Mangas de manejo: En muchas ocasiones es el mejor método, aunque existen yeguas que no entran fácilmente, o que pueden intentar saltar fuera de la manga, pudiéndose lastimar.

Arcial: Es muy útil para la sujeción de yeguas que son muy nerviosas, o que tratan de patear al intentar palparlas.

Tirapie: Resulta útil para aquellas yeguas que tienen el vicio de cocear a los garranes al momento de la monta.

Otros métodos que pueden utilizarse son los tranquilizantes químicos, orejeados y el pellizco chileno (2,4).

2.2.2 Examen físico general.

Antes de comenzar el examen propiamente dicho se debe contar con una historia clínica, la cual debe incluir la identificación del animal, 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, régimen alimenticio (1).

Para realizar el examen físico se cuenta con 4 métodos de diagnóstico: inspección, palpación, percusión y auscultación.

2.2.2.1 Inspección. Consiste en observar todo lo que se puede ver a simple vista, además de los olores que se pueden percibir en secreciones, excreciones y en la respiración. Primero se observará a la yegua en estática, para verificar su estado físico general, estado de carnes, apariencia de la piel, y detectar la presencia de cualquier lesión o anomalía anatómica. Al mismo tiempo 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 37.2-38.5 °C, se observará el color de las mucosas y se revisará la dentadura. Por último dentro de este examen se evaluará la actitud al momento de la marcha (2,4).

2.2.2.2 Palpación. Consiste en la búsqueda, por medio del tacto, de anomalías proyectadas a la superficie del cuerpo del animal, así como en la determinación de características normales que se pueden registrar a través del tacto, tales como el pulso. Se debe palpar la región del ijar donde se localiza el colon dorsal y ventral, derecho e izquierdo y ciego. También se debe tomar el pulso en

la arteria maxilar externa, en la cara interna del borde ventral de la mandíbula. En determinadas circunstancias el pulso puede tomarse en la arteria facial transversa, en un punto situado por detrás de la apófisis cigomática del hueso frontal, a media distancia entre el ojo y la oreja. Otra opción es tomarlo en la arteria mediana, debajo del músculo pectoral superficial posterior. El pulso normal de una yegua adulta es de 28 a 40 pulsaciones por minuto (2,4).

2.2.2.3 Percusión. Se realiza golpeando una parte del cuerpo para producir un sonido audible. Para realizar la percusión se requiere un plexor y un plexímetro; se deben percudir suavemente las superficies de las vías respiratorias y el abdomen, mientras que para examinar órganos profundos se realiza una percusión más enérgica (2,4).

2.2.2.4 Auscultación. Se requiere de un estetoscopio, el que se colocará sobre la traquea, 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 (2,4).

2.2.3 Examen de los órganos genitales de la yegua.

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.

El historial reproductivo incluirá la edad en que la yegua presentó su primer calor, edad a la que se le dió su primera monta, número de gestaciones, ocurrencia de gestaciones gemelares, fecha de todos sus partos, calores y servicios, ocurrencia de partos anormales, intervalo entre estros, longitud de estros, número de montas o inseminaciones artificiales requeridas para la concepción, longitud de las gestaciones y problemas con el potro.

El examen básico del tracto genital se divide en:

A) Examen genital externo: examinación visual del perineo, vulva pelvis y cola, así como de la glándula mamaria.

B) Examen genital interno: palpación rectal del cervix, útero y ovarios, palpación directa por vagina del cervix y la vagina, y revisión por medio del ultrasonido, vaginoscopía, y endoscopía (ver práctica 3).

2.2.3.1 Examen genital externo.

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 (1,7).

En la vulva primero se debe revisar la conformación de los labios vulvares, que normalmente deben ser verticales, con una inclinación craneo-caudal de no mas de 10° con respecto a la vertical con un 80% de largo con respecto al borde de la pelvis. La distancia desde la comisura dorsal de la vulva no debe ser mas de 4 cm sobre el borde superior de la pelvis (aproximadamente 2/3 partes de la hendidura vulvar deben quedar por debajo del piso de la pelvis) (fig. 2.1).

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 a este 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. Se debe registrar la presencia de descargas y lesiones en la zona perineal (3). (En la figura 2.2 se muestra una fotografía de una vulva ideal, y en la figura 2.3 se muestran tres ejemplos de vulvas con defectos anatómicos).

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 contaminantes a través de la vagina (1,3,5,7).

Un ano muy hundido también resulta ser una conformación anatómica no deseable, ya que ocasiona que al defecar las heces caigan sobre la vulva, aumentando el riesgo de contaminación de los órganos genitales internos.

En estudios que se realizaron en 9000 yeguas sobre la importancia de la longitud vulvar y el grado de inclinación, Pascoe (5) comprobó que la conformación vulvar tiene un efecto real sobre el porcentaje de gestación, y de acuerdo con esto clasificó a las yeguas en tres diferentes tipos:

TIPO I Yeguas que tienen una distancia menor a 2 o 3 cm desde la comisura dorsal vulvar al

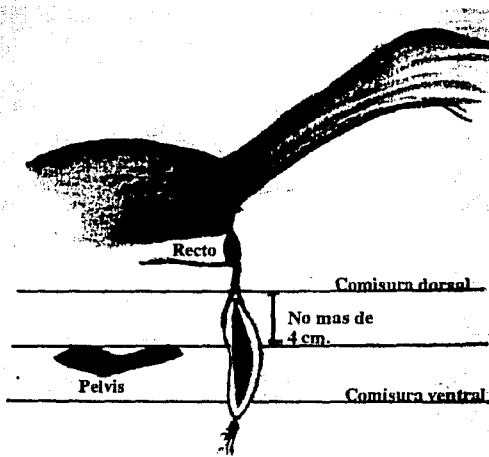


Figura 2.1 Esquema de la conformación ideal de la vulva, mostrando su relación anatómica con el piso de la pelvis.



Figura 2.2 Vulva con conformación cercana al ideal.



B

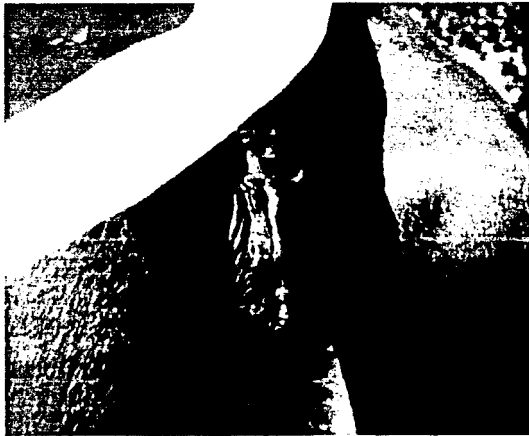


Figura 2.3 Conformaciones anormales de la vulva.

- A. No hay un buen adosamiento de los labios vulvares.
- B. Los labios no se encuentran alineados en el plano vertical.

borde superior de la pelvis. Estas yeguas raramente necesitan la operación de Caslick, que consiste en suturar los dos tercios superiores de los labios vulvares, dejando solamente una apertura para la salida de la orina (7).

TIPO II Yeguas con una longitud de 6 a 7 cm desde la comisura dorsal de los labios vulvares al borde superior del piso de la pelvis, incrementando el grado de inclinación vulvar con la edad y el número de partos.

TIPO III Las yeguas en las que la distancia varía de 5 a 9 cm desde la comisura dorsal al piso de la pelvis requieren la operación de Caslick en edad temprana, y conforme aumenta la edad de la yegua su conformación vulvar se vuelve mas horizontal al borde de la pelvis. Estas hembras presentan serios problemas reproductivos, y algunas veces la operación de Caslick es inefectiva (5,6,7).

2.2.3.2 Examen genital interno

Después de la evaluación de los órganos genitales externos y de la conformación de la pelvis se procede a la palpación rectal. Este examen permite diagnosticar y confirmar gestaciones, si hay presencia de folículos o cuerpos hemorrágicos, y en algunos casos es posible detectar patologías ováricas y uterinas.

La técnica de palpación rectal, desde la introducción de la mano hasta la evaluación de cada órgano y estructura ovárica se describirá en la práctica 3, junto con vaginoscopia, examen manual por vagina, endoscopia y ultrasonografía.

2.3 ACTIVIDADES

Para el desarrollo de ésta práctica se requerirá de una o mas yeguas, instalaciones y material de contención apropiados al temperamento de las yeguas a utilizar, estetoscopio y termómetro.

Se deberá recabar la historia clínica y reproductiva de cada animal. Posteriormente se realizará el examen físico general y de los genitales externos, llenando el siguiente registro:

Nombre de la yegua: _____ Edad: _____

Identificación : _____ Marcas: _____

Historia clínica previa:

Historia reproductiva previa :

Condición física general: BUENA REGULAR MALA

Pelaje: _____

Estado de carnes: _____

Mucosas: _____ Pulso: _____

Frecuencia cardíaca: _____ (Normal 28-40)

Frecuencia respiratoria: _____ (Normal 8-16)

Defectos de conformación: _____

Temperatura rectal: _____ (Normal 37.2-38.0°C)

Actitud en dinámica: _____

Palpación de la glándula mamaria: _____

Conformación vulvar: _____

Posición del ano: _____

Conformación pélvica: _____

2.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Ball, A.B.: Breeding soundness examination of the mare. Apuntes de la materia de Reproducción Equina. Cornell University, Cornell, 1990.
- 2.- Gibbons, J.W.: Diagnóstico Clínico de las Enfermedades del Ganado. Ed. Interamericana, México, 1967.
- 3.- Ginther, O.J.: Reproductive biology of the mare. Equiservices, Cross Plains, WI, 1992.
- 4.- Jainudeen, M.R. and Hafez, E.S.E.: Reproductive Failure in females. In Reproduction in Farm Animals, 5th ed. E.S.E. Hafez. Lea and Febiger, Philadelphia, 1983.
- 5.- Kelly, R.W.: Diagnóstico Clínico Veterinario. Ed. Continental, México D.F., 1981.
- 6.- Pascoe, R.R.: Observations of the length and angle of declination of the vulva and its relation to fertility in the mare. J. Reprod. Fertil. Suppl., 27:299-305, (1979).
- 7.- Villareal, D.S.: Manual del manejo reproductivo de la yegua. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Universidad Nacional Autónoma de México, 1984.
- 8.- Voss, L.J. and McKinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger USA, 1993.

PRACTICA 3

EXAMEN REPRODUCTIVO DE LA YEGUA II (GENITALES INTERNOS)

3.1 INTRODUCCION

3.2 MARCO TEORICO

3.2.1 Palpación rectal

3.2.2 Vaginoscopía

3.2.3 Examen manual por vagina

3.2.4 Ultrasonografía

3.2.4.1 Equipo

3.2.4.2 Procedimiento

3.2.5 Endoscopia

3.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

3.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 3

EXAMEN REPRODUCTIVO DE LA YEGUA II (GENITALES INTERNOS).

3.1 INTRODUCCION

El Médico Veterinario encargado de la reproducción 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 ovulaciones tempranas, entre otras, de tal forma que pueda tomar las medidas correctivas que permitan dejar gestante a la yegua. De no ser así, la hembra permanecería vacía y se incrementarían los gastos por manutención del animal.

La palpación rectal, la vaginoscopia, la endoscopia y el ultrasonido 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.

El objetivo de esta práctica es aprender a identificar las estructuras anatómicas en el momento de la palpación rectal y vaginoscopia, así como por medio de ultrasonido y endoscopia.

3.2 MARCO TEORICO

3.2.1 Palpación rectal. Antes de realizar el examen rectal es conveniente que el veterinario haya medido cada articulación de sus manos; desde la muñeca hasta el final de los dedos, para utilizar estas medidas como referencia de longitud y diámetro cuando se haga la evaluación del aparato reproductivo (3,6). Se recomienda cubrir la cola de la yegua con un guante o envolverla en una venda para evitar que sus cabellos causen laceraciones recto-anales al momento de la examinación.

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 (figuras 3.1 y 3.2). Se debe utilizar una técnica de contención apropiada al temperamento de la yegua. El veterinario debe acercarse al animal sin alboroto, habiendo previamente lubricado toda la extensión del guante con cantidades considerables de lubricante. Se levanta la cola de la yegua y se introduce la mano colocando los dedos en forma cónica, lo que permite la dilatación gradual del ano.

Es importante que la persona que realice la palpación rectal se haya recortado previamente las uñas para evitar lastimar el recto. Se debe imprimir a la mano un movimiento de rotación para facilitar el paso a través del esfínter anal (figura 3.3). Generalmente la yegua responderá a este estímulo con defecación, lo que facilita el examen al permitir trabajar en un recto vacío, si no defeca, es necesario retirar todo el excremento posible (figura 3.4), ya que además de estorbar, por su forma pudiera confundirse con estructuras ováricas. El brazo nunca debe forzarse hacia adelante en el momento de una contracción peristáltica, pues ese forcejeo causaría fácilmente lesiones rectales, por lo que durante una contracción de este tipo el brazo debe permanecer inmóvil. A las yeguas que tienen fuertes contracciones involuntarias del colon terminal, se les puede administrar de 15 a 30 mg de bromuro de propantelin por vía endovenosa, lo cual causará relajación del colon terminal, que comenzará 2 a 5 minutos después de su aplicación. La relajación durará aproximadamente 2 horas (6,9).

Los órganos genitales internos que se pueden palpar son el cervix, útero y ovarios; en estos órganos se examinará su tamaño, simetría, contenido y consistencia, así como tubularidad y tono del útero y cervix.

Lo primero que se palpará al tener la mano dentro del recto será el cervix, que se localizará haciendo presión y deslizando la mano sobre el piso de la pelvis, ya que el cervix del equino no puede agarrarse ni retraerse como sucede en la vaca. Se evaluará su firmeza, tubularidad, tono, diámetro y longitud. El cervix 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 (3,6,9).

a) Diestro. - se encontrará apretado (cerrado), tubular y firme, ubicándose hacia el techo de la vagina debido a la influencia de la progesterona; una apariencia similar se encontrará durante la gestación.

b) Estro.- se encontrará relajado (abierto), de consistencia suave y con edema, caído totalmente en el piso de la vagina, todo esto debido a la influencia de los estrógenos.

c) Si los ovarios se encuentran inactivos, como en el anestro estacional, el cervix también se encontrará relajado o flácido, pero no estará presente el edema (2,3).



Fig 3.1 Vendado de la cola



Figura 3.2 Recubrimiento de la cola
con guante de palpación.



Fig 3.1 Vendado de la cola



Figura 3.2 Recubrimiento de la cola con guante de palpación.



Figura 3.3 Introducción de la mano a través del esfínter anal.



Figura 3.4 Evacuación del excremento presente en el recto.

Cranealmente al cervix se encuentra el útero, que tiene forma de T en yeguas no gestantes, y se puede localizar al introducir el brazo aproximadamente 45 - 50 cm dentro del recto. La mano se debe pasar sobre el cuerpo uterino, y al llegar a la bifurcación, que es el punto de referencia, se puede deslizar sobre los cuernos de un lado al otro, evaluando su tamaño, consistencia, contenido y tubularidad. Cuando el útero tiene gran volumen, como sucede en gestaciones avanzadas o en casos de piómetra, solo podrá evaluarse la superficie dorsal del útero (2).

Las características del útero también se modifican de acuerdo a la etapa del ciclo estral en que se encuentre la yegua. En el diestro el útero de la yegua tiene varios grados de tono y tubularidad, mientras que durante el estro se pierde la tubularidad, y puede incrementarse el diámetro, ambos cambios asociados con la formación de edema en el endometrio. Los pliegues endometriales también se edematizan durante el estro, y se sienten como ondas al estar manipulándolos entre los dedos. Durante el anestro profundo el útero es flácido, le falta tono, y no esta presente el edema (3).

Los ovarios se localizan en el cuadrante dorso-lateral de la pelvis, cranealmente a la columna del ileon. Están suspendidos por el ligamento ancho en la parte dorso-lumbar, por lo que éste ligamento puede ser de ayuda para la localización de los ovarios; moviendo las manos lateralmente por la pared abdominal los ovarios podrán palparse con la palma de la mano. En la yegua los folículos 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 (figura 3.5) (3,4).

3.2.2 Vaginoscopia

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 irritante. El lavado se realiza con la mano cerrada, o con el dorso de ésta, de manera que las uñas no provoquen una laceración en la mucosa (3,6). Después de secar el área (figura 3.6), se separan los labios vulvares y se introduce el espéculo



Figura 3.5 Ovario con cuerpo lúteo. Obsérvese que el cuerpo lúteo se encuentra embebido dentro del estroma ovárico, por lo que la superficie del ovario no se deforma.



Figura 3.6 Limpieza y secado de la zona perineal.

estéril. (existen espejuelos de diferentes materiales, como vidrio, plástico o metal, figura 3.7). La introducción del espejuelo debe hacerse inicialmente en forma diagonal, dirigiendolo hacia arriba y hacia adelante hasta pasar por encima del isqueón de la pelvis. En algunas ocasiones se encuentra resistencia al momento de topar con el pliegue transversal del anillo vestibulo-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 espejuelo pase dentro de la vagina (figura 3.8).

Una vez que se ha introducido el espejuelo (figura 3.9), con ayuda de una fuente de luz se examina el color y posición del cervix, el grado de relajación, así como la cantidad y calidad de las secreciones (figura 3.10). 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 (3.6).

Durante el estro el cervix se ve suave, relajado y caído totalmente sobre el piso de la vagina, y su color cambia de pálido a rosado. Debido al incremento de los estrógenos el cervix se encuentra edematoso, las secreciones son más abundantes y el fluido es más consistente.

Durante el diestro el cervix comienza a cerrarse, y unas horas antes de la ovulación se encuentra a la mitad del lumen de la vagina, y conforme transcurre el diestro se encuentra hacia el techo de la vagina, su color es rosa pálido y no presenta edema (figura 3.11).

Durante la vaginoscopia 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 o la presencia de cicatrices. La región dorsal de la vagina se revisa en busca de evidencia de lesiones o fistulaciones hacia el recto (3.6).

Al terminar la inspección se retira lentamente el espejuelo, evaluando en ese momento el área vestibular.

3.2.3 Examen manual por vagina Este examen se realiza como prueba complementaria a la vaginoscopia, y solo se puede realizar cuando la yegua se encuentra en estro, posparto, y anestro. Todo el material que se introduzca a la vagina deberá ser esterilizado. Antes de comenzar el examen por vagina se llevará a cabo el vendaje de la cola, y se realizará una limpieza cuidadosa de



Figura 3.7 Vaginoscopio de plástico.



Figura 3.8 Introducción del vaginoscopio.
Nótese el ángulo de inclinación.



Figura 3.9 Posición final del vaginoscopio.



Figura 3.10 Observación del cervix con la fuente de luz.



PROESTRO



ESTRO



DIESTRO



GESTACION

Figura 3.11 Imagen del cervix observada a través del vaginoscopio.

la zona perineal y de la comisura de los labios vulvares, utilizando jabón no irritante. Por último se secará perfectamente el área. Esta operación se repetirá por lo menos tres veces. La persona que vaya a realizar esta prueba debe colocarse guantes de palpación, y encima guantes de cirujano estériles. Se deben usar lubricantes estériles que no contengan bactericidas ni bacteriostáticos (3,6,9). Al explorar la vagina se registra las características del pliegue vestibulo-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 palparse el área del himen, revisando que no haya remanentes, ya que de lo contrario se podrá formar una banda de tejido fibroso que aumentará el riesgo a 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 mas evidentes cuando la yegua se encuentra en estro) (3,6,9).

3.2.4 Ultrasonografía

Esta técnica se basa en la emisión de ondas sonoras de alta frecuencia, producidas por la estimulación de cristales piezoeléctricos localizados dentro de un transductor, las cuales se propagan a través de los tejidos, reflejándose los sonidos en forma de eco hacia el transductor, que también actúa como receptor. La cantidad de sonido reflejado, así como el retraso sufrido durante su transmisión, dependen del tipo de tejido atravesado, por lo que un ordenador puede analizar esta información y transformarla en imágenes (4).

La brillantez se representa por diferentes tonos de gris, extendiéndose desde el blanco (muy brillante, altamente ecogénico), hasta el negro (anecóico) (1,2,4).

La magnitud de las ondas sonoras reflejadas es directamente proporcional a la diferencia en densidad en la unión de 2 tejidos. En general, a mayor densidad de tejidos, mayor será la impedancia para la propagación de las ondas sonográficas, y mayor será la fuerza de eco producido. Así, el hueso produce una imagen blanca brillante, mientras que el músculo produce una imagen gris. Los líquidos son excelentes conductores de sonido, por lo que casi no reflejan eco, lo que resulta en una imagen gris oscura o negra homogénea (1,4). Finalmente, el aire no transmite eficientemente las ondas sonoras, por lo que la imagen se pierde si entre el transductor y los tejidos quedan espacios vacíos (1,4).

3.2.4.1 Equipo. Para el examen reproductivo de la yegua se utiliza ultrasonido de tiempo real, es decir que produce una imagen visual continua de las estructuras y su movimiento. El arreglo físico de los cristales pizeoelectricos dentro del transductor determina el patrón de propagación de ondas sonoras, existiendo transductores de arreglo lineal o sectorial (Figura 3.12) (4,5).

El transductor de arreglo lineal emite ondas que se propagan paralelamente a partir de una serie de puntos emisores localizados sobre una línea, el transductor se orienta en plano longitudinal con respecto al cuerpo de la yegua. Así, las imágenes del cervix y cuerpo uterino corresponden a cortes longitudinales, mientras que los cuernos se observan en sección transversal, este transductor se prefiere para el examen reproductivo de la yegua (Figura 3.13) (4,5).

Los transductores sectoriales producen un rayo en forma triangular porque las ondas sonoras son radiadas a partir de un solo punto o fuente de emisión.

La frecuencia del ultrasonido emitido por los trasductores varía desde 2.5 a 10 MHZ. Entre mayor sea la frecuencia se logra una mayor definición de las estructuras, pero se pierde poder de penetración, mientras que las frecuencias menores permiten un mayor campo de visión aunque con menor resolución. El transductor mas utilizado en reproducción equina es el de 5 MHZ, el cual tiene suficiente resolución y poder de penetración para realizar detección de gestaciones tempranas y examen de ovarios. Con este tipo de transductor es posible detectar gestaciones de 10 días y folículos tan pequeños como los de 3 mm de diámetro, así como la presencia de cuerpos lúteos en regresión (4,5,7).

3.2.4.2 Procedimiento. Las precauciones que se deben tomar para el examen ultrasonografico transrectal son similares a las de la palpación rectal. Se debe evacuar el material fecal manualmente para evitar la interferencia con las ondas ultrasónicas y que se produzcan artefactos visuales. La persona que realice el examen debe ponerse un guante de palpación rectal, tomar en la palma de la mano el transductor, entre el índice y pulgar, y guiarlo hacia dentro del recto, el cual debe estar lubricado perfectamente con gel para evitar cualquier lesión en la pared rectal. Para obtener mejores resultados el transductor puede colocarse dentro de un guante o un condón, rellenándolo el espacio entre el transductor y el guante con lubricante, El transductor se introduce al recto de

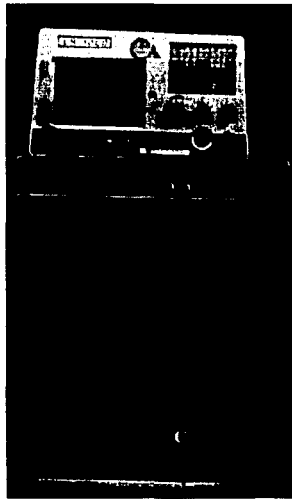


Figura 3.12 Equipo de ultrasonografía.

- A aparato de ultrasonido
- B impresora de video
- C Videograbadora
- D Transductor

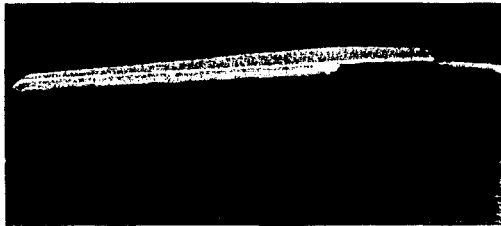


Figura 3.13 Transductor de arreglo lineal de 5 Mhz.

manera que se mantenga siempre en contacto íntimo con la mucosa, y se va avanzando sobre la pared ventral del recto, a través de la cual se localiza la superficie del cuerpo uterino. Moviéndose de lado a lado a lo ancho del cuerpo, se avanza hasta llegar a la unión útero-cornual (Figura 3.14). A partir de ese punto se pueden evaluar los cuernos uterinos moviendo el transductor transversalmente a lo largo de cada cuerno (4,5,7). Posteriormente se mueve el transductor hacia la cara lateral del recto en busca del ovario, examinándolo de arriba a abajo y regresando por el mismo cuerno, realizando la misma operación del lado contrario. Es necesario que siempre se lleve a cabo de la misma manera el examen ultrasonográfico (Figura 3.15)

Cuando el transductor se coloca en la cara medial del ovario, en la imagen aparecerá la porción medial hacia el extremo superior de la pantalla, el polo caudal del ovario puede aparecer en el extremo derecho o izquierdo. Similarmente, cuando se coloca el transductor en la cara dorsal del ovario, está aparecerá en el extremo superior de la pantalla (4,5,7).

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 5 mm. En cambio en los ovarios de una yegua con actividad ovárica cíclica se pueden localizar las siguientes estructuras:

A) FOLICULOS: los folículos se encuentran con líquido en su interior, por lo cual son anecoicos y aparecen como círculos negros o gris oscuro en una 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, pero de gran utilidad. Con un transductor de 5 MHz se pueden observar folículos tan pequeños como de 2 o 3 mm, mientras que con un transductor de 3.5 Mhz solo se observan folículos de más de 6 mm (Figura 3.16).

Es importante llevar un seguimiento ultrasonográfico para predecir el momento de 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. En el 70% de las yeguas el folículo se vuelve de consistencia suave 24 horas antes de la ovulación, con ultrasonografía se observa un



Figura 3.14 Imágenes ultrasonográficas en las que se observa la bifurcación uterina, la cual se define por las líneas ecogénicas.

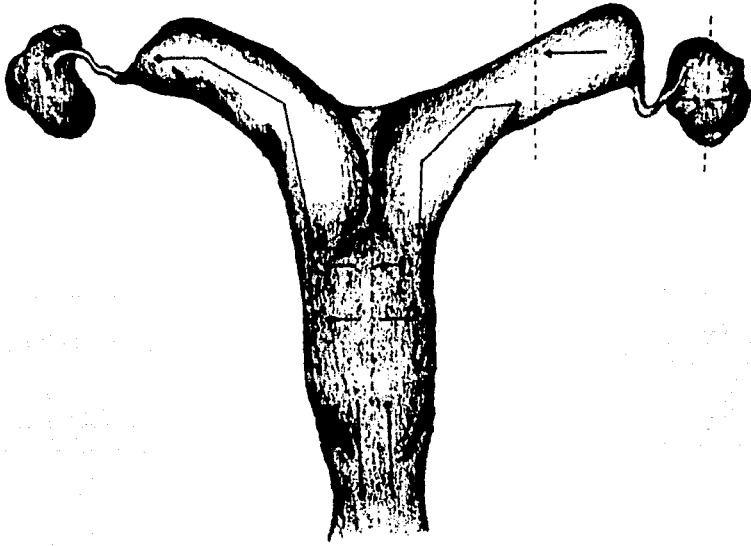


Figura 3.15 Movimiento del transductor sobre el aparato reproductor de la yegua.

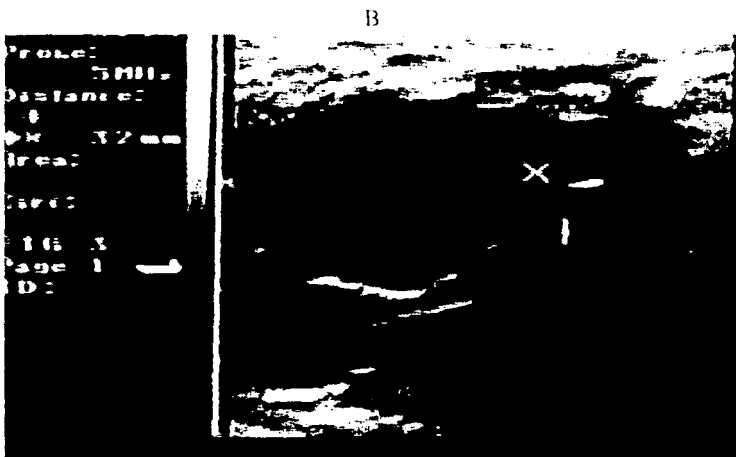


Figura 3.16 Imágenes ultrasonográficas de folículos ováricos en distintas etapas de desarrollo.

A) folículo de 34 X 28 mm que se observa como un círculo negro (anecóico).

B) Folículo de 32 mm que comienza a orientarse hacia la fosa de ovulación.

cambio en la forma del folículo de esférica a piriforme debido a que el folículo preovulatorio comienza a orientarse hacia la tosa de ovulación (Figura 3.17). También hay engrosamiento de la pared folicular y algunas veces incremento en la cantidad de fluido folicular. Al ocurrir la ovulación se observa al folículo con las paredes colapsadas, y el sitio de la ovulación contiene fluido denso (hiperecogénico) (4,5,7).

B) CUERPO LÚTEO. Se detecta durante el diestro y 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 ser hiperecogénico (blanco brillante) (4,5,7).

C) 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 anecoicas. Mientras los pliegues endometriales se observan con menor grado de ecogenicidad debido a las porciones edematosas (Figura 3.18) (1,4,5,7).

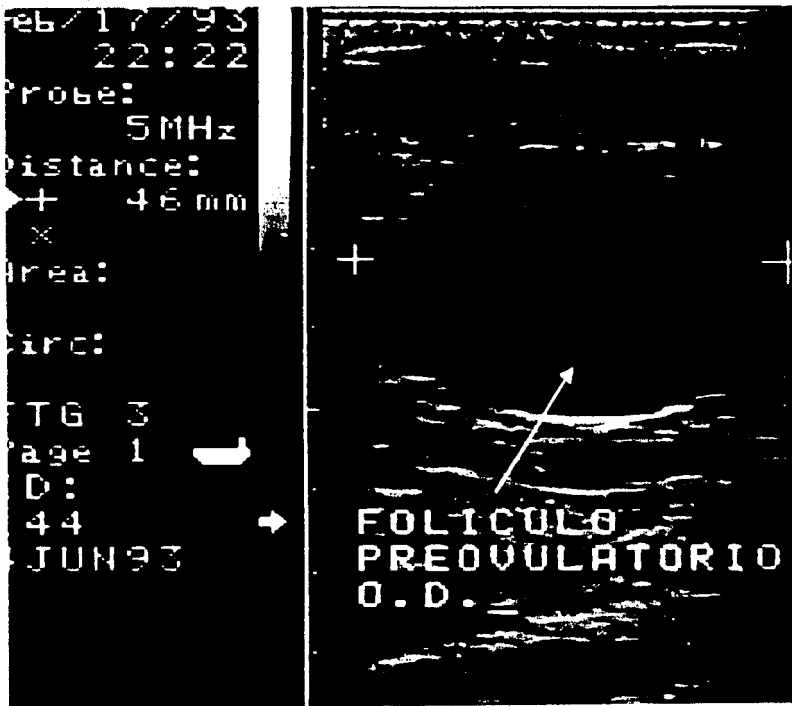
En Diestro no se encuentran los pliegues, pero el lumen uterino se observa como una línea hiperecogénica en un corte longitudinal.

D) CERVIX:

En Estro es indistinto y es difícil diferenciarlo del cuerpo uterino.

En Diestro es ecogénico debido a la densidad del tejido existente en esa etapa (4,7,9).

3.2.5 Endoscopia El examen endoscópico del lumen uterino se llama histeroscopia (8). 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 (8). La endoscopia no se realiza rutinariamente a todas las hembras de un criadero, solo a aquellas yeguas que sean



3.17 Folículo preovulatorio de 46 mm de longitud (medida de + a +) que tiene una forma piriforme debido a que se orienta hacia la fosa de ovulación.



Figura 3.18 Imagen ultrasonográfica de un corte longitudinal del cuerno uterino en estro. Obsérvense áreas altamente ecogénicas y otras anecóicas.

subfértiles o que tengan una baja fertilidad y ya se les hayan realizado todas las pruebas de rutina y de laboratorio, como la palpación rectal, vaginoscopia, examen digital, ultrasonografía, cultivos bacteriológicos, citologías y biopsias.

Uno de los principales usos de la endoscopia es el diagnóstico de quistes endometriales (Figura 3.19), los que se producen debido a la dilatación de los ganglios linfáticos. Otra alteración que se puede detectar mediante endoscopia es la existencia de adherencias transluminales, las cuales pueden ser causa de infertilidad.

El equipo que se introduzca en el aparato genital de la hembra debe ser esterilizado, especialmente si se toma en cuenta que por lo general el endoscopio que se utiliza en reproducción es el mismo que se usa para evaluar el aparato respiratorio alto, donde se encuentran frecuentemente bacterias como *Streptococcus*, que causan infertilidad (8).

El equipo básico que se requiere es un fibroscopio flexible (gastroscopio o colonoscopio), que mida por lo menos 1 metro de largo y de 12 a 14 mm de diámetro, con una fuente de luz de baja temperatura y un campo de observación anterior. La preparación de la yegua debe ser igual que para vaginoscopia (8,9).

Debido a lo estrecho que son los músculos del miometrio, y a la intranquilidad que pueda manifestar la hembra, se necesita tranquilizar a la yegua con xilazina (0.66 mg/Kg) o con meleato de acepromazina (0.044 mg/Kg).

Para esta examinación se necesitarán de por lo menos 2 personas. El veterinario realizará el examen visualizando el lumen, y el asistente se encargará de manejar el endoscopio. Para facilitar la introducción del aparato, el asistente se colocará lubricante estéril en la parte externa de la mano previamente enguantada; no se debe colocar el lubricante sobre la palma de la mano, ya que obstruiría el lente (9). El endoscopio se introduce a través de los labios vulvares, observándose el color de la mucosa vaginal y vestibular, así como la presencia de descargas y/o alguna estructura anormal. Con la endoscopia se puede confirmar la presencia de orina, inflamación o pólipos. La mucosa vaginal se verá diferente dependiendo de la etapa del ciclo estral en la que se encuentre la yegua. En estro se observará húmeda y edematosa. En diestro se observará no tan húmeda y de color rosa pálido (8).



Figura 3.19 La flecha indica un quiste endometrial, los cuales pueden ser diagnosticados por endoscopia.

Durante el diestro el cervix se visualizará cerrado y permaneciendo en el centro de la vagina, mientras que en estro se encuentra relajado y descansando sobre el piso de la vagina. Para pasar el cervix se puede realizar con la ayuda del dedo índice o con el propio endoscopio. Conforme el aparato pasa por la hoz interna del cervix la primera estructura que se visualiza son los pliegues endometriales. Para evaluar todo el lumen uterino se debe dilatar este espacio, ya sea con gas o fluido (hay autores que recomiendan que la dilatación debe hacerse antes de introducir el endoscopio por el aparato reproductivo). Se puede utilizar solución salina fisiológica estéril o bioxido de carbono. Es importante recorrer el cuerpo uterino así como los dos cuernos, tomando como punto de referencia la bifurcación de los cuernos, en la que se observará el frénulo.

Los pliegues endometriales normalmente son de color rosa pálido, brillantes y de apariencia longitudinal. El número de pliegues en la yegua es de 12 a 15 (8,9). Durante la temporada reproductiva los pliegues endometriales cambiarán su apariencia de acuerdo a la etapa del ciclo estral en que se encuentre la yegua.

Durante el estro los pliegues se observarán edematosos, mientras que en diestro serán menos prominentes y pálidos. Al momento en que el lumen uterino se encuentre expandido será fácil observar lesiones, tales como adherencias, quistes, inflamación o cualquier cambio degenerativo endometrial (8,9).

3.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

Para esta práctica se utilizarán aparatos reproductivos de yeguas obtenidos en el rastro, dichos aparatos se colocarán en un banco de palpación (Figura 3.20) para simular su posición natural dentro de la yegua.

Se procederá a palparlos sin verlos, para familiarizarse con las estructuras. Se deberán anotar los hallazgos encontrados en cada útero y ovarios para después compararlo con la observación visual.

Posteriormente se procederá a realizar ultrasonidos en aparatos genitales inmersos en agua, notando la apariencia al ultrasonido de cada una de las estructuras observadas. A continuación se procederá a realizar la palpación rectal y ultrasonido de varias yeguas que se encuentren en estados



Palpación del cervix y cuerpo uterino.



Palpación de los cuernos uterinos guiándose a través de la bifurcación uterina.

Figura 3.20 Palpación de aparatos reproductores de yegua en bancos de palpación.

reproductivos diferentes, pero conocidos por el operador, para así familiarizarse con la apariencia, al tacto y al ultrasonido de las estructuras importantes en las diferentes fases del ciclo estral. También se realizará vaginoscopia de yeguas en etapas conocidas del ciclo estral.

3.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Aguilar, M.F.: Interpretación de las imágenes ultrasonográficas del aparato reproductor de la yegua, excepto vagina. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., 1990.
- 2.- Ball, A.B.: Reproductive Ultrasonography. Apuntes de la clase de Reproducción Equina. Cornell University N.Y., 1990.
- 3.- Ginther, O.J.: Reproductive Biology of the Mare. Equiservices, Cross Plains, WI, 1992.
- 4.- Ginther, O.J.: Ultrasonic Imaging and Reproductive Events in the Mare. Equiservices, Cross Plains, WI, 1986.
- 5.- Ginther, O.J., and Pierson, R.A.: Ultrasonic evaluation of the reproductive tract of the mare, principles, equipment and techniques. J. Equine, Vet. Sci., 3:195-201, 1983.
- 6.- Hillman, B.R., Liu, M., Neely, P.: Equine Reproduction. Ed Hoffmann-Le Roche Inc., USA, 1983.
- 7.- McKinnon, A.O., Squires, E.L. and Voss, J.L.: Ultrasound evaluation of the mares' reproductive tract-Part II Compend. Contin. Educ. Practicing Vet., 9:472-482, 1987.
- 8.- Traub-Dargatz, J., Brown, M.C.: Equine Endoscopy. The C.V. Mozhy Company, St. Louis, 1990.
- 9.- Voss, L.J., and McKinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger, USA, 1993.

PRACTICA 4

CONDUCTA SEXUAL Y TECNICA DE DETECCION DE ESTRO

4.1 INTRODUCCION

4.2 MARCO TEORICO

4.2.1 Técnica de detección de estro

4.2.2 Conducta sexual

4.2.2.1 Atracción

4.2.2.2 Proceptividad

4.2.2.3 Receptividad

4.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

4.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 4

CONDUCTA SEXUAL Y TECNICA DE DETECCION DE ESTRO

4.1 INTRODUCCION

La yegua es considerada como un animal poliéstrico estacional, con actividad reproductiva cuando los días son más largos que las noches; esto significa que bajo condiciones naturales puede reproducirse en la primavera, verano y principios de otoño en el hemisferio norte. Durante éste periodo la yegua no gestante tendrá repetidos ciclos estrales, con una duración promedio de 21 días (2,5).

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. Durante el estro la yegua tiene un folículo maduro que ovula 24 a 48 hrs antes de que termine la receptividad sexual (1). Después del estro la yegua entra en un periodo, denominado diestro o fase lútea, que dura 15-16 días y se caracteriza por la presencia de un cuerpo lúteo funcional (productor de progesterona) (3,4). Durante el diestro la yegua rechaza al garañón. Debido a la relación entre receptividad sexual y ovulación es de suma importancia detectar oportunamente el estro para poder programar adecuadamente el servicio (1,2,4).

El objetivo de esta práctica es conocer los signos de estro de la yegua y las diferentes técnicas para detectarlos.

4.2 MARCO TEORICO

4.2.1 Técnica de detección de estro.

Para una adecuada detección de estro se debe observar el comportamiento de las yeguas diariamente en presencia del recelador, y elaborar registros reproductivos individuales (5).

Es muy importante registrar siempre la ocurrencia del estro, y utilizar dichos registros para conocer las características conductuales de cada yegua, ya que en algunas el estro puede comenzar o terminar abruptamente, mientras que en otras estos cambios son paulatinos. También existen yeguas que tienen ciclos estrales más largos o más cortos de lo normal, e inclusive algunas yeguas tienden a ovular sin manifestar estro (3).

Existen técnicas individuales y grupales para la detección de estros, siendo las segundas solo complementarias. Para la detección individual de estros se debe contar con un macho recelador (teaser), personal que observe la conducta de la yegua, e instalaciones adecuadas para esta actividad (5).

Lo mejor es tener destinado un macho entero para la realización de esta actividad, el cual debe ser de preferencia de talla mas pequeña que las yeguas, con el objeto de dificultar la penetración accidental. No se recomienda el empleo de animales valiosos para el recelado. También se han utilizado machos vasectomizados o provistos de mandil como receladores.

Al iniciar la detección se deben tomar en cuenta las características de la yegua que pueden afectar su comportamiento, como la presencia de un potro, o el que nunca haya sido montada.

Una variante que resulta segura para la yegua y el garañón es que exista una barrera física entre ambos que puede ser una pared acojinada de 1.20 metros de altura (Figura 4.1). Si no se cuentan con las instalaciones antes mencionadas se puede recelar a la yegua dejando al caballo en su caballeriza y llevando a la yegua a ese lugar, el problema es que resulta peligroso tanto para el garañón como para la yegua ya que la puerta de la caballeriza puede ocasionar que si cualquiera de los dos la patean se lastimen.

Si la yegua tiene potro al pie se recelará en una manga de manejo donde haya un cajón anexo para el potro, evitando que la yegua se ponga nerviosa o agresiva con el garañón o con las personas que esten llevando a cabo el recelado (Figura 4.2) (1,5). En terminos generales la detección se debe de ajustar a las condiciones del lugar donde se encuentren los equinos, siempre buscando la seguridad del personal y de los animales.

En la técnica individual el objetivo es confrontar a la yegua individualmente con el recelador, con el propósito de que exista un estímulo visual como parte del cortejo. El macho ante estos estímulos responderá con erección del pene, buscando el tren posterior de la yegua. Esta reacción del macho debe realizarse en un tiempo no mayor de 5 minutos, ya que mayor tiempo reflejaría problemas en la libido del macho recelador, lo cual no es deseable. De vez en cuando se recomienda la colección de semen de los receladores con vagina artificial, para que puedan



Figura 4.1 Recelado de la yegua. Obsérvese la barrera física entre macho y hembra para evitar que los animales se lesionen.

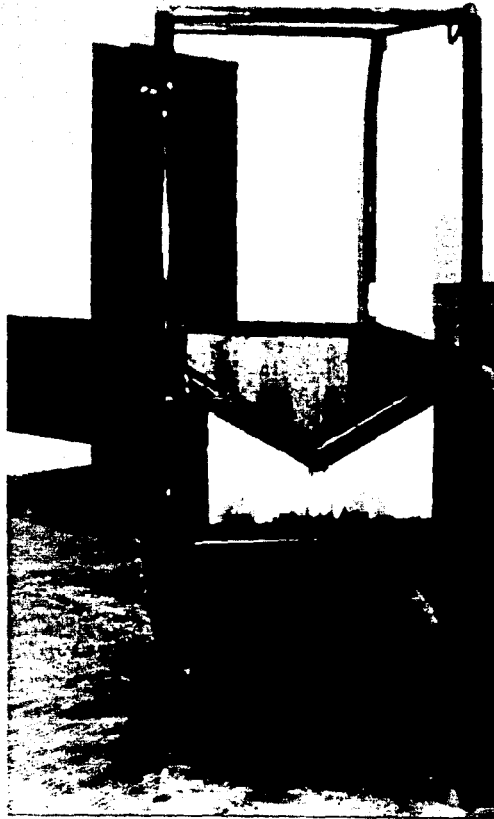


Figura 4.2 Manga de manejo con salida lateral que permite trabajar con yeguas que tengan potro.

relacionar la satisfacción sexual con la técnica de recelado, y mantengan una libido adecuada. La respuesta de la yegua puede ser engañosa, por lo cual se requieren que de 2 a 3 personas observen su conducta (1,4,5).

Una de las desventajas de la detección individual es que resulta ser cansada y peligrosa para el personal si no existen las instalaciones adecuadas.

Las técnicas de detección grupales deben ser solo complemento de las individuales. Se lleva a cabo en una área donde el recelador se encuentre confinado dentro del mismo corral con un grupo de yeguas que tengan acceso visual y olfatorio al macho.

Un buen recelador debe ser capaz de recelar de 18 a 25 yeguas diariamente con la misma eficacia desde la primera yegua hasta la última, reflejando con esto que posee un excelente libido (1,2).

4.2.2 Conducta sexual.

Se han considerado tres tipos de conductas para definir el comportamiento estral en las yeguas:

4.2.2.1 **Atracción.** Existen conductas y características de la hembra que provocan respuestas de deseo al garañón. Las yeguas pueden atraer al garañón con señales visuales y olfatorias. La micción puede servir como atractivo visual para el garañón, el cual responde con gran excitación olfateando y lamiendo, con el objeto de detectar la presencia de ferohormonas indicativas de estro. El macho realiza el signo de flehmen para facilitar el paso de las ferohormonas hasta el órgano vomeronasal (3).

4.2.2.2 **Proceptividad.** Es la solicitud activa de la yegua al contacto y apareamiento con el macho. Esta conducta le sirve a la yegua para acercarse al garañón y ponerse en posición de cópula, es cuando la hembra muestra un gran interés y aceptación hacia el macho (3).

4.2.2.3 **Receptividad.** Se caracteriza por una aceptación total al garañón y por un ritual precopulatorio, seguido de la monta y la cópula.

Al realizar el recelado se deben observar cuidadosamente las respuestas que tenga la yegua para con el garañón. Una yegua en estro muestra el signo de espejeo, que es el movimiento rítmico de los labios vulvares con la consecuente eversión del clitoris (Figura 4.3).



Figura 4.3 Espejeo vulvar. Nótese la eversión del clitoris debido al movimiento rítmico de los músculos que involucran a los labios vulvares.

La yegua en estro generalmente separa los miembros del tren posterior, levanta la cola, se muestra tranquila e interesada hacia el semental. Uno de los signos más pronunciados es la relajación del músculo de la cadera y flexión del corvejón asociado al descenso del área perineal, preparándose para el acto de la cópula. La yegua emite pequeños chorros de orina, relajación de la porción ventral de la vulva (2,3).

Cuando la yegua no se encuentra en estro se muestra con una actitud de resistencia activa hacia el garañón. Cuando el macho se acerca a la yegua, esta echa las orejas hacia atrás, mueve su cola o la mantiene apretada hacia el perineo, adopta una postura agresiva, intenta cocear, muerde y chilla (Figura 4.4).

4.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

Para esta práctica se deberá de contar con yeguas en estro, para lo cual se pueden sincronizar utilizando algunos de los métodos que se describen en la práctica 5. Además se deberá contar con un macho recelador, cadena para el manejo del garañón, tirapie para la hembra e instalaciones adecuadas. Se deberá acercar el recelador a cada hembra durante un mínimo de 10 minutos o hasta que sea evidente que la hembra está en celo. Se registrarán todas las conductas de la yegua y el garañón.

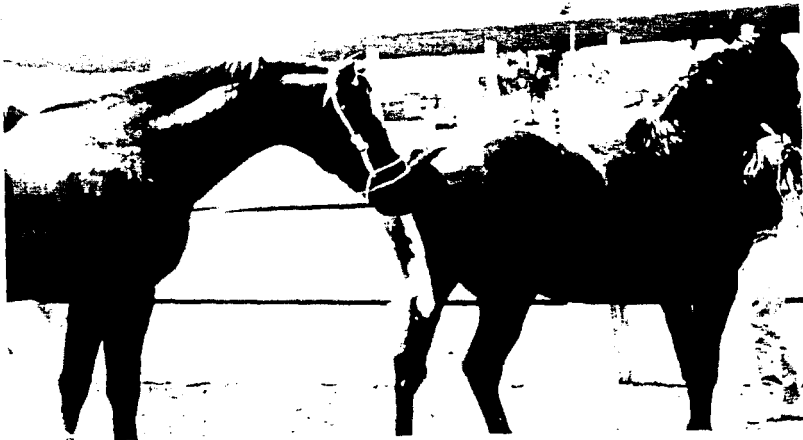


Figura 4.4 Actitud no receptiva de yegua que no está en estro, con las orejas hacia atrás y la cola apretada hacia el perineo.

4.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Allen, W.E.: Fertility and Obstetrics in the horse. Black well scientific publication, Oxford, 1988.
- 2.- Galina, C., Becerril, J., Calderon, A., Paramo, R., Saliel, A., Zarco, L.: Reproducción de los animales domésticos. Ed. Limusa, México, D.F., 1988.
- 3.- Caudet M.T.: Comportamiento normal del equino doméstico de 1975 a 1987. Estudio recapitulativo: Fac. de Med. <vet. y Zoot. UNAM, México, 1991.
- 4.- Ginther, O.J.: Reproductive Biology of the Mare. Basic and applied aspects. Equiservices, Cross Plains, WI, 1992.
- 5.- Villareal, S.: Manual de Manejo Reproductivo de la Yegua. Tesis de licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1984.

PRACTICA 5

MANIPULACION DEL CICLO ESTRAL

5.1 INTRODUCCION

5.2 MARCO TEORICO

5.2.1 Inducción de la actividad ovárica

5.2.2 Sincronización de estros

5.2.3 Programación de la ovulación

5.2.4 Inducción de ovulaciones múltiples

5.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

5.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 5

MANIPULACION DEL CICLO ESTRAL

5.1 INTRODUCCION.

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 (5,6). 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 y partos (5,7). Por esta razón es importante conocer la actividad que ejercen los tratamientos hormonales y el fotoperiodo en las diferentes etapas reproductivas, para así lograr un manejo más eficiente del ciclo estral de la yegua.

La utilización de técnicas de control de la reproducción permite planear los nacimientos, logrando con esto tener potrillos en las fechas preestablecidas por ciertas asociaciones de registro equinas, formar grupos homogéneos, facilitar el mejoramiento genético a través de inseminación artificial, así como realizar programas de transferencia de embriones (5,7).

El objetivo de esta práctica es conocer las principales técnicas de control artificial de la reproducción en la yegua, incluyendo el manejo del fotoperiodo para inducir la actividad ovárica, así como el uso de productos hormonales para inducción de la actividad ovárica, sincronización de estros en yeguas cíclicas, control del momento de la ovulación e inducción de superovulación.

5.2 MARCO TEORICO

5.2.1 Inducción de la actividad ovárica.

La yegua es un animal poliéstrico estacional, cuya actividad reproductiva es controlada en su mayor parte por la cantidad de horas luz al día (duración del fotoperiodo). Se ha considerado que se requieren de 14 a 16 horas diarias de exposición a la luz para que el eje hipotálamo-hipófisis-ovario de la yegua establezca su función reproductiva cíclica (1,7). Por esta razón, en el hemisferio norte, donde el día más largo es el 21 de junio (solsticio de verano), la yegua normalmente ciclará de abril a octubre. La mayoría de las yeguas presentan su pico máximo de actividad ovárica alrededor de 1 solsticio de verano. Es posible adelantar el inicio de la estación

reproductiva de la yegua, utilizando iluminación artificial para modificar la duración del periodo de exposición a la luz.

Para adelantar la estación reproductiva se deben suministrar como mínimo 16 horas totales de luz por día. Se debe comenzar el programa de luz artificial durante los meses de invierno. 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 incandescente de 200 watts; esta iluminación debe permitir leer con claridad en cualquier rincón de las instalaciones (5,7).

El fotoperiodo alargado artificialmente debe comenzar en los meses de noviembre o diciembre, antes de que empiece el empadre, ya que el efecto del fotoperiodo es lento y gradual, tardando aproximadamente 60 días en dar resultados.

También es posible inducir la actividad ovárica mediante la utilización de tratamientos hormonales a base de progestágenos (6).

Los análogos de GnRH aplicados por medio de implantes o minidosis son efectivos para inducir la actividad ovárica, pero aún no están disponibles comercialmente (4).

5.2.2 Sincronización de estros.

Se han empleado muchos regímenes diferentes para la sincronización de estros en yeguas que se encuentran ciclando, sin embargo, estos se pueden dividir en dos grandes grupos, progestágenos y prostaglandinas.

A) Progestágenos de uso prolongado (9 a 15 días)

La administración prolongada de progestágenos 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 gonadotropinas y se detiene el desarrollo folicular, el cual solo se reanuda al suspender la administración del progestágeno. Uno de los progestágenos que se han utilizado es el Altrenogest, en dosis de 0.044 mg/kg por día (3,5,6).

B) Prostaglandinas F2 α o análogos.

La prostaglandina F2 α y sus análogos provocan la luteólisis o regresión del cuerpo lúteo, con lo que se permite el inicio de un nuevo ciclo estral.

Las prostaglandinas se utilizan unicamente en yeguas que se encuentran ciclando, debido a que solo son eficaces después del 5o día 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. Existen diferentes análogos de prostaglandina F2 α . La dosis recomendable para yegua depende del análogo utilizado (1,7):

DROGA	DOSIS TOTAL POR ANIMAL	VIA
Prostaglandina F2 α natural	5-10 mg	IM
Fluprostenol	250 μ g	IM
Alfaprostenol	3 mg	IM
Prostalene	2 mg	SC

Debido a que en la yegua es casi imposible reconocer la presencia de un cuerpo lúteo por palpación rectal, es muy difícil saber si la yegua esta en el momento apropiado para recibir la prostaglandina F2 α . Por eso se han desarrollado métodos consistentes en la aplicación de 2 dosis de la hormona, con 15 días de separación. Esto asegura, en yeguas cíclicas, la presencia de un cuerpo lúteo funcional al momento de la segunda inyección.

Existe variabilidad en el intervalo entre la aplicación de PF2 α y el inicio del estro. Sin embargo, en promedio el 60% de las yeguas tienen su estro 4 días después de la segunda aplicación, y entre el 75 al 90% han presentado signos de estro dentro de los primeros 6 días (1,5,7). La presentación de la ovulación también es muy variable, ocurriendo generalmente entre 2 a 12 días después del tratamiento con prostaglandinas en la fase lútea (1,5,7).

5.2.3 Programación de la ovulación.

La gonadotropina coriónica humana (hCG) se ha usado conjuntamente con dos aplicaciones de prostaglandinas para programar el momento de la ovulación y reducir la variación en la duración del estro. La dosis de hCG es de 1500 a 3300 UI aplicadas por vía IM. Esta dosis se aplica entre el quinto y el sexto día después de la última aplicación de la prostaglandina es decir en el primero o segundo día del estro (2,5).

También se puede aplicar el hCG sin previa sincronización, para lo cual habrá que realizar palpaciones rectales a intervalos regulares durante el estro, para realizar un seguimiento del desarrollo folicular. Solo se aplicará hCG cuando exista un folículo maduro mayor a 35-40 mm de diámetro. La ovulación ocurre entre 24 y 48 hrs después de la aplicación de hCG. Una limitante para el uso de hCG es que las inyecciones repetidas con esta hormona provocan que se desarrollen anticuerpos en contra de ella (7).

5.2.4 Inducción de múltiples ovulaciones.

En estudios recientes se ha demostrado que la aplicación de GnRH puede estimular el desarrollo de folículos e inducir la ovulación en un promedio de 9 a 12 días después de iniciar el tratamiento, aun 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. (Ej. 2.9 a 3.5 ovulaciones/yegua.) (4,7).

5.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

Debido a que los tratamientos para inducción de estros mediante la manipulación del fotoperiodo toman varias semanas, en esta práctica solamente se realizarán tratamientos de sincronización de estros con progestágenos y prostaglandina $f2\alpha$, y de programación de la ovulación con hCG. Para la práctica se deberá contar con yeguas sanas, vacías y que se encuentren ciclando, así como con machos receladores y equipo de ultrasonido.

1.- Se administrará durante 12 días del progestágeno oral [^]ltrenogest en dosis de 0.044 mg/kg, lo que equivale a 150-200 mg del Regumate (laboratorios Roussel, México) por animal y por día.

Se hará un seguimiento de la actividad ovárica por medio de palpación rectal y ultrasonido a partir de la última administración del progestágeno, para registrar los cambios que ocurren en el aparato genital, tanto a nivel de desarrollo folicular como de características uterinas. Se realizará detección de estros todos los días. Se registrará el intervalo entre el final del tratamiento y el inicio del estro.

2.- En otro grupo de yeguas se aplicarán 2 dosis de 5 mg de prostaglandina $F2\alpha$ (lutalise, UPJOHN) (IM), con intervalo de 15 días. A partir del último día de tratamiento se llevará un seguimiento ultrasonográfico y por palpación rectal igual al descrito en el punto anterior.

3.- A la mitad de las yeguas a las que se les aplicó prostaglandina $F2\alpha$ se les inyectará una dosis de 1500 UI de hCG 5 días después de la última aplicación con prostaglandinas. Se continuará con el seguimiento ultrasonográfico para seguir el desarrollo folicular por los siguientes 2 días, para observar los cambios en la actividad ovárica hasta el momento que ocurra la ovulación.

5.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Allen, W.R., Rosedale, P.D.: A preliminary study upon the use of prostaglandins for inducing oestrus in non-cycling Thoroughbred mares. Equine Vet. J. 5:1-IV. 1973.
- 2.- Carnevale, E.M., Squires, E.L., Mckinnon, A.O. y Harrison, L.A.: Effect of human chorionic gonadotropin on time to ovulation and luteal function in transitional mares. Eq. Vet. Sci., 9:27-29, 1988.
- 3.- Hayes, K.E.N. and Guinther, O.J.: Role of progesterone and estrogen in development of uterine tones in mares. Theriogenology 1986.
- 4.- Harrison, L.A., Squires, E.L., Nett, T.M., McKinnon, A.O.: Use of gonadotropin-releasing hormone for hastening ovulation in transitional mares. J.Anim.Sci. 68:690-699. 1990.
- 5.- Pickett, B.W., Squires, E.L., Mckinnon, A.O., Shider, R.K. y Voss, J.L.: Management of the mare for maximum reproductive efficiency. In Animal reproduction and biotechnology, laboratory. Colorado State Univesrity, 1989.
- 6.- Taylor, T.B., Pemstein, R. and Loy, R.G.: Control of ovulation in mares in the early breeding season with ovarian steroids and prostaglandin. J.Reprod.Fertil. Suppl., USA, 1982.
- 7.- Voss, L.J. and Mckinnon, O.A. Equine Reproduction. Lea and Febiger USA, 1993.

PRACTICA 6

DIAGNOSTICO DE GESTACION POR PALPACION RECTAL Y ULTRASONIDO

6.1 INTRODUCCION

6.2 MARCO TEORICO

6.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

6.3.1 Identificación de estructuras en material de rastro

6.3.2 Palpación rectal

6.3.2.1 Cambios en ovarios

6.3.2.2 Cambios en el útero

6.3.3 Ultrasonografía

6.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 6

DIAGNOSTICO DE GESTACION POR PALPACION RECTAL Y ULTRASONIDO.

6.1 INTRODUCCION

La gestación en las yeguas tiene una duración de 335 a 341 días. Generalmente es mas larga en yeguas que fueron servidas en los meses de invierno, lo cual parece ser un efecto directo del fotoperiodo, así como de la edad de la yegua (1,5).

Las dos técnicas prácticas para el diagnóstico de gestación en la yegua son la palpación rectal y la ultrasonografía. El diagnóstico de gestación por palpación rectal se puede efectuar a partir del día 18 post-servicio si la persona que lo realiza tiene mucha experiencia, mientras que con la ultrasonografía es posible detectar gestación a partir del día 14 con una confiabilidad del 100% (1,3,5). Además, con la ultrasonografía se pueden detectar concepciones gemelares en edad temprana, mientras que con palpación rectal se detecta solo en gestaciones avanzadas.

Los objetivos de esta práctica son:

- a.- Conocer las características del útero, placenta, y embrión o feto, en las diferentes etapas gestacionales, y relacionarlas con los hallazgos a la palpación rectal y ultrasonografía.
- b.- Conocer la técnica de diagnóstico de gestación por palpación rectal y por ultrasonido, identificando las características de las diferentes edades gestacionales, así como la evaluación de la viabilidad embrionaria y manejo de gestaciones gemelares.

6.2 MARCO TEORICO

Para poder realizar el diagnóstico de gestación es necesario conocer las características del feto y sus membranas en las diferentes etapas de gestación. Después de la fertilización, el cigoto desciende lentamente por el oviducto, para entrar al útero alrededor del día 6 de la gestación (2). Durante este periodo el cigoto ha sufrido el proceso de segmentación, por lo que al llegar al útero ya es una mórula o blastocisto temprano. El blastocisto esta formado por dos tipos celulares: La masa celular interna, que dará origen a todos los tejidos embrionarios, y el trofoblasto, que es el tejido especializado para interactuar con el útero, formando la capa más externa de la placenta (2,5). Alrededor del día 11 el blastocisto es recubierto internamente por una capa de células que forman el saco vitelino (2).

El blastocisto permanece con forma esférica y es altamente movable hasta el día 15-16, en que se inmoviliza y comienza el proceso de implantación, mediante el cual el embrión establece contacto físico con el tejido uterino. Generalmente el embrión se fija en la porción caudal del cuerno uterino, cerca de la bifurcación utero-cornual (2). El aumento del tono uterino que se produce en el día 16 facilita la inmovilización del embrión. En las yeguas primerizas, o que han tenido problemas para quedar gestantes, por lo regular el embrión se fija en el cuerno derecho (1,2,5).

Después de la inmovilización de la vesícula embrionaria, esta empieza a perder la forma esférica debido a la hipertrofia que sufre la pared uterina. Durante la tercera semana el blastocisto adquiere una cubierta de albumina de 3-4 mm de espesor. Al final de la tercera semana aparece el disco trofoblástico, el cual ayuda a la unión con el útero, pero sobre todo a la ingestión de leche uterina (2).

A los dos meses de edad el blastocisto apenas tiene un diámetro de 5 cm, ya que la elongación en la especie equina es muy lenta.

A los 36-60 días se desarrollan las copas endometriales, las cuales comienzan a secretar Gonadotropina coriónica equina (eCG), antes llamada gonadotropina sérica de yegua gestante (PMSG) (5,8). Las copas endometriales se desarrollan a partir de células coriónicas que se desprenden y se entierran en el endometrio, donde proliferan (5,8). Aunque las copas endometriales están del lado materno en realidad son tejido embrionario. Las copas endometriales se distribuyen en una línea llamada cinturón coriónico, que rodea al trofoblasto (Figura 6.1).

En la décima semana las microvellosidades del corión penetran a la mucosa de la pared uterina, completándose la implantación alrededor de la semana 14 (2,5).

La placenta de la yegua es de tipo difuso, por lo que toda la superficie del corioalantoides esta recubierta por microvellosidades que se proyectan dentro de las criptas endometriales. Todo el endometrio y todo el corión toman parte en la placentación, a excepción de la abertura de las glándulas uterinas y el sitio donde el corión hace contacto con el cervix. Las membranas fetales en la yegua son tres, que de fuera hacia adentro son: Corión, alantoides y amnios (2,5).



Figura 6.1 Cara interna del útero gestante, la cual muestra las copas endometriales en desarrollo.

Córion. Se desarrolla a partir del trofoblasto, en el exterior del cual se desarrollan vellosidades. El corión es la capa más externa de la placenta y es la membrana que establece contacto íntimo con la mucosa uterina. Posteriormente la cara interna del corión es cubierta por el alantoides, formando el corioalantoides (2,4,5).

Alantoides. Se origina a partir del endodermo y una capa vascular del mesodermo del embrión. El alantoides es funcionalmente una prolongación de la vejiga que sale al exterior del embrión mediante el cordón umbilical. Conforme el alantoides se llena de fluido, va expandiéndose hasta que se pone en contacto con el corión y forma el corioalantoides (2,5,7). La capa externa del alantoides es muy vascularizada (Figura 6.2), y las arterias y venas confluyen a nivel del cordón umbilical para penetrar al embrión (arterias y venas umbilicales) (Figura 6.3). La sangre fetal que circula en el corioalantoides es la que establece intercambio de oxígeno, nutrientes y desechos con la sangre materna.

Amnios. Esta formado por tejido ectodérmico, originando una vesícula a partir del pliegue del corion. El amnios forma un saco que rodea completamente al feto. El saco amniótico esta lleno de fluido, en el cual flota el embrión y funciona como amortiguador hidráulico (7). Además, el fluido evita que el embrión se adhiera al amnios, y constituye una solución bactericida (Figura 6.4).

Adicionalmente, en el embrión equino existe como estructura temporal el saco vitelino, que aparece alrededor del día 11. Inicialmente ocupa todo el espacio libre dentro del corion, pero va siendo desplazado por el alantoides, hasta casi desaparecer alrededor del día 80 de la gestación (1,2,4).

6.3 ACTIVIDADES

6.3.1 Identificación de estructuras en material de rastro.

Se utilizará material de rastro para realizar las siguientes actividades:

- a) Identificar la posición del feto dentro del lumen uterino, en úteros con diferentes edades gestacionales.
- b) Identificar la posición central del feto en la cavidad natural del lumen uterino por medio del ultrasonido, para ello deberá recubrirse el transductor de gel para asegurar un buen contacto entre la pared uterina y el transductor.



Figura 6.2 Embrión observado a través de la membrana corioalantoidea.
Nótese la abundante irrigación.

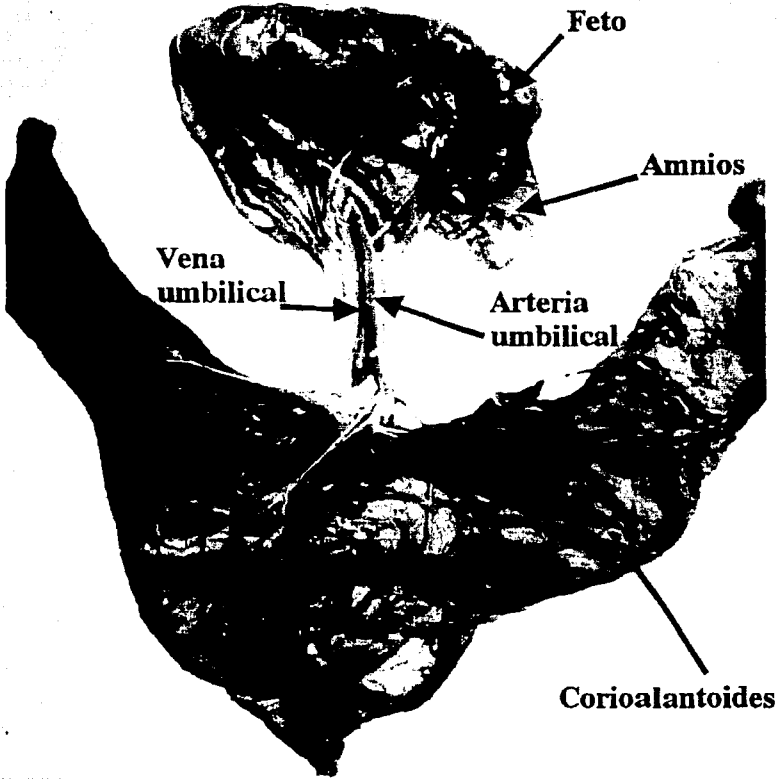


Figura 6.3 Circulación feto-placentaria. Obsérvese la abundante irrigación en el corioalantoides, el cual ha sido seccionado para permitir la observación del cordón umbilical, el cual contiene las arterias y venas umbilicales. El feto se encuentra dentro del amnios.

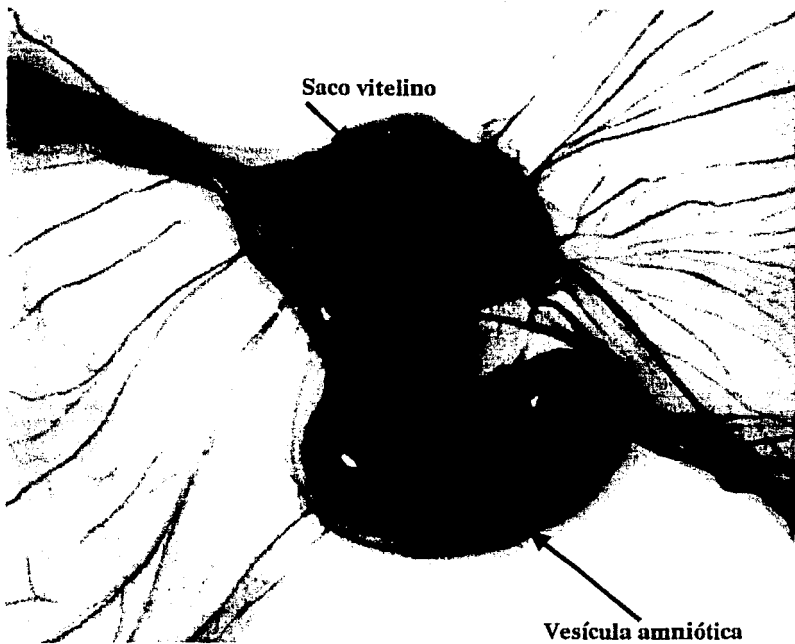


Figura 6.4 Embrión dentro de la vesícula amniótica. La membrana corioalantoidea ha sido removida para permitir su observación. Se observan también los residuos del saco vitelino.

c) Diseccionar úteros gestantes, observando las estructuras que forman la placenta. Se identificarán las 3 membranas fetales:

Corion, alantoides y amnios, así como el tamaño y posición del saco vitelino. Se identificará el córion, que es la estructura mas externa hacia el útero, y el alantoides, que es la estructura media, que juntos forman el corioalantoides. Se identificará la superficie externa del corioalantoides y las microvellosidades que la recubren, así como su proyección dentro de las criptas endometriales. Se identificará el uraco y su relación con el alantoides. Se ovservará la irrigación del corioalantoides, identificándose las arterias y venas umbilicales (Figura 6.3). Se identificará el amnios, que es un saco que cubre completamente al feto y se encuentra lleno de liquido, lo que le permite al embrión flotar y amortiguar golpes.

d) Se extraeran del amnios embriones de diferentes edades y se procederá a medir su longitud, para calcular su edad fetal de acuerdo a la Figura 6.5. En las figuras 6.6 y 6.7 se muestran ejemplos de fetos de diferentes edades calculadas de acuerdo a la figura 6.5.

6.3.2 Palpación rectal

Los principios de la palpación rectal han sido descritos en la práctica 3. En esta práctica se palparán yeguas en diferente etapa de gestación, tomando en cuenta la siguiente información: Para emitir un diagnóstico de gestación positivo es necesario localizar la vesícula coriónica en el lumen uterino. Dicha vesícula es esférica y se localiza generalmente cerca de la bifurcación de los cuernos uterinos, formando un abultamiento ventral entre el día 18 y 60 de la gestación (2,4).

Las personas con mucha experiencia pueden diagnosticar desde el día 18 post-servicio, de acuerdo a los cambios que encuentran en útero, cervix y ovarios. Si existe alguna duda se puede confirmar el diagnóstico a los 25-30, 60,90,120, días (2,4).

A continuación se describen los cambios que se pueden detectar por palpación rectal desde la concepción hasta los 60 días de gestación.

6.3.2.1 **Cambios en ovarios.**

El cuerpo lúteo no puede palparse a pesar de que esta presente durante los primeros 5 o 6 meses de gestación. Alrededor del día 36-42 se forman varios folículos secundarios, que provocan que

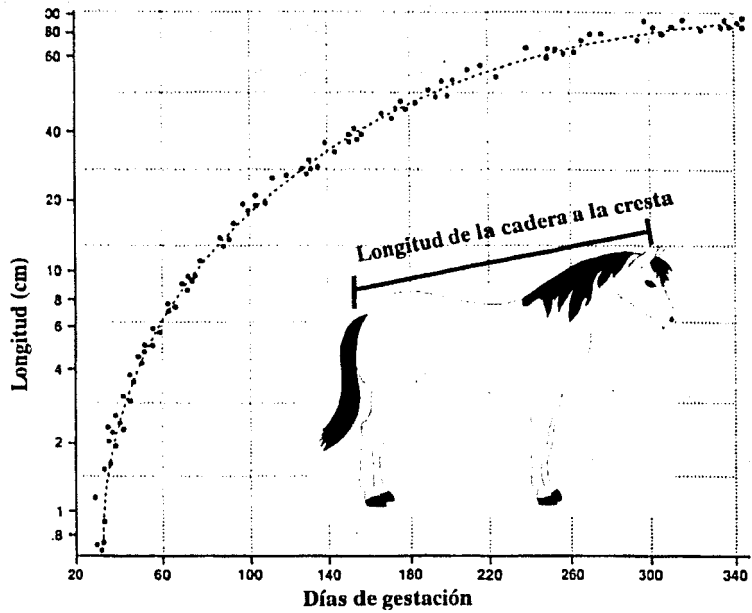


Figura 6.5 Cálculo de edad gestacional de acuerdo a la distancia de la cadera a la cresta del feto equino, la cual se puede determinar mediante ultrasonografía.
(Adaptado de la referencia 2)

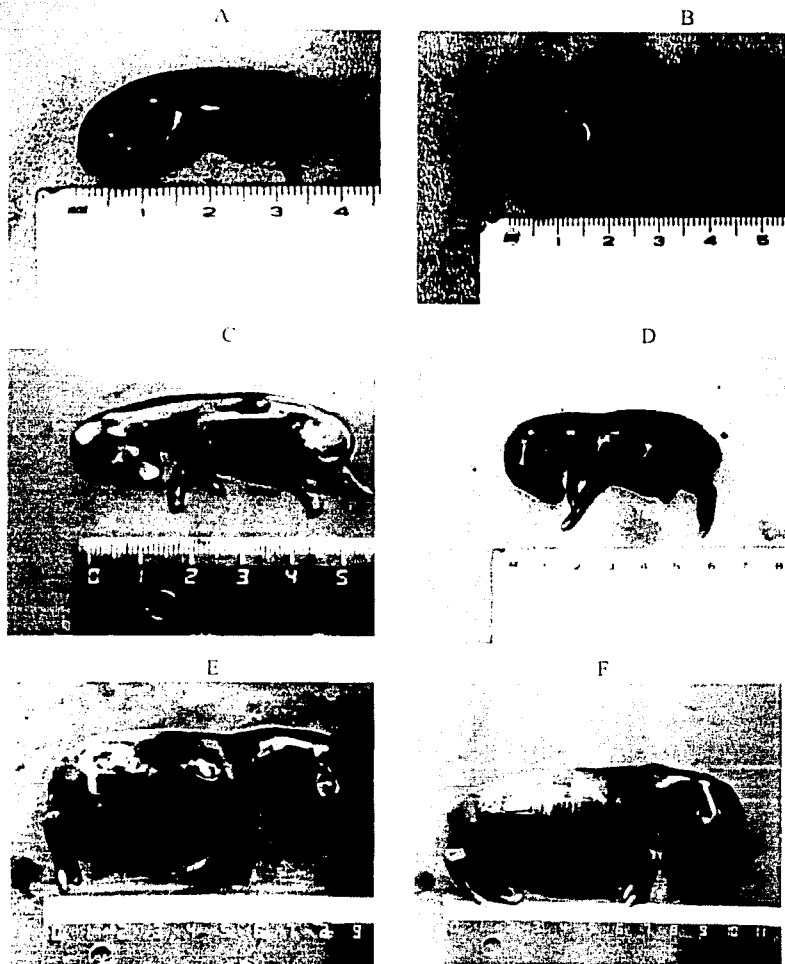


Figura 6.6 Diferentes edades gestacionales calculadas de acuerdo a la gráfica 6.5 (Longitud de la cabeza a la cadera..

A) 3.5 cm, que corresponde a 30 días de gestación
 C) 5 cm, que corresponde a 40 días de gestación
 E) 9 cm, que corresponde a 65 días de gestación

B) 4 cm, que corresponde a 35 días de gestación.
 D) 7 cm, que corresponde a 62 días de gestación
 F) 10 cm, que corresponde a 70 días de gestación

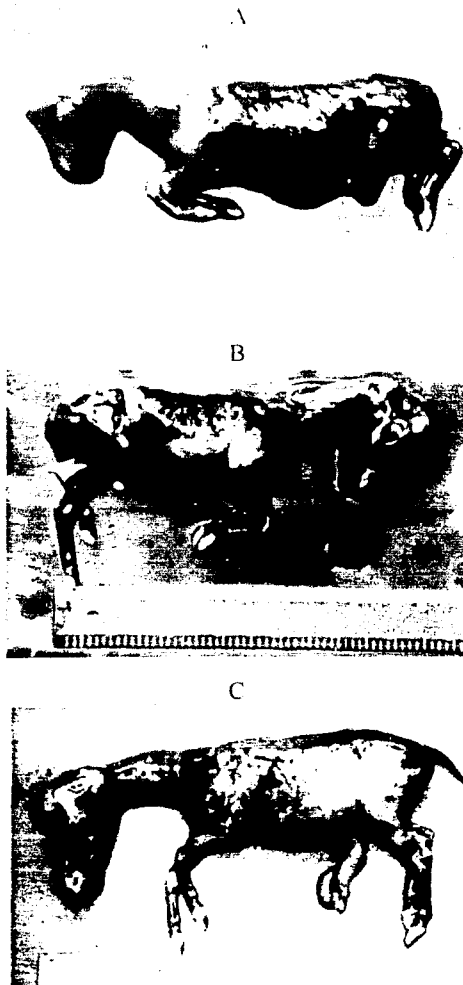


Figura 6.7 Edades gestacionales calculadas de acuerdo a la gráfica 6.5.
A Feto de 14.5 cm. que corresponde a 80 días
B Feto de 16 cm. que corresponde a 90 días.
C Feto de 23 cm . que corresponde a 100 días.

uno o los dos ovarios se encuentren con un tamaño mayor que durante el celo, a veces mucho mas grandes (2.5). Posteriormente tienen lugar ovulaciones múltiples y luteinización de folículos indehiscientes, formándose cuerpos lúteos accesorios. La actividad folicular desciende a los 100 días y los cuerpos lúteos sufren regresión.

Después de los 120 días los ovarios se vuelven pequeños y duros debido a la involución de los folículos y estructuras lúteas. El útero gestante jala a los ovarios hacia adelante y hacia abajo por lo cual no es posible palparlos (4,5,6).

6.3.2.2 Cambios en el útero.

El tono y la tubularidad del útero se incrementan hasta los días 19 - 21, momento en el que el complejo embrionario provoca una disminución en el tono, con adelgazamiento de las paredes del cuerno y cuerpo uterino (3).

A los 25 o 30 días la vesícula embrionaria se ha expandido de 30 a 60 mm de diámetro, es de forma esférica y se siente con líquido en su interior, por lo cual es muy factible palparla cerca de la bifurcación de los cuernos (Figuras 6.8 y 6.9).

A los 35-40 días la vesícula embrionaria tiene un diámetro de 60 a 100 mm, por lo cual todavía puede palparse (1,3).

A los 50-60 días el embrión ocupa completamente el cuerno gestante; posteriormente el cuerpo y el cuerno no gestante también son ocupados por la membrana corioalantoidea. El cuerno gestante cambia de posición transversal a una longitudinal en el abdomen. A los 100 días, el útero se encuentra lleno de líquido, y se palpa como un bulto algo tenso en el borde pélvico. En este momento el feto es pequeño y esta envuelto por el amnios (2,4,6).

Después de los 120 días de gestación la dilatación del útero debido a su contenido (feto y líquidos fetales) provoca un aumento de la tensión del ligamento útero-ovárico, y el borde anterior del útero se hunde hacia abajo y hacia afuera. Alrededor de esta edad de gestación puede sentirse el feto, tratando de pelotearlo contra la pared del útero. Después del octavo mes el feto adopta una posición longitudinal anterior. El feto puede palparse durante este periodo. También puede detectarse frémito de las arterias uterinas, aunque con menos intensidad que en las vacas.



Figura 6.8 Utero de yegua gestante. Nótese el abultamiento circular en el cuerno derecho, cerca de la bifurcación uterina.



Figura 6.9 Palpación de aparato reproductor de yegua gestante en bancos de palpación.

Para facilitar el cálculo de la edad gestacional se pueden considerar los siguientes parámetros para el tamaño de la vesícula embrionaria (5).

DÍA	HUEVO	LIMÓN	NARANJA	TORONJA	MELÓN
28	X				
35		X	X		
42			X	X	
49				X	X
56					X

Además se pueden considerar los siguientes criterios auxiliares:

A los 90 días es difícil delinear el margen craneal del útero.

A los 100-120 días el feto puede palparse y sentirse el "peloteo", siendo el tamaño un factor importante para determinar el mes de gestación (5,7).

Después del día 120 es posible palpar la cabeza del feto, tronco o extremidades. En la gráfica 1 se muestra la relación que existe entre el tamaño del feto con la edad gestacional.

6.3.3 Ultrasonografía.

Los principios de ultrasonografía fueron descritos en la práctica 3. En esta práctica se utilizarán yeguas en diferente etapa de gestación para realizarles el diagnóstico mediante ultrasonografía; para ello se utilizará un aparato con un transductor lineal de 5 Mhz.

Se tomarán en cuenta los siguientes criterios:

A los 12 días, con un equipo de alta calidad es posible detectar una vesícula embrionaria. Para ello, al llegar con el transductor al cuerpo del útero se debe buscar una vesícula pequeña, para lo cual hay que mover el transductor lentamente para que la vesícula no pase demasiado rápido a través de la imagen. Es necesario recordar que en esta etapa la vesícula está libre en el lumen uterino y tiene gran movilidad. La vesícula se observa como una esfera oscura rodeada por un área brillante, con áreas ecogénicas en los polos dorsal y ventral. A los 15 días la detección de gestación por ultrasonido es eficaz hasta en un 99%, siendo el diámetro de ésta vesícula de 17 a 22 mm (3,6).

En el día 15-16 ya no es posible detectar el movimiento de la vesícula, ya que ésta generalmente se fija en la porción caudal de uno de los cuernos uterinos (4).

Apartir del día 20-25 es posible observar al embrión dentro de la vesícula, generalmente en posición ventral (Figuras 6.10 y 6.11).

En el día 22-24 es posible detectar el latido cardíaco (3). Al día 24 se inicia el crecimiento del alantoides y la contracción del saco vitelino, apreciándose una línea ecogénica (blanca) horizontal en la pantalla. En el día 40 se fusionan el alantoides y el saco vitelino, formándose el cordón umbilical, localizándose el embrión en el polo dorsal (3). A partir del día 50 el embrión se observa en el borde ventral de la vesícula, en una posición de decubito dorsal (Figura 6.12) (3,6). El cordón umbilical se alarga y el saco vitelino empieza a incorporarse dentro del cordón umbilical, descendiendo al piso del saco alantoideo (Figura 6.13).

A pesar de que el tubérculo genital mide aproximadamente 1 mm en un embrión de 30 días, el sexo no puede determinarse por características externas hasta el día 40-45, y con uso de ultrasonografía hasta el día 60 o 70. El tubérculo genital se localiza cerca de la cola en la hembra, y próximo al cordón umbilical en el macho (Figura 6.14) (3).



figura 6.10 Vesícula embrionaria de 25 días observe su forma esférica y el embrión en el centro.



Figura 6.11 Vesícula embrionaria de 37 días de gestación.



Figura 6.12 Gestación de mas de 50 días. Obsérvese la posición del feto en decúbito dorsal, así como los ojos, extremidades, y cabeza..

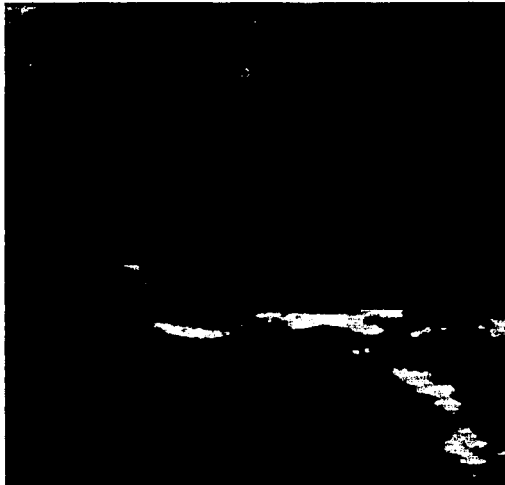


Figura 6.13 Cordón umbilical correspondiente a una gestación de más de 40 días.



Figura 6.14 Tubérculo genital, que se observa próximo al cordón umbilical, por lo cual corresponde a un macho.

6.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Arthur, G.H., Noakes, D.E. and Pearson, H.: Reproducción y Obstetricia en Veterinaria. Mcgraw-Hill Interamericana, Madrid, 1991.
- 2.- Ginther, J.O.: Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects. Equiservices, Cross Plains, WI, 1992.
- 3.- Ginther, J.O.: Ultrasonic Imaging and Reproductive Events in the Mare. Equiservices, Cross Plains, WI, 1986.
- 4.- McKinnon, A.O.: Bisection of equine embryos. Equine Vet. J.Suppl, 8:129-133, 1989.
- 5.- McDonald, L.E.: Veterinary Endocrinology and Reproduction. 3rd. ed. Philadelphia, Lea and Febiger USA, 1989.
- 6.- McKinnon, A.O., Squires, E.L., and Pickett, B.W.: Follicular dynamics preceding and during ovulation. In: Equine Reproductive Ultrasonography. Colorado State University Fort Collins CO, Animal Reproduction Laboratory Bulletin No 4 pp. 41-49, 1988.
- 7.- Roberts, S.J.: Veterinary Obstetrics and Genital Diseases. Theriogenology, 1986.

PRACTICA 7

PARTO, MANEJO DE PLACENTAS Y CUIDADOS PERINATALES

7.1 INTRODUCCION

7.2 MARCO TEORICO

7.2.1 Proceso del parto

7.2.1.1 Etapa 1

7.2.1.2 Etapa 2

7.2.1.3 Etapa 3

7.2.2 Cuidados del neonato

7.2.2.1 Amamantamiento

7.2.2.2 Termoregulación

7.2.2.3 Actividad motora del potro

7.2.2.4 Enema

7.2.3 Examen físico del potro

7.2.3.1 Sistema cardiovascular

7.2.3.2 Sistema respiratorio

7.2.3.3 Aparato gastrointestinal

7.2.3.4 Sistema urogenital

7.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

7.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 7

PARTO, MANEJO DE PLACENTAS Y CUIDADOS PERINATALES.

7.1 INTRODUCCION.

El parto es un proceso biológico que comienza al final de la gestación y termina con el nacimiento del potro y expulsión de la placenta. Durante este proceso el útero expulsa al producto en el momento adecuado para que el neonato pueda llevar su vida independiente. El nacimiento debe ser lo menos traumático posible para que la yegua pueda quedar gestante rápidamente y tener otro parto el siguiente año.

Es importante conocer los cuidados que se deben tener con la madre antes, durante y después del parto, así como los primeros cuidados que se deben tener con los neonatos. También se debe conocer el manejo adecuado de la placenta.

El objetivo de esta práctica es observar el proceso de parto, registrando los signos físicos y conductuales antes, durante y después del mismo. El alumno observará el manejo del neonato y de la placenta.

7.2 MARCO TEORICO

7.2.1 Proceso del parto.

Aparentemente la yegua tiene la capacidad de controlar el inicio del parto de manera que el producto nazca durante la noche, o cuando la actividad en el establo sea la mínima (1,8).

El proceso del parto se divide en tres etapas: Dilatación del canal del parto, expulsión del feto y expulsión de membranas fetales (1,8).

7.2.1.1 Etapa 1: (dilatación) Los cambios que tienen lugar en esta etapa no son visibles externamente, pero son importantes porque preparan el canal del parto y el feto para la expulsión. Esta etapa comienza varios días antes de que se produzca la expulsión del producto, y se caracteriza por un aumento gradual de la frecuencia e intensidad de las contracciones del miometro, así como por la dilatación del cervix (1). Existen contracciones detectables del músculo uterino e incremento en la actividad electromiográfica cinco días antes del nacimiento del potro (1).

A pesar de que es difícil predecir el comienzo de la labor, se encuentran áreas de sudor en forma de parches cuatro horas antes del nacimiento del potro en los flancos y debajo de la articulación de los codos (8).

Durante la etapa de dilatación pueden presentarse signos de cólico moderado, así como otros cambios fisiológicos. También hay cambios conductuales. La yegua esta intranquila, se echa y se para repetidamente, levanta la cola como si fuera a orinar, se mira los flancos. También pueden observarse otros signos, como son el paso de pequeñas cantidades de heces a través del ano (1,8). La glándula mamaria se desarrolla notablemente 3 a 6 semanas antes del nacimiento del potro y empieza a tener goteo de calostro 2 o 3 días antes del parto, el cual finalmente se endurece en el extremo distal de la teta, adquiriendo una apariencia como de cera adherida, sellando el orificio.

En el momento en que aumentan las contracciones uterinas, el feto cambia de la posición dorso-púbica que mantiene durante la gestación a una posición dorso-sacra necesaria para el éxito del parto. Debido a las contracciones uterinas se dilata el cervix, y el potro pasa a través de este y entra al canal de nacimiento en presentación anterior, con las piernas y la cabeza extendida. Esta etapa termina con la ruptura de la membrana corioalantoidea (8).

7.2.1.2 Etapas 2: (Expulsión del feto) comienza con la ruptura de la membrana corioalantoidea y la expulsión de pequeñas cantidades de fluido corioalantoideo, el cual tiene apariencia de orina, a través de la vulva (8). Cuando el feto ya está en el canal de nacimiento, el tejido suave de la cavidad pélvica se expande y la yegua ejerce gran presión abdominal para la expulsión del producto. En este momento aparece por la vulva el amnios, con apariencia de bolsa blanca transparente, y la yegua generalmente asume una posición de recumbencia (1). Algunas yeguas se paran y pueden cambiar de posición una o dos veces durante esta labor. Las contracciones se presentan en grupos de 3 o 4, en periodos de 2 o 3 minutos (1,8).

En un nacimiento normal uno de los miembros anteriores precede al otro aproximadamente por 15 cm. La fuerza de las contracciones ocasiona que la cabeza y después los hombros del feto pasen por la pelvis. Estas contracciones se detienen abruptamente en el momento en el cual la cadera del feto puede verse en la vagina (1,8).

La etapa de expulsión del producto es más rápida que en otras especies debido a la fuerza de las contracciones abdominales de la yegua, durando de 17 a 20 minutos, aunque puede terminar en menos de 10 minutos o prolongarse hasta una hora (1,8). Si las contracciones uterinas se prolongan por más de 10 a 15 minutos antes de que aparezca el potro por la vulva se debe intervenir inmediatamente (1,7).

Debido al esfuerzo físico ejercido por la hembra, esta puede permanecer en recumbencia hasta por 40 minutos después del nacimiento del potrillo.

El cordón umbilical es muy largo en esta especie, por lo cual permanece intacto después del parto. Durante el tiempo que la madre y la cría permanecen hechados juntos y sin que se rompa el cordón umbilical, se transfieren hasta 1.5 litros de sangre desde la placenta al potro, la cual constituye hasta un 30% del volumen sanguíneo de este último (8). Por esta razón no es recomendable ejercer en la yegua ningún estímulo que provoque una ruptura prematura del cordón umbilical.

El cordón umbilical se rompe normalmente a 5 cm del abdomen del potro, en el momento en que la yegua hace algún movimiento o el potro se levanta, lo cual ocurre generalmente alrededor de 15 o 20 minutos después de la expulsión del potro (1,2).

Solamente se debe intervenir cuando el cordón ya se separó de la madre; en ese momento se debe aplicar Iodo inorgánico o diluido con alcohol al 2% en el área de la ruptura del cordón umbilical. Esta operación se repite varias veces al día hasta que seque (3,4).

Si el parto es normal, los movimientos respiratorios del recién nacido comenzarán espontáneamente dentro de los primeros 60 segundos después de la expulsión. Se ha visto que los estímulos táctiles y térmicos son importantes, por lo cual los lamidos y los cuidados de la madre estimulan los movimientos respiratorios. El primer movimiento respiratorio normal es una inspiración profunda y enérgica, necesaria para forzar la entrada del aire en los pulmones (2,3).

Una vez que el potro ha nacido, es necesario asegurarse que el tracto respiratorio alto esté libre de líquidos, sustancias mucoides y membranas fetales. En caso de ser necesario se realiza una limpieza manual, o preferentemente con un mecanismo simple de succión (2,6).

Si llegan a existir problemas para que inicie la respiración espontánea es necesario intervenir, frotando enérgicamente el pecho del potro con ayuda de paja o con toallas, lo que proporciona un estímulo táctil que favorece la respiración (3). También existen bombas de oxígeno y equipos resucitadores que resultan más eficaces que el masaje, por lo que si se cuenta con ellos se deben utilizar (3). Otra posibilidad es la utilización de sustancias neurolépticas, como crotetamida y corpropamida, que colocadas en la lengua pueden estimular la actividad respiratoria. Si el manejo de resucitación no es eficaz en un lapso de dos o tres minutos es probable que el neonato no sobreviva aunque tenga pulso y latidos cardiacos (2,3,8).

7.2.1 Etapa 3: (Expulsión de las membranas fetales) Durante esta etapa la yegua puede mostrar signos de molestia abdominal, como sudoración e inquietud. Las yeguas frecuentemente se patean el abdomen, se echan y se revuelcan (1,7). Para evitar esto se recomienda hacer caminar a la yegua hasta que las membranas sean arrojadas (7).

La expulsión de la placenta ocurre normalmente durante la primera hora después de la expulsión del producto. Para la expulsión de la placenta la yegua vuelve a tener contracciones uterinas. La etapa 3 finaliza con la expulsión de la placenta, por lo cual al momento en que la yegua la arroja se debe revisar detalladamente su integridad, peso y apariencia, para saber si existe alguna anomalía. Para ello la placenta se debe colocar sobre una mesa o superficie lisa, de manera que se exponga el lado del alantoides y corion (7,8). Lo primero que hay que revisar es que la placenta esté completa y no le falte ningún pedazo. Posteriormente se procede a pesarla; no se aconseja enguararla, ya que el agua puede alterar el peso.

En promedio la placenta debe tener un peso de aproximadamente el 10-11% del peso corporal del potro. En los caballos de raza Pura Sangre Inglés el peso promedio es de 4.5 a 6.7 kg. Una placenta que pese más de 9 kg puede ser que este edematosa o infectada, y una placenta que pese menos de 4.5 kg puede ser que este incompleta o tenga atrofia de vellosidades (1,2,7).

La placenta debe examinarse para encontrar áreas descoloridas, con edema o inflamación, que pueden indicar la posibilidad de una enfermedad subclínica en el potro.

Se deben evaluar el corión o el corioalantoides, el amnios y el cordón umbilical. La cara mas superficial del corión, la cual es la que establece contacto con la mucosa uterina, normalmente estará cubierta uniformemente por pequeñas vellosidades (7).

Al finalizar la inspección de la placenta, y si se considera que está completa y de color, consistencia y peso normal, se debe envolver en papel o bolsas de plástico y cremarla, evitando dejarla a costa de depredadores como perros, ratas o gatos.

Si transcurren mas alla de 3 a 6 hrs sin que se haya arrojado la placenta se necesitará atención médica inmediata, ya que esto puede conducir a una endometritis y toxemia (8). Los cuidados médicos consistiran de lo siguiente:

- a) La aplicación de 20-100 unidades de oxitocina intramuscular, o por infusión venosa lenta.
- b) Remoción manual de la placenta.
- c) Antibióticos intrauterinos.
- d) Antibióticos sistémicos.
- e) Antihistaminicos y antiinflamatorios.

Si la terapia no funciona se repetirá la aplicación de oxitocina en 2 horas (6,8).

7.2.2 Cuidados del neonato.

Independientemente de las acciones de emergencia que puede ser necesario tomar inmediatamente después del parto (limpieza de vías respiratorias, resucitación, etc. existe una serie de prácticas de manejo que se deben tomar durante las primeras horas de vida del potro para asegurar su bienestar.

7.2.2.1 Amamantamiento:

La acción de mamar generalmente inicia entre los 30 y 120 minutos después del nacimiento. Un potro que no haya mamado 3 horas después de haber nacido se puede considerar como algo anormal (Figura 7.1) (2,4). En estos casos se recomienda ordeñar a la yegua, obteniendo el calostro y colocándolo en una botella para suministrarlo al neonato. Al hacer esto se evaluará la calidad del calostro. El color amarillento es indicador de un calostro de buena calidad (2,5). Además, el calostro debe ser viscoso (3,4).



Figura 7.1 El potro se amamanta generalmente de 30 a 120 minutos después del nacimiento.

La evaluación de la gravedad específica de la muestra es de gran ayuda, ya que hay una buena correlación entre la gravedad específica y los niveles de IgG (una G.E. mayor a 1.060 corresponde a niveles mayores de 3000 mg/dl de IgG (2,5). Es de suma importancia que el potro mame calostro en sus primeras horas de vida, ya que la madre le transfiere inmunidad pasiva a través de éste, lo que protege al potro de infecciones hasta que es capaz de producir sus propios anticuerpos. En estudios recientes se ha comprobado que no todo los potros con baja concentración en los niveles de inmunoglobulinas indican una falla en la transferencia pasiva por lo que en algunos de estos potros no aumenta el riesgo de desarrollar enfermedades (2,3,4,5).

Para saber si el potro recibió una cantidad aceptable de inmunoglobulinas se pueden determinar las concentraciones de inmunoglobulinas mediante una prueba de enzimoimmunoassay (Enzyme Immunoassay IgG Test Kit, Portland, ME) que mide niveles por arriba de 800 mg/dl de IgG en el suero. Para la prueba debe tomarse una muestra de sangre entre las 12 y 18 horas de edad, ya que si en ese momento se detecta que el potro tiene bajas concentraciones de IgG, es posible todavía tomar medidas correctivas antes que transcurran 24 hrs, cuando todavía es posible que el potro absorba los anticuerpos en el intestino.

Si las concentraciones de IgG son iguales o menores a 200 mg/dl se considera que existe una falla en la transferencia pasiva, por lo que se recomienda una transfusión de plasma IV si no han pasado mas de 18 horas desde el nacimiento. Si las concentraciones de IgG son de 200 a 400 mg/dl, se considera una falla parcial en la transferencia pasiva. A partir de los 400 mg/dl se considera como valor normal dependiendo bajo que condiciones haya nacido, pero lo ideal es de 800 mg/dl de IgG.

7.2.2.2 Termoregulación:

Después del parto la temperatura corporal del recién nacido desciende rápidamente, manteniéndose durante los primeros 4 días de vida entre 37.8 y 38.9 °C (2).

Para asegurar una adecuada termoregulación del potro se deben tomar las siguientes acciones:

a.- Preparar para el parto una caballeriza con gran cantidad de cama limpia; en la caballeriza no

debe haber corrientes de aire, y la temperatura ambiente debe mantenerse idealmente entre 25 a 26 °C (3).

b.- Asegurar que el potro comience a mamar calostro durante las primeras 3 horas de vida, aunque normalmente lo hará en los primeros 20 minutos después del parto. El calostro actúa como fuente de energía para mantener la temperatura corporal (3).

Algunas formas en las que se puede controlar una hipotermia en el neonato son las siguientes: A) colocando mantas sobre el potro para evitar que pierda calor, B) colocando bolsas con agua caliente por debajo de la cama donde se encuentre el neonato (2,6).

7.2.2.3 Actividad motora del potro:

Al momento en que el potro se libera de las membranas fetales debe estar en recumbencia esternal entre 5 y 15 minutos, y posteriormente su actividad va dirigida a levantarse; generalmente es capaz de ponerse de pie por sí mismo en un lapso de 15-60 minutos. Se considera anormal si el potro tarda más de 2 hrs en levantarse (Figura 7.2) (2,3).

7.2.2.4 Enema:

El meconio es la materia fecal que se ha acumulado en el intestino del potro durante la gestación. Al nacer el potro se puede observar en forma de bolitas verdosas o negruscas de consistencia dura que se encuentran en el ano. Normalmente el feto defeca, eliminando el meconio, en las primeras 24 horas de vida. La primera evacuación del potrillo puede ir acompañada por tensión y dolor abdominal, lo cual no debe ser causa de alarma, posteriormente a los cuatro días el excremento debe ser lechoso y amarillento (2).

Si existe retención del meconio debe ser retirado mediante la aplicación de un enema no irritativo. Generalmente se aplica un enema hecho con 100-150 ml de agua jabonosa, con el cual se hace un lavado rectal, evitando lesionar la mucosa, por medio de una sonda suave y flexible (3).

Los neonatos con retención de meconio presentan ciertos signos característicos: se agazapan, levantan la cola, dan vueltas, se observan los flancos, se acuestan sobre la espalda y jalan o muerden su propio ano (3).



Figura 7.2 Observar la actitud del potro que va dirigida a ponerse de pie.

7.2.3 Examen físico del potro.

Una vez completado el parto, y que tanto la madre como neonato hayan descansado, se debe proceder a realizar un examen físico del potro, el cual debe ser completo y en forma ordenada.

7.2.3.1 Sistema cardiovascular

Las membranas mucosas deben ser húmedas, rosadas y deben tener un tiempo de llenado capilar de 1 a 2 segundos (2).

El pulso se detecta en la arteria facial, o en la braquial (abajo de la articulación del codo); las extremidades deben estar calientes, de lo contrario el pulso será débil. En los primeros 5 minutos de vida la frecuencia cardíaca será mayor a 60 latidos/minuto, de 6 a 60 minutos después del nacimiento será de 80 a 130 latidos/minuto, entre el día 1 al 5 de vida será de 80 a 120 latidos/minuto (2).

Al auscultar el corazón en el lado izquierdo del pecho, se debe recordar que en el recién nacido es normal encontrar un soplo provocado por el cierre del ducto arterioso. Se debe vigilar la existencia de arritmias y defectos congénitos.

7.2.3.2 Sistema respiratorio.

En los primeros 30 minutos post-nacimiento la frecuencia respiratoria normal será de 60 a 80/minuto, reduciéndose a 30-40 por minuto entre 1 y 2 horas después del parto (2).

Además de revisar la frecuencia respiratoria se debe auscultar el campo pulmonar; los sonidos pulmonares en el neonato son fáciles de escuchar y el patrón bifásico normal torácico abdominal (3).

7.2.3.3 Aparato gastrointestinal.

Se palpará la cavidad abdominal y se observará si el potro muestra dolor o molestia, que pueden ser provocados por alguna impactación del colon o de alguna otra víscera abdominal, ruptura de vejiga o defectos congénitos evidentes como atresia anal (2,3).

7.2.3.4 Sistema urogenital.

Se ha encontrado que el tiempo promedio de la primera micción en ponies potros es de 8.5 hrs, y en hembras hasta 12 horas. La gravedad específica normal de la orina del neonato es de 1.001-1.012.

Se revisará el cordón umbilical conjuntamente con cualquier signo que revele infección (incrementó en el tamaño, humedad); también se examinará si hay persistencia del uraco.

En la potranca se examinará la membrana mucosa de la vulva.

En el potrillo se revisará si tiene criptorquidismo, pseudohermafroditismo u otras malformaciones congénitas (3,5,6).

7.3 ACTIVIDADES

Para fines de esta práctica se deberá contar con una yegua al final de la gestación, la cual se revisará diariamente para inducirle el parto cuando tenga las siguientes características:

Que tenga por lo menos 330 días de gestación, un tapón de cera en la punta de la teta, una marcada relajación de los ligamentos pélvicos y por lo menos 3 dedos de relajación cervical (1,8).

Para inducir parto se aplicarán 60 unidades de oxitocina por vía intramuscular o 20 unidades por goteo intravenoso (1).

El parto comenzará en un lapso de 15-30 minutos después de la administración de la oxitocina (1). Antes de que se inicie la expulsión debe examinarse vaginalmente a la hembra para asegurarse que el potro viene en una posición correcta. Se observará la conducta de la hembra antes y durante la expulsión, observándose y anotándose sus actividades (nerviosismo, revolcarse, pararse, echarse, recumbencia etc.).

Una vez arrojada la placenta se realizará el pesaje y evaluación de la misma, anotándose sus características.

Posteriormente se realizará un examen físico por sistemas del neonato, y se llenará el siguiente cuestionario:

Nombre del potro: _____

Fecha: _____ Sexo: _____

Peso corporal: _____ Edad gestacional: _____

Edad del potro al momento del examen: _____

Distocia: SI ___ NO ___

Potro normal SI ___ NO ___ Prematuro SI ___ NO ___

Actitud: _____

Temperatura _____ Pulso _____

Frecuencia respiratoria _____

Tiempo de llenado capilar _____

Hidratación _____ Calidad de pulso _____

Color de la membrana mucosa oral _____

Paladar hendido SI ___ NO ___

Ruptura de cordón umbilical prematura SI ___ NO ___

Reflejo de mamar FUERTE MODERADO DEBIL AUSENTE

leche por nariz SI ___ NO ___

Calidad de calostro _____

Q J O S Coloración de mucosas.

Párpados _____

Color de la esclerótica _____

Fondo de ojo _____

Sistema Respiratorio

Descargas nasales SI ___ NO ___ Describir _____

Auscultación del pecho _____

Sistema Cardiovascular

Frecuencia cardíaca _____ Arritmias _____

Soplo SI ___ NO ___ Describir _____

Extremidades distales FRIAS CALIENTES

Sistema urogenital

Orina normal SI ____ NO ____ Describir _____

Persistencia del uraco SI ____ NO ____

Hernia umbilical SI ____ NO ____ Describir _____

Sistema gastrointestinal

Ya arrojó el meconio SI ____ NO ____

Diarrea SI ____ NO ____ Distensión abdominal _____

Dolor abdominal _____

Sistema musculoesquelético

Claudicación SI ____ NO ____ Describir _____

Examen de placenta

Peso _____ Color _____

Consistencia _____ Describir: _____

7.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Ginther, J.O.: Reproductive Biology of the Mare. Equiservices, Cross Plains, WI,1992.
- 2.- Koterba, M.A., Drummond, A.W. and Kosh, C.P.: Equine Clinical Neonatology. Lea and Febiger, Philadelphia, 1990.
- 3.- Madigan, J.E.: Manual of Equine Neonatal Medicine. Live Oak Publishing, California, 1991.
- 4.- McGuire, T.C., Crawford, T.B. and Hallowell, A. L.: Failure of colostral immunoglobulin transfer as an explanation for most infections and deaths in neonatal foals.J. Am. Vet. Assoc. 170: 1302-1304, 1977.
- 5.- Morris, D.D., Meirs, D.A. and Merrymen, G.S.: Pasive transfer failure in horses: Incidence and Causative factors on a breeding farm.Am J Vet Res 46:2294-2299, 1985.
- 6.- Rossdale, P.D.: The Practice of Equine Study Medicine. Williams and Wilkins, Baltimore, 1974.
- 7.- Steven, D.H.: Placentation in the mare. J. Reprod. Fertil. Suppl., 31:41-55, 1982.
- 8.- Voss, L.J., McKinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger Philadelphia, 1993.
- 9.- White, S.L.: The use of plasma in foals with failure of pasive transfer. Proc. Am. Assoc. Equine Pract., 215-218, 1989.

PRACTICA 8

PRUEBAS DE LABORATORIO

8.1 INTRODUCCION

8.2 MARCO TEORICO

8.2.1 Examen bacteriológico

8.2.2 Citología endometrial

8.2.3 Biopsia endometrial e histopatológica

8.2.4 Inmunología

8.2.5 Serología

8.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

8.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 8

PRUEBAS DE LABORATORIO

8.1 INTRODUCCION

Existen varias pruebas de laboratorio que son útiles para apoyar el diagnóstico clínico en casos de infertilidad en la yegua. Para ello se utilizan técnicas de bacteriología, citología, histopatología, serología e inmunología.

El objetivo de esta práctica es conocer las bases e interpretación de las pruebas de laboratorio mas comunes para el diagnóstico de infertilidad en la yegua.

8.2 MARCO TEORICO

Para obtener las muestras requeridas para cualquier tipo de examen de laboratorio es necesario contener y sujetar adecuadamente a la yegua (ver práctica 2), y contar con todo el material necesario.

8.2.1 Examen bacteriológico

Las bacterias que pueden transmitirse a través de la cópula son: Klebsiela pneumoniae, Pseudomona aureginosa, Tylorella equigenitalum y Haemophilus equigenitalis. También es posible aislar del aparato reproductor de la yegua Streptococos equi zooepidermicus y E. coli, los cuales son organismos saprófitos que viven en vagina y en la zona perineal, y que generalmente no representan problemas si no se acompañan de inflamación, lo que se evalúa por medio del vaginoscopio y citología (5,6).

La elección del sitio anatómico en el cual tomar los cultivos bacteriológicos dependerá del tipo de problema que se sospeche. El útero es el sitio predilecto de la mayoría de las bacterias, por lo que las muestras bacteriológicas se recogen del orificio externo del útero. La obtención de la muestra debe hacerse durante el estro en yeguas sospechosas, y entre los días 10 y 14 después de la ovulación en yeguas infértiles pero clínicamente normales (5,6).

Cuando se sospeche de Klebsiela pneumoniae o Tylorella equigenitalum se debe tomar en cuenta que estas bacterias se localizan principalmente en la porción posterior de la vagina, meato urinario, vulva, fosa y senos del clitoris, por lo que las muestras deben tomarse de esos sitios (5).

Con el objeto de obtener las muestras con la menor contaminación posible para cultivo bacteriológico y lograr un diagnóstico preciso se debe realizar el siguiente proceso:

Lavar la zona perineal con jabón neutro, agua tibia y limpia. Los desinfectantes no son recomendados. Se debe secar perfectamente, lubricar un espéculo tubular estrecho e introducirlo por la vulva. A través del espéculo se introduce un hisopo telescópico que puede tener o no un tubo protector. El hisopo para toma de muestras consta de una varilla de 46 cm con un soporte de aluminio y un pedazo de algodón en la punta. El tubo protector permite que el hisopo llegue hasta el sitio de toma de la muestra sin contaminarse, y que sea exteriorizado exclusivamente para la toma del cultivo. Cuando este aditamento llega al cuello uterino, el hisopo se empuja para que salga del tubo protector y se tome la muestra. Posteriormente el hisopo vuelve a retraerse hacia el tubo protector. Finalmente se retira el espéculo y el tubo protector conteniendo el hisopo (1,5).

El hisopo debe haber estado impregnado con solución salina estéril antes de tomar la muestra para mantenerlo húmedo más tiempo ya que conforme se va secando existe muerte bacteriana. Las muestras deben enviarse al laboratorio en refrigeración (4°C) utilizando medios de transporte (Stuart, Carry-blair, etc.) dentro de las primeras 4 a 24 hrs después de haberse obtenido (1). Ya en el laboratorio las muestras se cultivarán tan rápido como sea posible en una caja de petri con agar sangre, para T. equigenitalis y Pseudomona aeruginosa, y con agar Mconkey para klebsiela pneumoniae, examinándose a las 18 o 24 horas para observar el crecimiento de las colonias de los microorganismos patógenos (1,2,6).

La inoculación de la muestra se realiza con ayuda de una asa bacteriológica.

- a) depositar el inóculo en cada cuadrante, flameando y enfriando el asa entre cada cuadrante.
- b) Asegurar que exista contacto entre las estrias de cada cuadrante (1 con 2, 2 con 3 y 3 con 4).

Taylorella equigenitalis produce colonias pequeñas de 0.2-0.5 mm de diametro, no pigmentadas, convexas o planas y transparentes.

Klebsiela pneumoniae produce colonias mucoides de color rosa o rojo (2,5).

8.2.2 Citología endometrial

El frotis endometrial es de gran ayuda para el diagnóstico de inflamación uterina. Se necesitan hisopos y colorantes para realizar los frotis. El momento ideal para obtener una citología endometrial es cuando la yegua esta en la mitad del estro, debido a que las defensas uterinas estan en su máxima capacidad y no se corre el riesgo de contaminación por bacterias en la muestra. Para obtener un frotis de células epiteliales, el hisopo debe estar en contacto íntimo con la superficie endometrial para después teñirlo. Algunos clínicos utilizan un aparato en forma de cepillo para obtener una mayor cantidad de células para la evaluación (2). Para obtener la muestra se realiza de la misma manera que en bacteriología.

Para teñir un frotis sin fijarlo se utiliza la tinción de azul de metileno, porque es rápida y sencilla. Para ello se añade al frotis una gota de solución colorante, se coloca un cubreobjeto sobre la preparación y se examinan las células al microscopio (1).

Se requiere teñir una muestra previamente fijada se usa una tinción tricromica para mejorar la visibilidad de la morfología celular (2).

Al observar la muestra teñida al microscopio se identificarán células epiteliales ciliadas y no ciliadas, polimorfonucleares, linfocitos, glóbulos rojos, y en ocasiones espermatozoides.

Normalmente debe haber menos de 1 polimorfonuclear (PMN) en 5 campos seco fuerte (40 X). (menos de 2% de las células son PMN)

Cuando hay inflamación endometrial se encontrará una mayor cantidad de polimorfonucleares (PMN) en cada campo (6).

La presencia de PMN hipersegmentados maduros indica una inflamación no séptica, la cual en ocasiones se presenta como una reacción normal después del servicio o tratamientos intrauterinos (6).

La presencia de PMN con cariólisis, cariorrexis o picnosis indica que existe un medio tóxico causado por exudado séptico inflamatorio; algunas veces es posible encontrar la bacteria dentro de la célula polimorfonuclear (2,6).

Si existe infiltración linfocitaria además de PMN significa que existe una inflamación crónica (6).

La presencia de glóbulos rojos indica que ha habido algún trauma o una inflamación aguda (6).

La presencia de espermatozoides indican una reciente monta o inseminación artificial.

La presencia de eosinófilos generalmente se asocia a problemas inflamatorios crónicos o a la presencia de levaduras, parásitos y hongos (1,2,6).

8.2.3 Biopsia endometrial e histopatología

Esta técnica se realiza para evaluar el estado de salud del endometrio. Además de revelar si existe inflamación puede indicar la existencia de atrofia endometrial y fibrosis. Al realizar esta prueba 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 (3,4).

La evaluación histopatológica se debe realizar en los siguientes tipos de yeguas (3,4):

a) Yeguas infértiles, o en aquellas que presentan una historia de muerte embrionaria temprana o de abortos.

b) Yeguas no gestantes con comportamiento anéstrico, durante la temporada fisiológica reproductiva.

c) En aquellas que no han quedado gestantes por uno o mas años sin encontrarse una causa específica, a pesar de que se les ha dado más de 3 servicios naturales o artificiales entre los meses de abril y agosto, con por lo menos 100 X 10⁶ espermatozoides vivos, normales y móviles.

d) En yeguas viejas que no han tenido potros pero que se evalúan porque se desea ingresarlas a la reproducción.

e) En yeguas con lesiones genitales, conociendo con anterioridad la fertilidad de las mismas, para así proseguir a la cirugía. Se debe obtener preferentemente la biopsia cuando la yegua esté en diestro bajo la influencia de la progesterona.

f) En yeguas que tuvieron piometra, para verificar en que estado quedó el endometrio.

g) En aquellas yeguas en las que se requiera una evaluación de la fertilidad con propósitos de compra-venta, así como para cuando se expida un certificado de salud reproductivo.

El tamaño mínimo de la biopsia debe ser de 1 o 2 cm de longitud para examinación histológica (5). La obtención de la biopsia se debe realizar con la misma asepsia con la que se llevó a cabo la citología endometrial. Los instrumentos para toma de muestras endometriales que existen son de dos tipos: Una cánula tipo trocar (Canada) o una cánula larga con una mandíbula en forma de caimán llamado forceps para biopsias (EUA) (6).

El instrumento para obtener la biopsia se introduce a través de la vagina, pasando por la hoz externa del cervix, y con ayuda del dedo índice se guía hasta el lumen uterino; se saca la mano y se introduce por el recto para asegurarse que el instrumento se encuentre en el sitio y posición adecuada en el útero. El tejido endometrial se mantiene fijo aplicando una presión digital para que con el filo corte al momento de cerrar el instrumento.

Si por medio del examen de salud reproductivo se ha detectado algún problema específico, como quistes, saculaciones o abscesos se deberá muestrear esa zona. Si no hay hallazgos previos se deberán muestrear los sitios de implantación, que se localizan en la base de los cuernos uterinos (3,4,6).

El principal criterio para evaluar los daños es el grado de fibrosis endometrial. La fibrosis, la presencia de colágena y el aumento en la cantidad de tejido conectivo en el endometrio son cambios irreversibles (6).

Se ha visto que la severidad de la fibrosis endometrial se incrementa con la edad de la yegua. Lo mismo ocurre con la fibrosis periglandular, que es el incremento de capas de tejido conectivo alrededor de las glándulas endometriales, lo que afecta directamente la fertilidad en la yegua. Es suficiente con tomar una sola biopsia para saber el estado general del endometrio.

Las muestras se fijan en una solución de Bouin durante 2 a 4 horas, ya que esta solución hace que el espécimen se conserve más firme y mantiene en mejor estado a los tejidos comparado con la formalina (3,4). Si se desea, después se pueden cambiar los tejidos a formalina y enviarlo al laboratorio.

Los cambios que se pueden observar básicamente son: una formación fibrótica en forma de nido o grupo alrededor de las glándulas endometriales, así como quistes glandulares y lagunas linfáticas (que se originan de la dilatación de los ganglios linfáticos).

En el cuadro se muestran los grados de degeneración endometrial de acuerdo a la clasificación de Neely y a la de Doig et al así como la influencia que ejerce sobre el porcentaje de nacimientos esperados.

Categorías		Grado de degeneración periglandular	% de degeneración glandular	% de potros esperado
Neely	Doig			
I	A	Ausente	< 10%	70-90%
II alta	B	Medio (< 2 capas)	10-35%	50-70%
II bajo	C	Moderado (2-4 capas)	35-60%	10-50%
III	D	Severo (mayor a 4 capas)	60%	< 10%

La siguiente categoría se basa en la clasificación propuesta por Kenney, modificada de acuerdo a estudios recientes (3,4), donde se encontró que el grado del daño fibrótico podía ser dividido en cuatro grados: Ausente, Medio, Moderado y Severo. Logrando con esto una mejor predicción de el porcentaje de nacimientos esperados.

CATEGORIA I Endometrio Normal.

El endometrio no presenta atrofia durante la época reproductiva fisiológica. Hay cambios patológicos como inflamación o fibrosis.

No interfiere con la habilidad para llevar a termino una gestación.

CATEGORIA II "A" Cambios Histológicos Endometriales Medios.

Los cambios inflamatorios se caracterizan por ser ligeros a moderados, presentando una infiltración difusa en el estrato esponjoso y compacto. Se observan lesiones fibróticas en forma de nido en algunas ramas glandulares menores de 2 X 5 mm en un campo lineal en por lo menos 4 campos (Los cambios fibróticos envuelven de 1 a 3 capas). Las yeguas con este tipo de cambios no logran llevar a termino una gestación. Los daños fibróticos se encuentran escasamente dispersos en

las ramas glandulares, con moderada distención quística asociada con la atrofia glandular o a las lagunas linfáticas, envolviendo de 1 a 3 capas, cuando estos daños son extensivos pueden palpase en los pliegues endometriales.

CATEGORIA II "B" Cambios Histológicos endometriales moderados.

Inflamación moderada e infiltración difusa del estrato compacto con células inflamatorias. La fibrosis va de moderada a abundante, envolviendo 4 o más capas alrededor de las ramas glandulares. El número de nidos fibróticos en las rama glandulares es de 2 a 4 por 5 mm lineales por campo.

CATEGORIA III

Fibrosis periglandular difusa, con un promedio de 5 o mas nidos en campos lineales de 5.5 mm en por lo menos 4 campos.

Infiltraciones moderadas o severas de plasmocitos y linfocitos.

Lagunas linfáticas que le dan una apariencia gelatinosa al endometrio. Un promedio de 5 o mas nidos fibróticos con un aumento de 5.5 mm lineales.

No pueden llevar a termino una gestación y los daños son irreversibles (3,4,5,6).

8.2.4 Inmunología

La respuesta inmune ayuda a combatir enfermedades, pero también puede producir infertilidad en la hembra si la reacción inmune se produce en el aparato genital. La respuesta inmune local en el útero responde contra los organismos patógenos con la secreción de inmunoglobulinas, que previenen que se adhiera cualquier microorganismo a la mucosa del aparato genital (5).

Normalmente durante el estro las secreciones uterinas contienen gran cantidad de IgA, mientras que en diestro se encuentra una mayor cantidad de IgG e inmunoglobulinas totales. Se ha demostrado que algunas yeguas con problemas de fertilidad producen anticuerpos contra la superficie antigénica de la zona pelúcida del ovario (5,6). Estos anticuerpos bloquean los sitios de receptores de los espermatozoides en la zona pelucida (5).

8.2.5 Serología

En la reproducción equina, las pruebas serológicas solo se usan para identificar *Taylorella equigenitalis*, la que causa metritis contagiosa equina. Las pruebas más usadas son la aglutinación en placa y la prueba de fijación de complemento, que son las pruebas más efectivas para detectar anticuerpos contra *T. equigenitalis* en la yegua. Esta prueba comienza a dar resultados positivos desde una semana post-infección (5,6).

8.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

La realización de actividades prácticas correspondientes a este tema dependerá de tener los instrumentos adecuados (vaginoscopio, hisopos con protección para bacteriología y citología endometrial, sacabocados para biopsia uterina), así como acceso al laboratorios especializados (bacteriología, histopatología e inmunología y serología).

Además se deberá contar con yeguas, sanas a infértiles, para poder comparar los hallazgos encontrados al tomarles una muestra para bacteriología, otra para citología endometrial, una biopsia uterina, así como al obtener muestras para serología. En todos los casos se deberán tomar las medidas de contención adecuadas (ver práctica 2) y se seguirán los procedimientos descritos en el marco teórico de esta sección.

Es esencial que el veterinario dedicado a la reproducción equina tenga conocimiento como tomar, conservar y enviar al laboratorio las muestras, por lo que se deberá intentar realizar estas prácticas.

El desarrollo de las pruebas en el laboratorio, así como su interpretación, generalmente será hecha por laboratorios especializados, por lo que no es esencial que el especialista en reproducción equina desarrolle los procedimientos (cultivos bacterianos, técnicas de fijación histopatológica, etc.)

8.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Ball, A.B.: Breeding soundness examination of the mare. Apuntes de la materia de Reproduccion Equina. Cornell University, N.Y., 1990.
- 2.- Garcia, N.E., Miranda, M.R., Perez, M.J., Vasquez, M.R.: Procedimientos de laboratorio para bacteriología y micología veterinarias. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Universidad Nacional Autónoma de México, 1987.
- 3.- Kenney, R.M.: Clinical aspects of endometrial biopsy in fertility evaluation of the mare. Proc. Am. Assoc. Equine Pract., pp. 105-122, 1977.
- 4.- Kenney, R.M., and Doig, P.A.: Equine endometrial biopsy. In Current Therapy in Theriogenology 2. Edited by Morrow D.A., W.B. Saunders, Philadelphia, pp. 723-729, 1986.
- 5.- Hillman, B.R., Liu, M. and Neely, P.: Equine Reproduction. Ed. Hoffmann-Le Roche Inc., 1983.
- 6.- Voss, L.J., McKinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger USA, 1993.

PRACTICA 9

ANATOMIA FUNCIONAL DEL APARATO GENITAL DEL MACHO

9.1 INTRODUCCION

9.2 MARCO TEORICO

9.2.1 Testículos

9.2.2 Escroto

9.2.3 Epidídimo

9.2.4 Cordón espermático

9.2.5 Anillo inguinal

9.2.6 Conducto deferente

9.2.7 Glándulas accesorias

9.2.7.1 Ampula

9.2.7.2 Vesículas seminales

9.2.7.3 Próstata

9.2.7.4 Glándulas bulbouretrales

9.2.7.5 Pene

9.2.7.6 Prepucio

9.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

9.3.1 Testículos

9.3.2 Epidídimo

9.3.3 Prepucio

9.3.4 Pene

9.3.5 Genitales internos

9.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 9

ANATOMIA FUNCIONAL DEL APARATO GENITAL DEL MACHO.

9.1 INTRODUCCION

Para diagnosticar condiciones reproductivas anormales en el garañón es indispensable tener conocimiento de la anatomía de sus órganos genitales. Este conocimiento también es útil para realizar la evaluación de la capacidad reproductiva del semental, así como para el desarrollo de procedimientos de manejo artificial de la reproducción, tales como la colección de semen.

El objetivo de ésta práctica es reconocer e identificar las diferentes partes del aparato reproductor del garañón, y conocer las características anatómicas internas y externas de cada órgano y estructura.

9.2 MARCO TEORICO

A continuación se describirán las principales características anatómicas de los órganos genitales del macho, que para su estudio se dividirán en genitales externos (escroto, testículos, epidídimo, cordón espermático, prepucio y pene) e internos (ámpula, vesículas seminales, próstata y glándulas bulbouretrales.)

9.2.1 Testículos

Son los órganos sexuales primarios del macho, ya que en ellos se producen los gametos masculinos (espermatozoides), además de ser el sitio de producción y síntesis de testosterona. Se localizan en la región inguinal, recubiertos por el escroto, con sus ejes mayores orientados longitudinal y horizontalmente. En caballos Pura Sangre Inglés, los testículos miden aproximadamente 10 a 12 cm de largo, 5 cm de ancho, y 6 a 7 cm de altura (2,4).

Cada testículo presenta dos bordes, dos caras y dos extremidades, las caras medial y lateral son convexas y lisas.

El parénquima del testículo esta constituido por túbulos seminíferos, en los que se producen los espermatozoides (1). Los túbulos confluyen en la parte central del testículo, vertiendo su contenido en la rete testis, de donde sale un solo conducto de cada testículo llamado conducto eferente (5).

El tejido parenquimatoso del testículo tiene una cápsula compuesta de tejido fibroso blanco y fibras musculares lisas (túnica albugínea). De las fibras de la túnica albugínea y tejido conectivo parten trabéculas, que pasan al interior de la gónada y subdividen al parénquima en lóbulos.

La superficie del testículo esta cubierta por una membrana serosa, que es la túnica vaginal propia, la cual envuelve al testículo y al cordón espermático, dejando un sitio al descubierto por donde los vasos y nervios del cordón alcanzan al testículo (5).

Externamente a la túnica vaginal propia, los testículos están cubiertos por una capa visceral que es una extensión del peritoneo, y que corresponde a la túnica vaginal (2,4,5).

9.2.2 Escroto

El escroto es un órgano especializado que permite el funcionamiento normal de los testículos, para lo cual actúa como órgano termoregulador (1,2). Es la bolsa cutánea que contiene a los testículos y las partes adyacentes al cordón espermático. Presenta una forma globular asimétrica, ya que por lo general la mayoría de las veces el testículo izquierdo es más grande y menos móvil que el otro. En el escroto puede estar presente una pequeña cantidad de fluido, el cual permite el movimiento normal de los testículos.

El escroto esta formado por varias capas, que de fuera hacia adentro son (5):

- a) La piel, que es delgada y elástica, generalmente de color oscuro o negro, lisa y untuosa. Presenta pelos finos y cortos diseminados, también están presentes glándulas sebáceas y sudoríparas muy voluminosas. Entre ambos testículos se encuentra un rafe escrotal longitudinal, que se continúa por delante con el prepucio y por detrás con el perineo.
- b) Dartos: de color rojizo e íntimamente adherido a la piel, excepto en la parte superior. Está constituido por tejido fibroelástico y fibras musculares no estriadas. A lo largo del rafe se forma un tabique que parte en dos bolsas al escroto, separando a los dos testículos.
- c) Fascia escrotal, que se deriva aparentemente de los músculos oblicuos abdominales.
- d) Capa parietal de la túnica vaginal, que contiene vasos y nervios (5,7).

4.2.3 Epidídimo

El epidídimo es un órgano cuyas funciones son el transporte, almacenamiento, maduración y concentración de los espermatozoides. Es la continuación del conducto eferente; cada epidídimo está constituido por un solo conducto de varios metros de longitud, pero que tiene múltiples convoluciones, de tal forma que ocupa pocos centímetros. El epidídimo se adhiere al borde de inserción del testículo, y corre a lo largo de la cara externa del mismo. El epidídimo se divide anatómicamente en tres partes: La cabeza, el cuerpo y la cola. La cabeza del epidídimo se localiza anteriormente al testículo y está adherido a éste por medio de los conductos eferentes, tejido conectivo y la membrana serosa. El cuerpo del epidídimo descansa dorsolateralmente al testículo, al que se une por tejido seroso que forma lateralmente un saco llamado seno del epidídimo. La cola del epidídimo se localiza posteriormente, y está unida al testículo por su ligamento propio. La cola del epidídimo se continua con el conducto deferente (1,3,7).

9.2.4 Cordón espermático

Está formado por tejidos de diversos tipos, que son arrastrados por el testículo a su paso desde la cavidad abdominal hasta el escroto a través del canal inguinal. El cordón espermático empieza en el anillo inguinal abdominal, donde las estructuras que lo constituyen se unen; se extiende oblicuamente hacia abajo a través del canal inguinal, pasa por encima del pene y termina en el borde de inserción del testículo (3,7).

El cordón espermático consta de las siguientes partes: músculo cremaster, arteria y vena espermática, nervios simpáticos, conducto deferente, músculo cremaster interno, y la capa visceral de la túnica vaginal. La arteria espermática se enrolla alrededor de la vena espermática, formando el plexo pampiniforme, que junto con el músculo cremaster forma el sistema para la regulación de la temperatura testicular (1,5).

9.2.5 Anillo inguinal

El cordón espermático al abandonar al testículo craneo-dorsalmente entra al anillo inguinal externo, penetrando a la cavidad abdominal a través del anillo inguinal interno. Para diagnosticar hernias se palpan tanto el escroto como los anillos inguinales interno y externo (1).

9.2.6 Conducto deferente

Es un tubo que se extiende desde la cola del epidídimo hasta la porción pelviana de la uretra, a través de él pasan los espermatozoides durante la eyaculación (1).

9.2.7.1 **Glándulas accesorias**

Las glándulas sexuales accesorias del garrón son: ámpula, vesículas seminales, próstata y glándulas bulbouretrales.

9.2.7.2 **Ampula**

El conducto deferente tiene un ensanchamiento fusiforme llamado ámpula, esta es una estructura tubular de aproximadamente 0.7 a 2.0 cm de diámetro, que se forma inmediatamente antes de la unión del conducto deferente con la uretra (5,7).

9.2.7.3 **Vesículas seminales**

Son dos sacos elongados y piriformes que se localizan lateralmente a las ámpulas y a la parte posterior de la cara dorsal de la vejiga. Las vesículas seminales se encuentran dentro del pliegue genital y se relacionan dorsalmente con el recto. En el semental miden aproximadamente de 15 a 20 cm de longitud, y su diámetro mayor es de 5 cm. Producen voluminosas secreciones que al momento de la eyaculación son vaciadas hacia la uretra, uniéndose a los espermatozoides provenientes del epidídimo y a las secreciones prostáticas y de las glándulas bulbouretrales para formar el semen (7).

9.2.7.3 **Próstata**

Es una glándula lobulada que se encuentra sobre el cuello de la vejiga y el principio de la uretra, por debajo del recto. Consta de dos lóbulos laterales y un istmo que los conecta. La próstata está encerrada en una cápsula de tejido fibroso que contiene algunas fibras musculares no estriadas. La secreción prostática es de aspecto lechoso y posee un olor especial y característico. La próstata secreta fluidos accesorios para limpiar y lubricar la uretra durante la estimulación precoital. También contribuye con pequeños volúmenes para el semen (4,7).

9.2.7.4 Glándulas bulbouretrales

Son dos glándulas que se sitúan a cada lado de la porción pelviana de la uretra, muy cerca del arco isquiático. Están cubiertas por el músculo uretral. Son de forma ovoide, aplanadas dorsoventralmente y sus ejes mayores se dirigen oblicuamente hacia adelante y hacia afuera. En el semental pueden medir cerca de 4 cm de longitud y aproximadamente 2.5 cm de ancho. En el caballo castrado tienen tamaño de avellana. Su función es producir secreciones previas del eyaculado (5,6).

9.2.7.5 Pene

Es el órgano masculino de la cópula, y esta compuesto principalmente por tejido erectil, que forma el cuerpo cavernoso del pene y el cuerpo cavernoso de la uretra. En su parte final se encuentra la prolongación uretral. El pene esta constituido por una raiz, cuerpo y glande.

La raiz del pene se inserta en las partes laterales del arco isquiático. La uretra pelviana pasa por encima del arco isquiático y continua hacia adelante para incorporarse al pene.

El cuerpo del pene constituye la parte mas importante del órgano, se inserta en la sínfisis isquiática a través de los ligamentos suspensorios del pene. El cuerpo del pene está formado por la uretra peneana, el cuerpo cavernoso de la uretra y el cuerpo cavernoso del pene.

El glande del pene es la extremidad libre y ensanchada del órgano. La base esta rodeada por un reborde circundante llamado corona del glande, la superficie es convexa en su porción inferior y presenta una depresión que da origen a la fosa del glande, a partir de la cual la uretra forma una prolongación de cerca de 2.5 cm de longitud llamada prolongación uretral.

El pene en reposo mide cerca de 50 cm, de los cuales 15 o 20 cm corresponden a la porción libre del prepucio, mientras que el pene erecto puede llegar a medir hasta 100 cm o mas (3,5,6).

9.2.7.6 Prepucio

Es una invaginación doble de la piel que contiene y cubre la porción libre o preescrotal del pene cuando no está en erección. Consta de una parte externa y una interna. La externa también llamada vaina se extiende desde el escroto hasta 5 u 8 cm del ombligo (4,5).

9.3 ACTIVIDADES

Para esta práctica se utilizarán órganos reproductivos obtenidos en el rastro así como garañones en vivo.

9.3.1 Testículos

En los animales se realizarán las siguientes actividades:

a) Localizar los 2 testículos dentro del escroto, medirlos y verificar la movilidad testicular dentro del escroto.

En material de rastro se realizará lo siguiente:

b) Incidir el escroto hasta llegar a la túnica vaginal, observando las diferentes capas que forman el escroto. Extraer uno de los testículos aún cubierto por su túnica vaginal, y observar la separación de los testículos. Posteriormente incidir la túnica vaginal para extraer el testículo, aún cubierto por su túnica albugínea. Observar la relación entre el epidídimo y el testículo, y el sitio por donde el cordón espermático ingresa al testículo. Posteriormente se incidirá longitudinalmente el testículo, para observar el parenquima testicular, las trabéculas y la rete testis.

c) Localizar el cordón espermático y diseccionar para localizar el músculo cremaster, la arteria y vena espermática, así como la innervación.

9.3.2 Epidídimo

a) En animales vivos a través del escroto, localizar por palpación la cabeza, cuerpo y cola del epidídimo.

En material de rastro:

b) Incidir el escroto para extraer el epidídimo, el cual será separado del testículo por disección.

c) Incidir el epidídimo a nivel de cabeza, cuerpo y cola para observar su configuración interna.

9.3.3 Prepuccio

En un garañón identificar el prepuccio, que se forma debido a las invaginaciones de la piel y a los pliegues que cubren al pene en estado erecto.

9.3.4 Pene

En animales en vivo observar la estructura externa del pene: la cara dorsal es estrecha y redondeada, en ella se localizan las arterias, nervios y un plexo nervioso. La cara ventral es redondeada, y a lo largo de esta pasa la uretra. Las caras laterales son altas y aplanadas, excepto en la parte anterior que es redondeada y cubierta por un plexo venoso (Figura 9.1).

b) Localizar el glande en la porción distal del pene, reconociéndolo por ser una estructura suave y ensanchada, se observará la prolongación uretral (Figura 9.2).

c) En material de rastro el pene se diseccionará a la mitad longitudinalmente, observando las siguientes estructuras: Túnica albuginea, que es la capa mas externa; cuerpo cavernoso del pene, con areas esponjosas que forman un cuerpo fibroso; uretra peneana, y cuerpo cavernoso de la uretra, formado por tejido esponjoso alrededor de la uretra.

9.3.5 Genitales internos

En animales en vivo se palparán e identificarán los órganos genitales internos usando un guante para palpación rectal. Antes se debe realizar una adecuada contención del garañón, lubricación, evacuación e introducción de la mano por el recto de la misma manera como se llevó a cabo en la yegua en la práctica 2.

a) Identificar el ámpula, que es el ensanchamiento fusiforme del conducto deferente y se encuentra cranealmente al piso de la pelvis, cerca de la línea media.

b) Las vesículas seminales se palparán lateralmente a el ámpula, cranealmente a la próstata.

c) La próstata y las glándulas bulbouretrales no se podran palpar debido a sus posiciones anatómicas.



Figura 9.1 Cara dorsal del pene. Obsérvense los plexos venosos.



Figura 9.2 Prolongación uretral localizada en la porción distal del pene.

9.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Amann, R.P. and Schanbacher, B.D.: Physiology of male reproduction. J. Anim. Sci. 57 Suppl 2:380-403, 1983.
- 2.- Hillman, B.R., Liu, M., Neely, P.: Equine Reproduction. Hoffmann-La Roche Inc. USA, 1983.
- 3.- Pickett, B.W., Amann and McKinnon A.O.: What veterinary practitioners should know about spermatogenesis and functional anatomy. In The Stallion Artificial Breeding and Embryo transfer. University of Sidney, Richmond, N.S.W., 1987.
- 4.- Pickett, B.W.: Management of the stallion for maximum Reproductive Efficiency. II. Animal Reproduction Laboratory Bulletin No 5, Fort Collins, Colorado State, University, 1989.
- 5.- Sisson, S., Grossman, J.D.: Anatomia de los Animales Domésticos, 4a edición. Saunders Co., 1986.
- 6.- Sorensen, Jr.A.M.: Repro lab, a laboratory manual animal reproduction. 4th American Press, Boston, Massachusetts, 1979.
- 7.- Voss, L.J., McKinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and febiger Philadelphia, 1993.

PRACTICA 10

EXAMEN REPRODUCTIVO DEL GARAÑÓN

10.1 INTRODUCCION

10.2 MARCO TEORICO

10.2.1 Historia clínica o Anamnesis

10.2.2 Examen físico general

10.2.3 Examen andrológico

10.2.3.1 Testículos-Epidídimo

10.2.3.2 Cordón espermático

10.2.3.3 Conducto deferente

10.2.3.4 Escroto

10.2.3.5 Pene-Prepucio

10.2.3.6 Glándulas sexuales accesorias

10.2.4 Evaluación de la conducta sexual, libido y capacidad para la monta

10.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

10.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 10

EXAMEN REPRODUCTIVO DEL GARAÑÓN

10.1 INTRODUCCION

El objetivo de realizar un examen de la salud reproductiva del garañón es determinar si tiene facultades, tanto físicas como de comportamiento, que aseguren un buen desempeño reproductivo. Estas facultades incluyen la producción de semen con un adecuado número de espermatozoides viables, que el macho este libre de enfermedades infecciosas transmisibles por vía genital, que tenga una conducta sexual normal, y que tenga la capacidad física para realizar la monta. Será necesario realizar un examen de salud reproductiva en los garañones que se desee seleccionar como sementales antes de operaciones de compra venta de machos, y en caballos con buenas actuaciones en pruebas de pista o carreras.

La conducta sexual del garañón se puede dividir en: cortejo y apareamiento.

El cortejo son todos aquellos patrones de conducta por medio de los cuales el macho y la hembra se hacen saber que fisiológicamente están listos para la cópula. Durante el cortejo los animales detectan mediante los órganos de los sentidos las señales visuales, auditivas, olfatorias y táctiles enviadas por el individuo del sexo opuesto (1,6).

El apareamiento o cópula implica la erección, la monta, la inserción del pene, los movimientos pélvicos por parte del macho, la postura de la hembra y la eyaculación del garañón (1.6).

El objetivo de esta práctica es aprender a realizar el examen de salud reproductiva del garañón, así como conocer el comportamiento sexual del semental durante el cortejo y la cópula.

10.2 MARCO TEORICO

El examen reproductivo del semental consta de: Historia clínica, examen físico general, examen andrológico, evaluación de la conducta sexual (líbido y capacidad para la monta), y evaluación del semen (que se estudiará junto con colección y preservación de semen en la practica # 12).

Se debe contar con un registro el cual debe incluir, identificación del animal, color de pelaje,

marcas, tatuajes y edad del animal. En algunos casos es aconsejable que se incluyan fotografías del garañón para evitar errores y complicaciones legales posteriores.

10.2.1 Historia clínica o Anamnesis: se deben incluir las enfermedades que ha sufrido el animal en el pasado y la información sobre su forma de vida actual, calendario de medicina preventiva y fin zootecnico: Como vive, que come, que cuidados rutinarios recibe, etc. Adicionalmente se debe incluir su historia reproductiva ¿Ha sido evaluado anteriormente? ¿Con que resultados? ¿Cada cuanto se utiliza para servicio o para colección de semen? ¿Ha habido algún problema? ¿Cuál ha sido su fertilidad? ¿Su conducta sexual es normal? (3).

10.2.2 Examen físico general: consiste en una evaluación de la salud general del animal, que no por ello deja de estar orientada a determinar la libido, habilidad del semental para la monta, y la capacidad reproductiva.

Para comenzar se evalúa la condición física general del animal, incluyendo aspecto, pelaje, estado de carnes, y otras características que indican el estado general de salud, tales como la coloración de las mucosas. También se debe realizar la auscultación cardiaca y pulmonar y se deben buscar defectos de conformación tales como hipoplasia testicular, criptorquidismo, hernias inguinales, umbilicales, prognatismo superior e inferior y problemas de aplomos, ya que aun no se sabe que tanto se pueden heredar (1,8).

Posteriormente se examinará la conformación general del semental, poniendo atención especial en la columna vertebral, aplomos, y miembros anteriores y posteriores, ya que éstas partes anatómicas intervienen directamente en el momento de la cópula. Por ello se deben palpar las estructuras óseas, flexionarse las articulaciones, y con ayuda de pinzas se deben examinar los cascos (1,3). La presencia de problemas óseos o articulares evita que el garañón manifieste su libido, debido a que la monta le produce dolor (1). Algo similar ocurre con ciertos problemas neurológicos (1). Posteriormente se debe hacer caminar al garañón para ver si hay claudicación de algún miembro, y se evalúan los corvejones, ya que una mala conformación ejerce presión sobre las articulaciones, resultando en dolor e inhabilidad para la monta. Se examina también detalladamente la cuartilla, menudillos y la región del casco (1,8).

Posteriormente debe realizarse un examen oftalmológico, para lo cual se examinan las estructuras del ojo con un oftalmoscopio, lo que permitirá excluir la posibilidad de ceguera, ya que esta condición dificulta el acto de la monta. También se debe realizar un examen rectal para evaluar el aparato digestivo posterior y descartar la presencia de aneurismas, abscesos o adhesiones abdominales, que interfieren en la salud del animal (1,5).

Por último se recomienda realizar un examen del olfato, el cual resulta complicado, no obstante el signo de flehemen es un indicador bastante confiable para saber que este órgano de los sentidos funciona adecuadamente (5,6).

10.2.3 Examen andrológico

El examen andrológico consta de la revisión de los genitales externos, que se realiza primero, y la de los genitales internos, que se lleva a cabo al final. En el momento de realizar el examen de los genitales externos se puede aprovechar para lavar el pene y el prepucio con agua limpia y tibia, dejando así preparado al animal para la colección de semen que forma, junto con la evaluación del mismo, la última parte del examen de salud reproductiva (6,7).

A continuación se describirá la metodología para realizar el examen andrológico.

10.2.3.1 **Testículos-epidídimo**

Los testículos y el epidídimo son palpados a través de la pared escrotal para determinar el tamaño, forma, simetría y consistencia. El tamaño testicular se examina inicialmente uno por uno para determinar sus medidas. Los testículos normales miden de 8 a 12 cm de largo, 5 a 7 cm de altura y 4.5 a 6 cm de ancho (8,9). Posteriormente se palpan los dos testículos juntos para determinar el ancho escrotal, que normalmente varía de 9 a 13 cm. El dedo pulgar y el índice pueden usarse como vernier para estimar la medida individual testicular, mientras que un vernier mecánico puede usarse para determinar el ancho escroto-testicular. La evaluación del ancho escrotal se debe realizar cuando el pene no este erecto, ya que la erección ocasiona que los testículos se separen uno del otro (8).

Para palpar estructuras mas profundas se deben mover lentamente las manos, palpando simultáneamente ambos testículos, uno con cada mano, para poder sentir el menor grado de variación en cuanto a forma y consistencia. En condiciones naturales los testículos tienen

consistencia semifirme o turgente, a excepción del area donde se encuentra la vena fluctuando en la túnica vaginal (8,9). Ambos testículos deben tener aproximadamente la misma forma, consistencia y tamaño, aunque algunas veces el testículo derecho es mas grande que el izquierdo.

El epidídimo se palpa para determinar su tamaño, forma, consistencia y localización. La cabeza del epidídimo se encuentra en posición antero-dorsal con respecto a los testículos; frecuentemente resulta difícil palpar esta estructura debido a la interferencia del músculo cremaster y la vena espermática, que se encuentran en esta area (9). El cuerpo del epidídimo corre dorso-lateralmente a lo largo del testículo, siendo una estructura estrecha que mide de 5 a 10 mm de diámetro. La cola del epidídimo se encuentra localizada caudalmente con respecto al testículo, y es prominente, por lo cual es fácil de palpar en casi todos los machos, mide de 2 a 2.5 cm de diámetro y tienen una consistencia ligeramente suave y uniforme (9). En garañones jóvenes, tanto la cola como el cuerpo del epidídimo están mas libres que en animales viejos, por lo cual es más fácil su evaluación. El ligamento de la cola del epidídimo o ligamento escrotal, el cual es un remanente del gubernáculo, une a la cola del epidídimo con el escroto. Este ligamento es firme, con areas nodulares en la porción dorso-posterior con respecto al epidídimo. El ligamento mide aproximadamente de 5 a 10 mm de largo, lo cual sirve para diferenciarlo de la cola del epidídimo cuando se sospecha de alguna anormalidad, como en el caso del espermatocele (6,8).

10.2.3.2 Cordón espermático

Se debe palpar para determinar su tamaño, forma y consistencia. Normalmente el cordón espermático se palpará craneal a la entrada de la pelvis, a cada lado de la línea media, mide de 2.5 a 3 cm de diámetro y es de una consistencia suave y uniforme (6,9).

10.2.3.3 Conducto deferente

Es una estructura tubular que no puede delinearse debido a que se encuentra rodeado por el músculo cremaster y la vena espermática (6).

10.2.3.4 Escroto

Esta estructura se evalúa mientras se palpan los testículos. La piel del escroto debe ser delgada y flexible, al tacto se encuentra lubricada con una sustancia oleosa debido a la presencia

de glándulas sebáceas y sudoríparas. Bajo la piel puede estar o no presente una pequeña cantidad de grasa subcutánea, que junto con el músculo cremáster, el plexo pampiniforme y el cordón espermático tienen la función de la termoregulación testicular (2).

10.2.3.5 Pene-Prepucio

Por lo general es necesario estimular al semental para provocar que el garañón se excite y el pene tenga erección. Esto se logra dándole masaje prepucial o presentándole una yegua que esté en celo. El semental puede sentirse incomodo por este manejo, por lo cual se recomienda evaluarlo en una zona libre de obstáculos, para tener libertad de movimiento en caso de que el caballo intente patear, y así evitar lesiones tanto en el animal como en el manejador. La evaluación se realiza colocándose a un costado del semental, pasando la mano desde la cabeza hasta el área genital, justamente en la base de pene. El pene y prepucio se evalúan por palpación y observación directa. El pene se examina cuidadosamente, poniendo atención especial en el proceso uretral y el divertículo, donde se puede encontrar acumulación de esmegma, el cual es de consistencia densa y color café-negruzco, aunque algunas veces se observa de color violeta cuando pigmenta la piel del prepucio. El pene y el pliegue interno y externo del prepucio se examinan mientras permanece la erección. El examen se continúa caudalmente hasta llegar a la base del pene, que debe encontrarse libre de costras y lesiones (2,8).

10.2.3.6 Glándulas sexuales accesorias

Las glándulas sexuales accesorias del garañón están localizadas internamente, por lo que se evalúan por vía rectal.

La preparación y contención del semental será igual a la que se realiza para palpación rectal de la hembra (ver práctica # 2).

Las ampulas se localizan cerca de la línea media del piso de la pelvis, y son un ensanchamiento de la parte distal del conducto deferente. Las ampulas descansan sobre el borde anterior pélvico y sobre uno de los extremos de la vejiga urinaria, dando una apariencia de Y. Miden aproximadamente de 12 a 20 cm de largo y tienen de 1.5 a 2.5 cm de diámetro (2,4).

Las vesículas seminales son glándulas pares con una delgada pared alargada y de forma ligeramente piriforme. Descansan lateralmente a las ampulas, lo cual dificulta su palpación. Miden

aproximadamente de 8 a 10 cm de longitud y de 3 a 5 cm de diámetro, tienen una consistencia flácida. La palpación de las vesículas se debe realizar antes que la colección de semen, para que se encuentren pletóricas de secreciones gelatinosas que hacen que se distiendan y sea fácil su localización.

La próstata y las glándulas bulbouretrales no pueden ser palpadas rectalmente debido a que la primera se encuentra cubierta por tejido retroperitoneal, mientras que las glándulas bulbouretrales se encuentran profundamente enclavadas bajo los músculos bulbouretrales (4,7).

10.2.4 Evaluación de la conducta sexual, libido y capacidad para la monta

La conducta sexual se evalúa colocando al semental en presencia de una yegua en estro. Generalmente el semental se aproxima a la yegua con paso encabritado, manteniendo el cuello arqueado y la cola levantada (Figura 10.1). El macho generalmente patea y emite largos y ruidosos relinchidos a medida que la distancia se aminora. Cuando ya está junto a la hembra, el semental empieza la investigación olfatoria del hocico, flancos, región genital y orina de la yegua (Figura 10.2). Después del contacto oronasal con la orina de la hembra, el garañón manifiesta el característico signo de flehemen, que consiste en levantar la cabeza, replegando los labios en forma que se observen los dientes (Figura 10.3). Con este movimiento el macho facilita el paso de las ferohormonas contenidas en la orina hacia el órgano vomeronasal encargado de captarlas (1,3). Generalmente el macho continúa lamiendo y moviendo la cabeza, hombros, regiones axilares, abdomen, flancos, área inguinal y perineal de la hembra (2,8).

Simultáneamente al cortejo se da gradualmente la erección del pene, de tal forma que al inicio la mitad de su longitud se encuentra cubierta por la funda interna del prepucio, la cual se vuelve menos aparente conforme progresa la erección.

Una vez que el garañón presenta la erección total del pene se coloca al lado de la yegua, para posteriormente llevar a cabo la monta, durante la cual mantiene la cabeza y el cuello extendidos. Ya montado el garañón estrecha los miembros anteriores alrededor de las crestas iliacas de la hembra e inclina el esternón sobre la región sacra, presionándola con suavidad y manteniendo la cabeza contra las crines de la yegua.

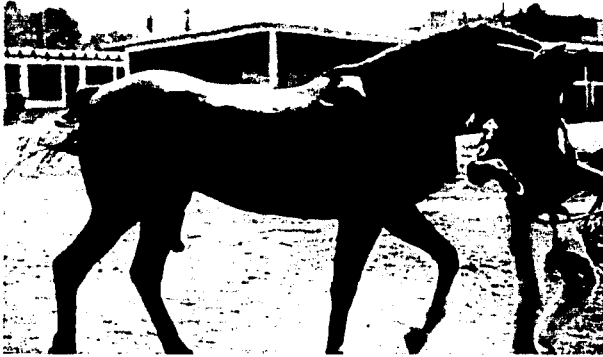


Figura 10.1 Conducta sexual del garañón previa a la monta.



Figura 10.2 Inspección olfatoria del macho en la región genital de la yegua.

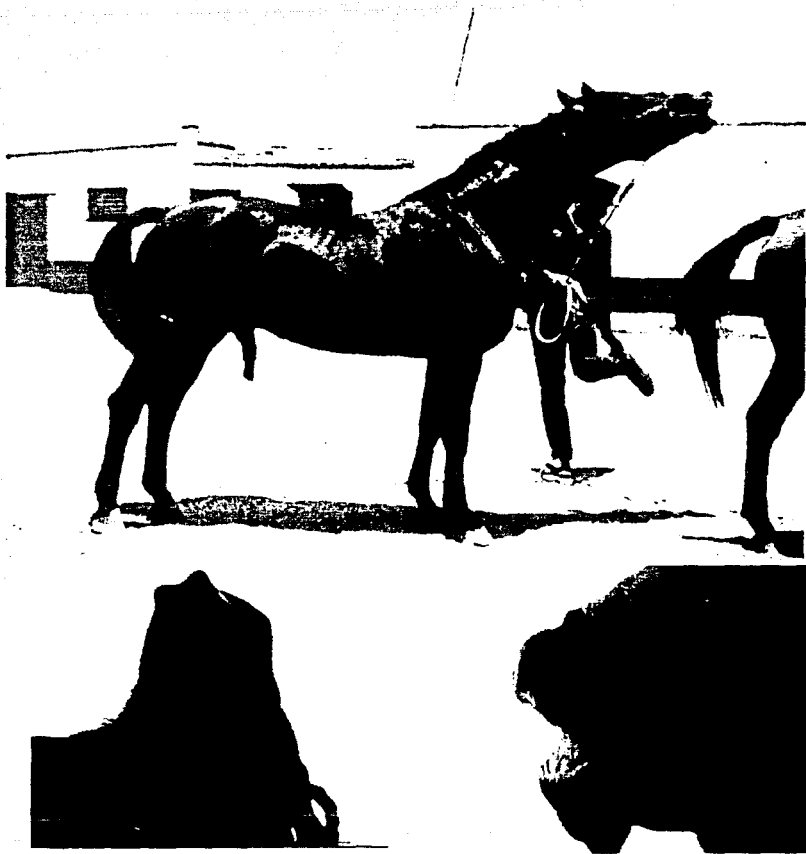


Figura 10.3 Signo de flehem en el garañón

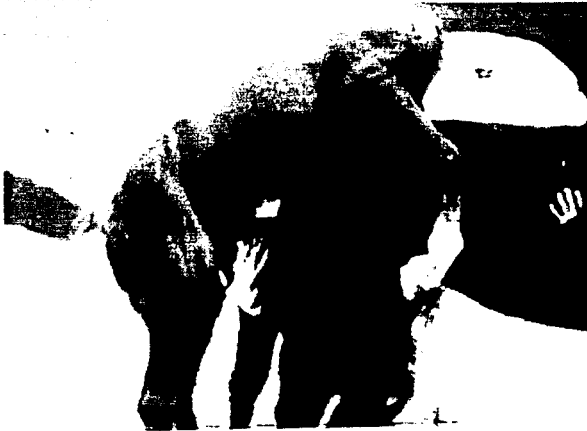
La penetración del pene ocurre después de varios intentos de empuje, durante los cuales los miembros posteriores se mantienen firmes para equilibrar el peso durante el apareamiento (Figura 10.4). Después de la introducción del pene, el glande toma forma de plato o zeta.

La eyaculación ocurre después de varios empujes profundos intravaginales. La duración de la eyaculación es de 30 a 60 segundos, durante los cuales la cola del macho se eleva y baja en un característico movimiento conocido con el nombre de bandereo. Después de la eyaculación el garañón descansa unos segundos sobre el costado de la yegua antes de desmontar.

Después de desmontar el pene permanece fuera de la vaina pero en estado relajado, y el glande aún tiene forma de zeta. Por lo regular el semental necesita de un período de descanso, mínimo de 2 horas antes de dar otra monta (7,8).

10.3 ACTIVIDADES

Para la realización de esta práctica se debe contar con uno o más sementales, un área de manejo apropiada, equipo de contención, estetoscopio, termómetro, guantes de palpación y lubricante. Para la evaluación de la libido y capacidad de servicio deberá contarse con yeguas en estro. La práctica consistirá en obtener la historia clínica, realizar el examen físico general, el examen andrológico y el examen de libido y capacidad de monta. Conforme se realizan las diferentes pruebas se llenará el siguiente registro de salud reproductiva.



B



Figura 10.4 Se muestra el intento de penetración del garañón (A) hasta la cópula, observe la posición de los miembros posteriores y la cabeza (B).

Nombre del animal: _____ Raza: _____

Identificación _____ Color: _____

Marcas: _____ Edad: _____

Historia reproductiva previa:

Condición física general BUENA REGULAR MALA

Pelaje: _____

Estado de carnes: _____

Mucosas: _____ Pulso: _____

Frecuencia cardiaca: _____ (Normal 28-40)

Frecuencia respiratoria: _____ (Normal 8-16)

Defectos de conformación: _____

Columna vertebral: _____

Aplomos: _____

Miembros:

Anteriores _____ Posteriores _____

Casco: _____

Articulaciones: _____

Actitud en dinámica: _____

Ojos: _____

Testículos	DERECHO	IZQUIERDO
------------	---------	-----------

Están presentes	_____	_____
-----------------	-------	-------

Palpación	_____	_____
-----------	-------	-------

Medida largo x ancho	_____	_____
----------------------	-------	-------

x altura (cm)

Presencia de anomalías.	_____	_____
-------------------------	-------	-------

Ancho escrotal total: _____

Pene: _____

Epidídimo: _____

Anillo interno: _____(medida)

Vesículas seminales: _____

Ampula: _____

Próstata: _____

Interés por la hembra POCO MODERADO INTENSO

Inspección vulvar y signo de Flehemen SI NO

Erección del pene SI NO

Monta SI NO

Tiempo necesario para realizar la monta _____

Penetración SI NO

Eyacuación SI NO

10.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Caudet, T.: Comportamiento normal del equino doméstico. De 1975 a 1987. Estudio recapitulativo. Tesis de licenciatura Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1991.
- 2.- Hillman, B.R., Liu, M. and Neely, P.: Equine Reproduction. Hoffmann-Le Roche Inc. USA, 1983.
- 3.- Hamilton-Douglas, M.M., Viale, K.: Transported Semen Handbook for the Stallion Owner and the Veterinarian. Hamilton-Thorn Research USA, 1990.
- 4.- Jasko, J.D.: Equine reproductive elective. Colorado State University. Colorado, 1990.
- 5.- Jussiaux, M. and Trilland, C.: Reproducción del caballo. El semental. Ed. Lidium, Buenos Aires, Argentina, 1986. semen. Theriogenology, 33:1201-1210, 1990.
- 6.- Pickett, B.W.: Management of the stallion for maximum reproductive efficiency. II. An. Rep. Lab. Bulletin No 5. Fort Collins, Colorado State University, 1989.
- 7.- Pickett, E.L.: Procedures for collection, evaluation and utilization of stallion semen for artificial insemination. Colorado State University September, 1987.
- 8.- Varner, D.D., Schumacher, J., Blanchard, L.T. and Johnson, L.: Diseases and Management of Breeding Stallions. American Veterinary Publications USA, 1991.
- 9.- Voss, L.J. and Mckinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger Philadelphia, 1993.

PRACTICA 11

TECNICA DE CASTRACION

11.1 INTRODUCCION

11.2 ACTIVIDADES PRACTICAS

11.2.1 Contención

11.2.2 Tranquilización y analgesia

11.2.3 Preparación

11.2.4 Técnica quirúrgica

11.2.5 Posoperatorio

11.3 LITERATURA CITADA

PRACTICA 11

TECNICA DE CASTRACION

11.1 INTRODUCCION

La técnica de castración se utiliza para disminuir la conducta sexual agresiva en machos que no estén destinados a la reproducción, así como para evitar tener crías de inferior calidad genética. La castración remueve de la circulación la mayor parte de los de andrógenos y estrógenos responsables de la conducta sexual masculina (1). La castración también se utiliza para remover tumores testiculares, o en casos en los que exista un daño irreparable en el tejido circundante a los testículos. La operación también resulta útil cuando hay presencia de hernias inguinales o escrotales.

Los caballos se pueden castrar a cualquier edad, pero por lo general se determina por la conveniencia del dueño. La mayoría de los caballos se castran entre los 18 y 24 meses de edad.

Generalmente la castración se realiza sobre los testículos ya descendidos, pero en algunos casos es necesario remover un testículo retenido (criptorquidismo) de la cavidad abdominal (2,4).

El objetivo de esta práctica es aprender a realizar la técnica de castración en el equino.

11.2 ACTIVIDADES PRACTICAS

Para esta práctica se requerirán machos equinos enteros, emasculador, material de cirugía general, agujas, tranquilizantes, anestésicos locales y antibióticos.

Se inspeccionará cuidadosamente al animal para verificar que los testículos hayan descendido de la cavidad abdominal y se encuentren dentro del escroto. También se verificará que no tenga hernias de ningún tipo, ya que la castración se hará con el caballo de pie.

11.2.1 Contención.

El manejo que se le dé al caballo dependerá de su temperamento. Generalmente se sujetará al animal con un arcial, y se le atará a la cola una cuerda, evitando con ésto que el animal pueda patear (3).

11.2.2 Tranquilización y analgesia.

Se utilizará tranquilización y anestesia local para realizar la castración con el animal de pie. Para ello se someterá el animal a un ayuno de 24 hrs antes de la intervención. Se tranquilizará al

garañon con derivados de la xilazina, como Rompun al 10% en una dosis de 1.1 ml por vía intravenosa. Después de 2 a 5 minutos se obtendrá una analgesia moderada y relajación muscular. Cuando la droga haya hecho efecto se producirá relajación del pene, el animal bajará la cabeza y no estará alerta a los estímulos externos (3,4).

Una vez tranquilizado el animal se tomará el testículo mas alejado al cirujano y se infiltrará con 10-15 ml de xilocaina al 2% en el cordón testicular. Para esto se recomienda primero insertar la aguja de una sola intención, y posteriormente conectarle la jeringa. El escroto será infiltrado con 10-15 ml de xilocaina aplicada subcutaneamente a lo largo de la línea de incisión por el rafe medio, antes de realizar la incisión.

Opcionalmente se podran infiltrar de 15 a 30 ml de xilocaina en el parenquima, de cada testículo.

Una vez aplicada se deja tranquilo al animal durante 10-15 minutos.

11.2.3 Preparación.

Se lavará la región testicular y peneana, embrocando enseguida con tintura de yodo o de benzal.

11.2.4 Técnica quirúrgica

Se recomienda que el cirujano trabaje en el lado izquierdo del caballo, lo mas cercano posible a su costado, para evitar ser lastimado si el caballo patea.

El cirujano tomará el testículo derecho y tensará el escroto con la mano. Con el bisturí se incidirá la piel rápidamente y de primera intención, de arriba hacia abajo y de atrás hacia adelante, ejerciendo suficiente presión.

Con un movimiento similar al anterior se incidirá la túnica vaginal y se disecará con los dedos, de manera que quede expuesto el testículo y el cordón testicular. El testículo esta cubierto por una capa fibrosa, la túnica albuginea, que se reconoce por su color nacarado. Es importante que la túnica vaginal disecada sea removida con tijeras o bisturí para evitar que se necrose y sea fuente de infección.

Con el testículo fuera del escroto se procederá a seccionar el cordón testicular con el emasculador (Figura 11.1). Una vez extirpada la gónada derecha se procederá a realizar el mismo procedimiento en el testículo izquierdo (1.3).

11.2.5 Posoperatorio.

El animal se confinará en un lugar limpio durante las primeras 24 horas para poder detectar la presencia de alguna hemorragia de la vena o arteria espermática.

Se debe aplicar hidroterapia (Duchas regionales) tres veces al día, esto se realiza con ayuda de una mangera, de manera que el agua se diriga al prepucio, esta ducha debe durar por lo menos 10 minutos.

El animal castrado debe realizar ejercicio durante 15 minutos 2 veces al día durante 2 semanas. Tanto las duchas como el ejercicio ayudarán a prevenir un edema excesivo en el prepucio y escroto (2).

El uso de antitoxina tetánica, antibiótico y antiinflamatorios es opcional.



Figura 11.1 Castración. El escroto ha sido incidido para aplicar el emasculador.



Figura 11.1 Nótese el testículo colgando al aplicar el emasculador.

11.3 LITERATURA CITADA

- 1.- Archibald, J.: Equine Medicine and Surgery. American Veterinary Publications INC. USA, 1982.
- 2.- Izquierdo, A.A., Gallardo, P.N., Tellez, R.R.E.: Cirugia Básica del Caballo. Ed. Continental México, 1988.
- 3.- Varner, D.D., Schumacher, J., Blanchard, L.T. and Johnson, L.: Diseases and Management of Breeding Stallions. American Veterinary Publications USA, 1991.
- 4.- Voss, L.J. and McKinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger, Philadelphia, 1993.

PRACTICA 12

METODOS DE COLECCION, EVALUACION Y PRESERVACION DE SEMEN

12.1 INTRODUCCION

12.2 MARCO TEORICO

12.2.1 Coleccion de semen

12.2.2 Evaluacion del semen

12.2.2.1 Motilidad progresiva

12.2.2.2 Concentración

12.2.2.3 Morfología

12.2.3 Preservacion de semen

12.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

12.4 LITERATURA CITADA

PRACTICA 12

MÉTODOS DE COLECCIÓN, EVALUACIÓN Y PRESERVACIÓN DE SEMEN.

12.1 INTRODUCCION

Para tener éxito en un programa de inseminación artificial en equinos es imprescindible conocer como colectar el semen de los garañones, así como los métodos para su evaluación y su preservación. Otro uso de estos métodos es evaluar el potencial reproductivo de un semental que se quiera dedicar para cría. El objetivo de esta práctica es aprender a realizar la colección, evaluación y preservación de semen equino.

12.2 MARCO TEORICO

12.2.1 Colección de semen

Para la colección de semen es necesario contar con una hembra en estro. Si el garañón está bien entrenado se puede utilizar un maniquí de montas ("potro de montas") en lugar de la yegua (Figura 12.1).

Si se utiliza una yegua, esta deberá estar en una etapa de plena receptividad dentro del estro. Para evitar laceraciones se debe vendar la cola de la yegua. Además, la yegua se le debe poner un tirapie para evitar que patee al garañón o al operador al momento del cortejo y la recolección del semen. Si se pretende utilizar un maniquí, es necesario entrenar al macho durante varias semanas o meses dependiendo su libido, estimulándolo con la presencia de una yegua en estro para acostumbrarlo poco a poco a montar el maniquí (7,9).

Antes de colectar el semen se debe lavar el pene al garañón, lo que debe realizarse delante de una yegua en celo para que el macho tenga una erección y pueda procederse al lavado. El pene se asea exclusivamente con agua tibia, ya que algunas investigaciones recientes han demostrado que el uso del jabón o soluciones desinfectantes afectan el equilibrio que existe entre la flora bacteriana del pene, permitiendo el desarrollo de bacterias patógenas (4).

La persona que vaya a realizar la limpieza debe ponerse un guante y aplicar un masaje suave a lo largo del pene, retirando el esmegma y otras suciedades que se encuentren en el prepucio, pene y glande. Se recomienda que otra persona sostenga un recipiente con agua para

facilitar el lavado. Posteriormente se debe dejar secar el pene al aire o bien con una toalla limpia y seca (Figura 12.2).

Para la colección de semen en el equino generalmente se usa una vagina artificial, aunque también puede colectarse por medio de un condón, el cual es un plástico delgado que se coloca sobre el glande antes de la cópula y se retira después de que desmonte el semental. El método de condón actualmente es poco práctico. Existen varios modelos de vagina artificial, pero todos ellos constan de un cuerpo rígido (el cual puede ser de plástico o aluminio), un manga de latex, un recipiente colector de semen, un filtro, válvula de presión, ligas, y una camisa protectora del colector del semen. (Figura 12.3, 12.4, y 12.5).

Después de armar la vagina se debe llenar con agua a una temperatura de 42 a 45°C. Se debe tomar en cuenta que existen preferencias individuales, tanto de temperatura como de presión. La temperatura puede incrementarse añadiéndole agua mas caliente, mientras que la presión se controla tanto por la cantidad de agua añadida como por la inflación de aire a través de una válvula (1,5).

Recomendaciones:

- a) Todos los componentes de la vagina artificial deben haberse lavado con jabón quirúrgico, enjuagándose con agua destilada. Al momento de usarse, todo el material debe estar completamente seco.
- b) Se debe armar correctamente la vagina.
- c) Verificar la temperatura interna de la vagina utilizando un termómetro.
- d) Permitir que la temperatura se estabilice dentro de la vagina mientras se termina de preparar a la yegua y el semental.
- e) Revisar que se disponga de todo el material de laboratorio y cristalería que se requiera para la evaluación del semen, incluyendo pipetas volumétricas, pipetas Pasteur, hemocitómetro, porta y cubreobjetos, y pipeta para glóbulos rojos. Todo el material se debe mantener en una incubadora a una temperatura corporal hasta el momento de usarse.

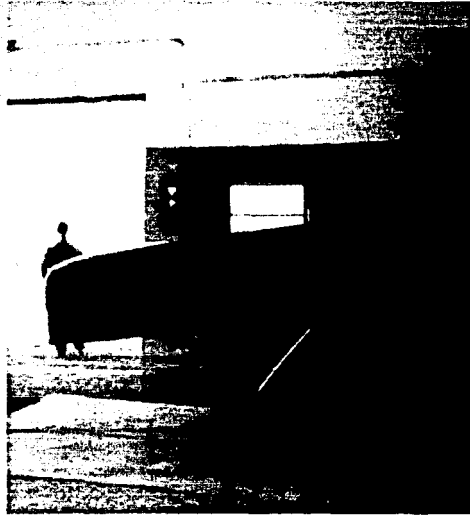


Figura 12.1 Maniqui de monta para colección de semen.



Figura 12.2 Lavado del pene.

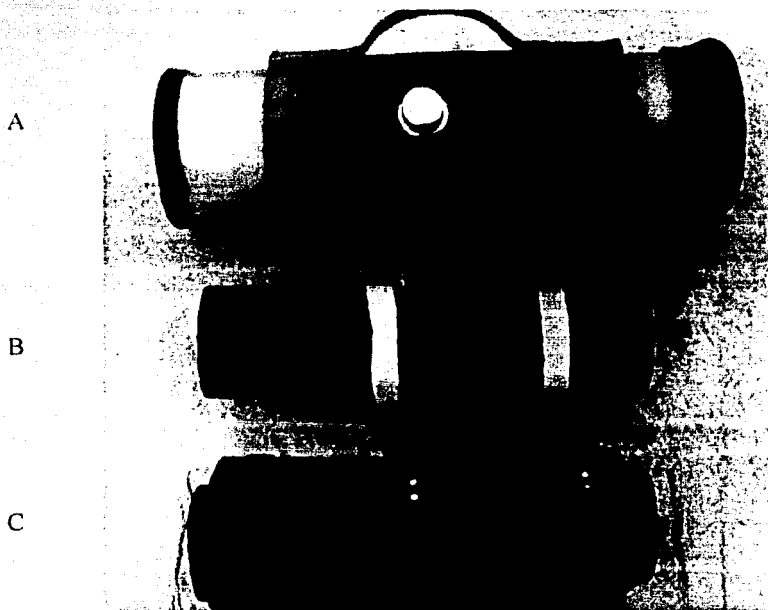


Figura 12.3 Vaginas Artificiales.

- A Vagina artificial modelo Universidad de Colorado (USA)
- B Vagina artificial modelo Hannover (Alemania)
- C Vagina artificial modelo Universidad de Wisconsin (USA)

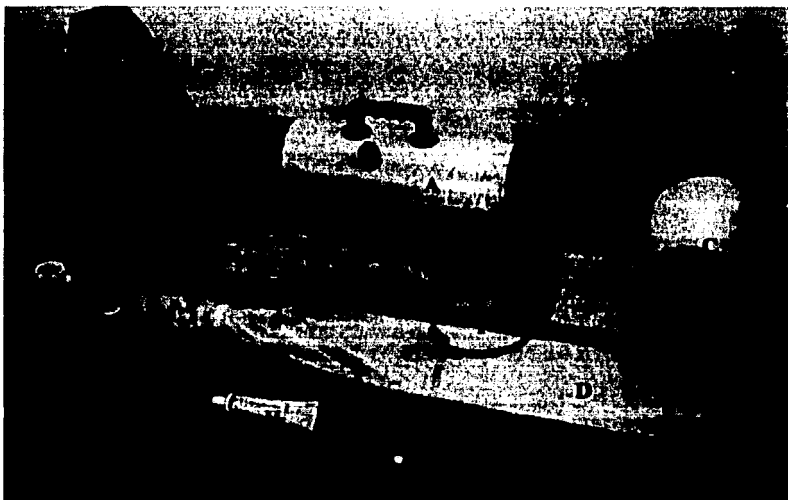


Figura 12.4 Vagina artificial modelo "Universidad de Colorado" con todos sus aditamentos

- A Cuerpo rígido de la vagina
- B Manga de latex
- C Manga de plástico desechable
- D Manga de plástico desechable
- E Envase colector de semen
- F Filtro
- G Protector del envase
- H Gel no espermicida
- I Liga

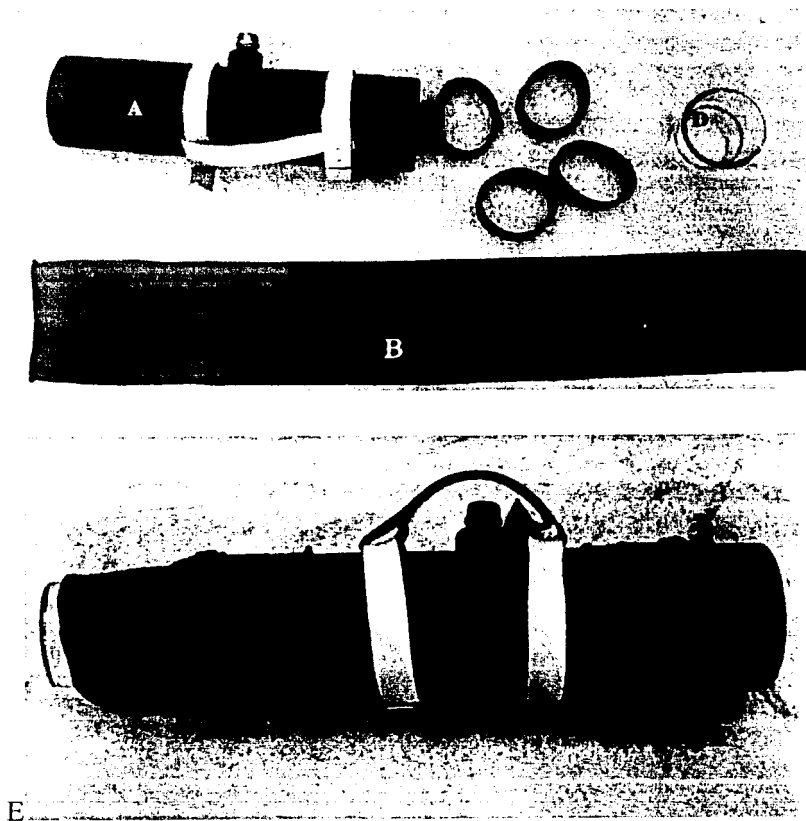


Figura 12.5 Vagina artificial modelo Hannover.

- A. Cuerpo de la vagina
- B. Manga de latex
- C. Ligas
- D. Vaso colector de semen
- E. Vagina armada

Cuando se tengan preparados tanto a la hembra como al semental, se sacará el recipiente colector de semen de la incubadora y se termina de ensamblar la vagina. El siguiente paso es lubricar la entrada de la vagina artificial, para lo que existen varios productos, como la carboximetil-celulosa de sodio, o cualquier lubricante comercial que no sea espermicida.

Se debe colocar una cantidad suficiente de lubricante sobre la palma de la mano cubierta con un guante de palpación y se procede a lubricar la parte anterior de la vagina, dejando el guante adentro hasta el momento de la colección para evitar contaminaciones. Antes de la colección se debe revisar la presión y temperatura interna de la vagina (8).

El manejo del semental dependerá del carácter de éste, algunos responden solo con la voz del manejador, mientras que otros necesitan cadena en la boca o un bocado severo para lograr manejarlos.

Para la colección del semen se requieren por lo menos 3 personas, un manejador de la yegua, otro del semental y un operador de la vagina artificial. Todo el personal debe llevar equipo de seguridad, como casco y botas. Al presentar al garañón ante la yegua el manejador del semental debe estar a un costado de él; al momento en que el semental monte el operador se debe colocar rápidamente a un costado del semental, para desviar el pene hacia la vagina artificial. En caso de ser la primera vez que se utilice un garañón puede ser que no le agrade la sensación y se desmonte; en este caso se debe repetir la operación hasta que eyacule (Figura 12.6).

Se debe sostener la vagina en el ángulo que más le agrade al semental, manipulándola hacia arriba en contra del abdomen del macho, logrando con esto una mejor estimulación sexual. Cuando el garañón empieza a eyacular el operador de la vagina puede sentir las pulsaciones en la base del pene, las cuales se asocian con el movimiento característico de la cola, conocido como "bandereo." La vagina se retira hasta que termine la eyaculación y el pene del animal haya perdido su erección, cuidando que la vagina se conserve casi vertical durante el retiro para evitar la pérdida de semen. La persona que maneja al semental debe retirarlo inmediatamente después de que haya desmontado, para evitar que intente patear (2,5).



B



Figura 12.6 Colección de semen con vagina artificial.
A. Momento de la introducción del pene en la vagina.
B. El macho ha eyaculado y se observa el semen en el tubo colector (el protector ha sido removido con fines didácticos).

12.2.2 Evaluación del semen

En el laboratorio se retiran el protector del recipiente colector de semen y el filtro, registrando el volumen total de eyaculado, su color, apariencia, y ph, así como la presencia de alteraciones, como sangre o pus. El ph del semen equino es ligeramente básico con un rango de 7.2 a 7.7, se determina usando un potenciómetro preferentemente en la primera hora después de la colección de semen. Un ph alto en la muestra de semen puede asociarse a la contaminación con orina o jabón o con lesiones inflamatorias del aparato genital interno (7).

El espermatozoide equino es muy frágil, por lo cual el recipiente colector no se debe exponer a la luz directa ni a cambios bruscos de temperatura. Para ello se debe mantener dentro de una incubadora o baño maría a una temperatura de 38°C.

La evaluación del semen debe realizarse lo más rápidamente posible después de su colección, ya que el líquido seminal del eyaculado resulta tóxico para los espermatozoides. Por esta razón algunos autores recomiendan adicionar al recipiente colector de semen 50 a 100 ml de diluyente antes de la colección, para que al mezclarse con el semen el diluyente le proporcione a los espermatozoides un ambiente más favorable. En este caso se debe tomar en cuenta la cantidad de diluyente que se añadió, para poder hacer correcciones que permitan conocer el volumen y concentración reales del eyaculado (7).

12.2.2.1 Motilidad progresiva

La primera variable microscópica a evaluar es la motilidad progresiva. Esta variable es muy importante, ya que existe una alta correlación entre el porcentaje de motilidad progresiva con la fertilidad. Para evaluar la motilidad se debe diluir el semen antes del examen, ya que los espermatozoides tienden a aglutinarse en condiciones naturales, lo cual ocasiona que no sea posible evaluarlos. Para la dilución de semen existen varias fórmulas que se mencionarán más adelante. Una vez diluido, se coloca una gota de semen en un portaobjetos y se cubre con un cubreobjetos, evitando que se formen burbujas. El portaobjetos se coloca sobre una termoplatina en un microscopio, de preferencia de contraste de fases, ya que este permite observar claramente la densidad de la muestra. El porcentaje normal de motilidad progresiva es de un 75% con un rango de 60 a 95% (7,8).

12.2.2.2 Concentración

La evaluación de la concentración espermática se realiza por medio de un hemocitómetro, utilizando una sustancia espermicida, como formalina amortiguada, para realizar la cuenta espermática. Se debe realizar una dilución 1:200 de semen, para lo cual la pipeta de glóbulos rojos se llena de semen hasta la marca de 0.5 y con formalina al 2% hasta la marca 101. Una vez llena la pipeta, se agita para homogenizar el contenido y se tiran las primeras gotas, ya que estas son el líquido que permaneció en la porción capilar de la pipeta, y por lo tanto no se mezcló con el resto del contenido. Después se coloca una gota en cada cámara y se procede a contar todos aquellos espermatozoides que sus cabezas se encuentren dentro de los 4 cuadros de las esquinas y el cuadro del centro de la cámara que se contarán.

El número de espermatozoides contados en la primera cámara se suma con el total de espermatozoides contados en la segunda y se saca un promedio, siendo esto el número de espermatozoides contados. Después se prosigue a calcular la concentración espermática por mililitro. Para hacer este cálculo se debe tomar en cuenta que la cámara solamente tiene una altura de 0.1 mm, por lo que para transformarla a mm se requiere multiplicar el número de espermatozoides por 10. Además solamente se contarán 5 de los 25 cuadros, por lo que solo se contó 1/5 de mm², por lo que hay que multiplicar por 5. El número resultante se debe multiplicar por 100 o 200, dependiendo de la dilución que se haya utilizado. Las concentraciones ideales para inseminar son de 300 a 500 millones/ml (2,3,6).

Ejemplo: Se contaron 36 espermatozoides utilizando una dilución 1:200.

Entonces el número total de espermatozoides por mm³ es

$$= 36 \times 10 \times 5 \times 200$$

$$= 36 \times 10,000$$

$$= 0.36 \times 10^6/\text{mm}^3$$

Para transformar a espermatozoides por ml (cm³) es necesario multiplicar el número/mm³ X 1000.

En el ejemplo anterior:

$$0.36 \times 10^6/\text{mm}^3 = .36 \times 10^9/\text{ml} = 360,000,000 \text{ millones/ml.}$$

Finalmente para obtener el número total de espermatozoides en el eyaculado se debe multiplicar el número/ml por el volumen del eyaculado.

12.2.2.3 Morfología

Para el examen de la morfología individual de los espermatozoides se usa una tinción de eosina-nigrosina, ya que esta ofrece la posibilidad de detectar la vitabilidad de los espermatozoides, usando de preferencia un microscopio de contraste de fases, que facilitará la evaluación. Se utiliza el objetivo de inmersión 100X. Para realizar esta evaluación se hace un frotis de una pequeñísima gota de semen mezclada con el colorante, ambos a temperatura corporal. Se deja secar el frotis y se observan al azar un mínimo de 100 espermatozoides, contando cuantos de ellos son normales y cuantos anormales (6,7).

Las anomalías se clasifican en primarias y secundarias: las primarias, son las que se originan durante la espermatogénesis y ocurren en el testículo. Los defectos de la cabeza y parte media del cuerpo son considerados como primarias. Las anomalías secundarias ocurren durante el transporte seminal y comúnmente involucran la cola, y presencia de gotas citoplasmática medial y distal. Se considera que más del 10% de las anomalías primarias y 20% de las secundarias en el semen pueden alterar la fertilidad (6).

12.2.3 Preservación de semen

La preservación de semen se realiza para aquellos casos donde se requiera guardar material genético valioso sin importar la época del año, distancia y lugar donde se encuentre la yegua o el garañón. Existen varios diluyentes que permiten conservar el semen equino en refrigeración durante varios días. En esta práctica se utilizará algunos de ellos, por lo que se presentan varias fórmulas para que se elija la que le resulte más práctica.

Los diluyentes más comunes son aquellos que están elaborados a base de leche descremada y glucosa a la que se le añaden antibióticos para reducir el número de bacterias que contaminan la muestra.

Los antibióticos mas usados son los siguientes:

NOMBRE	DOSIS
Sulfato de polimixina B	200 a 1000 UI/ml
Penicilina cristalina	1000 a 1500 UI/ml
Estreptomina	150,000 mg/ml
* Sulfato de gentamicina	100 a 1000 mg/ml
* Sulfato de amikacina	100 a 1000 mg/ml
Ticarcilina	100 a 1000 mg/ml

* A estos antibióticos es necesario que se le agregue una sustancia buferada (bicarbonato de sodio) para ajustar el ph.

FORMULA 1

Leche descremada y deshidratada	2.4 g
Glucosa	4.9 g
Penicilina cristalina	150,000 UI
Estreptomina cristalina	150,000 mg/ml
Agua destilada o deionizada estéril	c.b.p 100 ml

FORMULA 2

Leche descremada y deshidratada	2.4 g
Glucosa	4.9 g
Sulfato de gentamicina	150,000 UI
NaHCO ₃ al 8.4%	2 ml
Agua destilada	c.b.p 100 ml

Se debe agregar el antibiótico al último por lo menos 2 minutos antes de usar el diluyente para evitar que la acidez del antibiótico corte la leche.

Todo el material que vaya a estar en contacto con el semen debe estar a una temperatura de 37°C a 38°C antes de mezclarlo con el semen. La mezcla debe realizarse cuidadosamente, dejando resbalar el semen o el diluyente por las paredes de las probetas. Después se realiza un movimiento de rotación para homogenizar la mezcla. Se recomienda una dilución mínima de 1:1 1:2 o 1:4 semen: diluyente

En el siguiente cuadro se muestran varias diluciones para obtener concentraciones ideales de semen diluido para almacenamiento de acuerdo a las concentraciones iniciales de espermatozoides:

CONCENTRACION INICIAL (millones/ml)	DILUCION	CONCENTRACION FINAL (milones/ml)
100-115	1 semen 2 diluyente	33.8-38.3
120-155	1 semen 2 diluyente	40.0-51.7
160-205	1 semen 3 diluyente	40.0-51.3
210-255	1 semen 4 diluyente	42.0-51.0
260-300	1 semen 5 diluyente	43.3-50.0
305-350	1 semen 6 diluyente	43.6-50.0
355-400	1 semen 7 diluyente	44.4-50.0

Terminada la mezcla se puede inseminar inmediatamente o almacenar en un termo (equitainer system) diseñado para enfriar y almacenar semen equino por un periodo de hasta 72 horas.

12.3 ACTIVIDADES PRACTICAS

Se colectará, evaluará y diluirá el semen equino, registrando los siguientes datos:

GARAÑÓN _____ FECHA _____

Tipo _____ Fecha de realización _____

DILUYENTE _____

ANTIBIOTICO _____

OTRO _____

TIEMPO _____ No. DE MONTAS _____

VOLUMEN _____ ml (A)

CONCENTRACION _____ M/ml (B)

ESPERMATOZOIDES TOTALES _____ (A x B)

DILUCION _____

CONCENTRACION FINAL _____

	FRESCO	24 Hrs.	48 Hrs.
% MOTILIDAD	_____	_____	_____
% MOTILIDAD PROGRESIVA	_____	_____	_____

MORFOLOGIA

% Espermatozoides normales _____

% Cabezas anormales _____

% Acrosomas anormales _____

Cabezas sueltas _____

% gotas proximal _____

% gotas distales _____

Colas sueltas _____

colas enredadas _____

Otras células _____

Realizado por _____

12.4 LITERATURA CITADA

- 1.- Crump, J.: Stallion ejaculation by manual stimulation of the penis. Theriogenology 31:341-350, 1988.
- 2.- Hamilton, D.M. and Viale, D.: Transported semen handbook for the stallion owner and the veterinarian. Hamilton-Thorn Research, USA, 1990.
- 3.- Jasko, J.D.: Stallion seminal characteristics and fertility. Colorado State University, Colorado, 19904.- Jones, R.L., Squires, E.L., Slade, N.P., Pickett, E.L., and Voss, J.L.: The effect of washing on the aerobic bacterial flora of the stallion's penis. Proc. 30th Ann. Conv. A.A.E.P., 1984.
- 5.- McDonnell, S.M. and Love, C.C.: Manual stimulation collection of semen from stallions: training time, sexual behavior and semen. Theriogenology 33:1201-1210, 1990.
- 6.- Paccamonti, D.: Use of semen extenders and shipment of fresh, cooled semen. In: Memorias del Diplomado en Producción Equina. Modulo I Reproducción. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, pp 125-130 Julio, 1992.
- 7.- Pickett, E.L., Procedures for collection, evaluation and utilization of stallion semen for artificial insemination. Colorado state University, September, 1987.
- 8.- Varner, D.D.: Collection and Preservation of stallion spermatozoa. Proc. Soc. Theriogenology, 1986.
- 9.- Varner, D.D., Schumacher, J., Blanchard, L.T. and Johnson, L.: Diseases and Management of Breeding Stallions. American Veterinary Publications, USA, 1991.

PRACTICA 13

TECNICA DE INSEMINACION ARTIFICIAL

13.1 INTRODUCCION

13.2 ACTIVIDADES PRACTICAS

13.3 LITERATURA CITADA

PRACTICA 13

TECNICA DE INSEMINACION ARTIFICIAL

13.1 INTRODUCCION

La inseminación artificial (IA) consiste en coleccionar semen de un garañón e introducirlo en el cuerpo del útero de la yegua. El semen puede ser fresco, frío o congelado.

Esta técnica tiene muchas ventajas, como son el mejoramiento genético, mejor aprovechamiento del garañón, y la evaluación inmediata del semen del macho. Además disminuyen las enfermedades transmitidas por vía venérea. Sin embargo, se debe tener presente que ciertas asociaciones no permiten la inseminación artificial, como el caso de los Pura Sangre Inglés.

Como se describió anteriormente, la inseminación artificial incluye la colección, evaluación y preparación del semen, que se revisaron en la práctica # 12, y la introducción del semen en el aparato reproductor de la hembra, que es el objeto de la presente práctica.

El objetivo de esta práctica es conocer el equipo y material empleado para la inseminación artificial, así como la técnica para realizarla.

13.2 ACTIVIDADES PRACTICAS

Para esta práctica se requerirán yeguas en estro, guantes de cirujano estériles, lubricantes no espermicidas, pipetas de inseminación y jeringas. Además se debe contar con semen fresco o refrigerado, obtenido de acuerdo a lo descrito en la práctica 12. En caso de que se utilice semen refrigerado se requerirá un termo especial para mantener semen refrigerado ("equitainers") (Figura 13.1).

Antes de comenzar es necesario familiarizarse con el equipo y material de inseminación con que se cuente, cerciorándose de conocer su armado y utilización. El equipo a emplear dependerá de la presentación de semen (fresco, refrigerado o congelado, pajilla o macrotubo), así como de razones de preferencia o económicas (Figura 13.2).

Se debe contar con una yegua en estro que se encuentre en el momento adecuado para la inseminación. Para ello se deberá de recelar diariamente a la yegua. Una vez detectada en estro se



Figura 13.1 Envase especial diseñado para enfriar y preservar el semen equino.

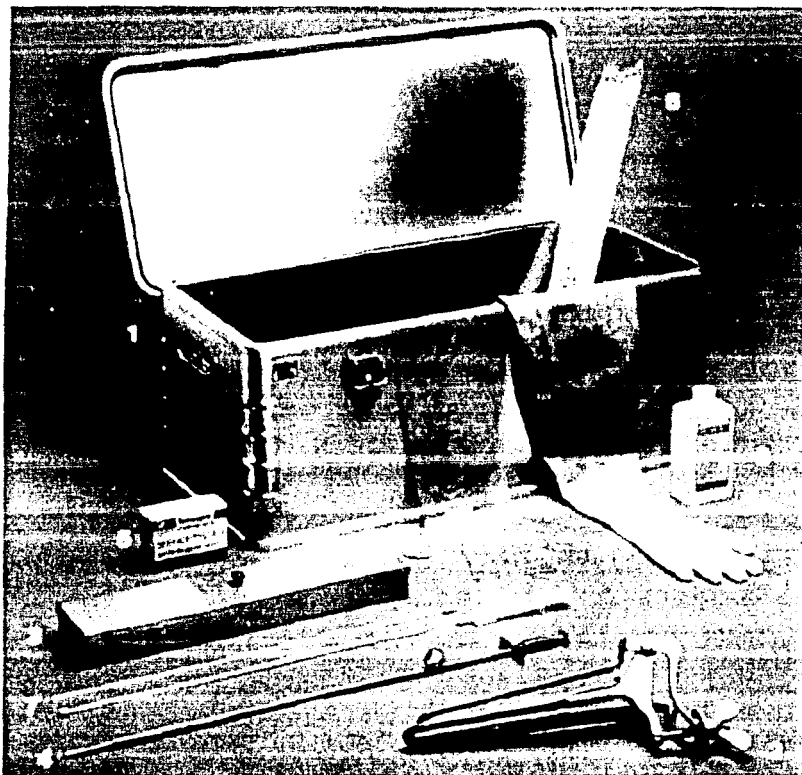


Figura 13. 2 Equipo de inseminación artificial

1. Caja metálica
2. Vaginoscopio
3. Caja metálica para forceps
4. Pistola de inseminación
5. Portaobjetos con tinción para examen citológico
6. Pipetas de inseminación
7. Pipeta de inseminación conectada a una jeringa
8. Lubricante
9. Guantes

pueden tomar varias alternativas. La primera es realizar la inseminación artificial cada tercer día, comenzando a partir del segundo o tercer día de estro, y continuando hasta que desaparezcan los signos de estro o hasta que se detecte la ovulación por medio de palpación rectal. La segunda alternativa, si se cuenta con un equipo de ultrasonido, es hacer un seguimiento diario del desarrollo folicular, y solamente realizar la inseminación cuando en el ovario exista un folículo cercano a ovular (2,4).

Otra alternativa, cuando sea conveniente inseminar una sola vez a la yegua, es aplicar una dosis de 1500 a 5000 UI de gonadotropina coriónica humana (hCG) para forzar que la ovulación ocurra 24 a 48 hrs después de su aplicación. Se aconseja que al aplicar esta hormona la yegua tenga un folículo de por lo menos 35 mm de diámetro. La inseminación se realizará entre 12 y 24 horas después de inyectar la hCG (3).

La dosis inseminante ideal con semen fresco, con la cual se tiene una máxima probabilidad de gestación, es de 500 millones de espermatozoides con motilidad progresiva. Los volúmenes clásicos de inseminación para semen equino diluido varían de 10 a 25 ml (2,5).

Antes de realizar la inseminación se deben seguir los siguientes pasos:

- a) Introducir la yegua en un potro de contención
- b) Colocar un guante de palpación o una venda cubriendo completamente la cola desde el maslo, evitando que los cabellos contaminen al momento de realizar la técnica.
- c) Lavar la zona de los genitales externos con agua y jabón quirúrgico, repitiendo la maniobra 2 o 3 veces, siguiendo el procedimiento de mojar, enjabonar, tallar y enjuagar.
- d) Secar perfectamente con toallas desechables.
- f) Limpiar la comisura de los labios vulvares, separándolos suavemente con una toalla limpia, y retirando la suciedad, exudados y esmegma que se encuentre.

Finalmente se puede aplicar un antiséptico en spray de yodo diluido, teniendo cuidado de no ponerlo sobre los labios vulvares (1,3,4).

Ya preparada la yegua se procede a preparar la dosis de inseminación, para lo cual el semen se homogeniza suavemente y se coloca en una jeringa (si se trata de semen fresco o refrigerado) (Figura 13.3). En caso de utilizar semen congelado se deberá descongelar el

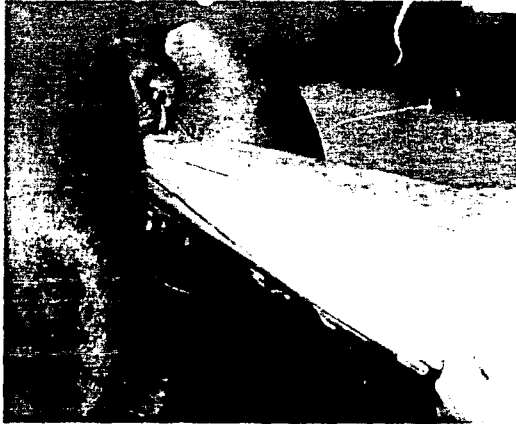


Figura 13.3 Introducción de la pipeta de inseminación artificial a través de la vagina.



Figura 13.3 Inseminación con semen fresco, por lo cual se utiliza una jeringa.

macrotubo o la pajilla siguiendo las indicaciones de tiempo y temperatura de dilución recomendadas por el proveedor, para después colocar la pajilla o macrotubo en la pipeta de inseminación.

Una vez armada la pipeta de inseminación, se debe colocar en la palma de la mano izquierda, previamente enguantada y lubricada con gel no espermicida. Se recomienda utilizar fundas protectoras en las pipetas de inseminación para evitar introducir contaminantes al útero. Se debe introducir lentamente la mano por la vagina guiando el extremo anterior de la pipeta de IA con el dedo índice, con el cual se determina al mismo tiempo la entrada y el grado de relajación del cérvix (Figura 13.4). La pipeta debe estar siempre en contacto con la palma de la mano o con el dedo índice para evitar que sea insertada dentro del orificio uretral o en el fornix de la vagina. Cualquier resistencia que se encuentre debe investigarse antes de continuar (2).

Una vez pasado el cérvix, la pipeta de inseminación debe manipularse de tal forma que rompa la funda protectora, y se procede a depositar el semen en el útero (Figura 13.5). Para impulsar el semen se coloca una jeringa en el extremo superior de la pipeta. La jeringa debe haber sido previamente llenada con 5 ml de aire para poder impulsar todo el contenido de semen de la pipeta hasta el útero (2,4).

Finalmente se separan los labios vulvares con la mano derecha para remover la pipeta, jalando hacia atrás y hacia abajo, dando un masaje en el cérvix para estimular contracciones uterinas que facilitan el transporte de semen hacia el sitio de la fertilización; después se cierran los labios para evitar que entre aire al interior del aparato reproductor.

Una vez retirada la pipeta es conveniente observarla para saber si se colocó todo el semen, o si quedaron residuos.

Cuando la vulva de la yegua se encuentre suturada por cualquier motivo y no sea posible introducir la mano en los genitales, se debe inseminar por medio de un espéculo y su fuente de luz. El espéculo debe estar estéril y lubricado, colocándose lentamente dentro de la vagina. La pipeta se inserta dentro del cuerpo del útero a través del cérvix, y se deposita el semen (3,4,5).



Figura 13.4 Atravesando la hoz externa del cervix con ayuda del dedo indice para guiar la pipeta de inseminación artificial.



Figura 13.5 Sitio de depósito del semen. La flecha indica el lugar hasta donde debe atravesar la pipeta.

13.3 LITERATURA CITADA

- 1.- Kenney, R.M.: Minimal contamination techniques for breeding mares: Technique and preliminary findings. Proc. Am. Assoc. Equine Practice. 327-236, 1975.
- 2.- Pickett, E.L.: Procedures for collection, evaluation and utilization of stallion semen for artificial insemination. Colorado State University, 1987.
- 3.- Varner, D.D.: Collection and preservation of stallions spermatozoa. Proc. Soc. Theriogenology. 13-33, 1986.
- 4.- Yates, J.D., and Whitacre, D.M.: Equine Artificial Insemination. Equine Practice Vol 4 No 2:291-303, 1988.
- 5.- Voss, L.J. and Mckinnon, O.A.: Equine Reproduction. Lea and Febiger Philadelphia, 1993.

PRACTICA 14

TRANSFERENCIA DE EMBRIONES

14.1 INTRODUCCION

14.2 ACTIVIDADES PRACTICAS

14.2.1 Selección y manejo de yeguas donadoras

14.2.2 Colección de embriones

14.2.3 Localización y evaluación de embriones

14.2.4 Transferencia del embrión a la receptora

14.3 LITERATURA CITADA

PRACTICA 14

TRANSFERENCIA DE EMBRIONES

14.1 INTRODUCCION

La primera transferencia de embriones que se llevó a cabo en equinos con éxito fué en el año de 1972. Sin embargo, la industria equina no aceptó esta técnica hasta que la Asociación Americana de Criadores de Caballos Cuarto de Milla desarrolló una guía de consideraciones para el registro de nacimientos de potros por transferencia de embriones. Desde entonces, otras asociaciones de registro han seguido los pasos de la anterior.

La transferencia de embriones ofrece muchas ventajas para la industria equina, como son el obtener crías de yeguas viejas, así como de yeguas de alta estima, y producir animales superiores, logrando con esto un mejoramiento genético (5).

La transferencia de embriones en ganado equino no ha tenido el mismo éxito que en ganado bovino debido a que no existe un método efectivo para inducir la superovulación. Con la técnica actual se espera un máximo de 6 a 8 gestaciones por yegua donadora durante la estación reproductiva (5).

El objetivo de esta práctica es conocer las aplicaciones, usos, ventajas y desventajas de la transferencia de embriones en el campo de la reproducción equina, describiendo en términos generales la técnica.

14.2 ACTIVIDADES PRACTICAS

Para esta práctica se requerirá contar con hembras donadoras, hembras receptoras, medio de Dulbeco, suero fetal bovino, sondas de Foley, filtros para embriones, microscopio estereoscópico, antibiótico y material de laboratorio.

14.2 Selección y manejo de yeguas donadoras.

Las yeguas que se seleccionen deben ser de alta calidad genética y contar con una historia reproductiva, se les debe realizar un examen físico reproductivo, y deben estar ciclando normalmente.

Algunas asociaciones de registro han establecido una edad mínima para la transferencia de embriones, por lo tanto en estos casos se tomará en cuenta la edad de la hembra.

Las hembras donadoras deben sincronizarse con las receptoras, los medicamentos hormonales que se pueden usar para la sincronización se describieron en la práctica 5. Se debe revisar diariamente a las donadoras y a las receptoras, recelándolas, palpándolas y realizando ultrasonografía, para realizar un seguimiento del crecimiento folicular y predecir el momento de la ovulación.

Idealmente las hembras receptoras deben ovular 24 a 48 hrs antes que las donadoras, aunque se ha informado que receptoras que ovulan 2 o 3 días después también pueden llevar a término una gestación. Es importante contar con dos yeguas receptoras por cada donadora en caso de que una de ellas no se haya sincronizado o tenga algún problema, así como por la posibilidad de que una sola donadora produzca dos embriones. La inseminación artificial en las yeguas donadoras se lleva a cabo mediante el seguimiento ultrasonográfico del crecimiento folicular, para realizar la inseminación cuando exista un folículo preovulatorio de 35 a 40 mm, dependiendo del peso de la yegua.

Si se considera el día de la ovulación como el día 0, la recolección de embriones se realizará entre los días 6 y 8 post- ovulación. Esto depende del destino que se les vaya a dar a los embriones. Si son para congelar se recomienda que se recolecten entre los días 6 y 7, mientras que si son para transferirse en fresco deben recolectarse entre los días 7 y 8 (1,3,4,6).

14.2 Colección de embriones

El método más común para colectar embriones es el procedimiento no quirúrgico transvaginal. Todo el equipo y material que se use debe estar estéril. Se inmoviliza la yegua, se venda la cola y se lava con agua y jabón la zona perineal.

Se usa una sonda de Foley de 2 vías, la cual se introduce por la vagina a través del cervix, hasta aproximadamente 5 cm dentro del útero. Una vez adentro se infla el globo con 60 ml de solución salina estéril o con aire, de ésta manera el globo permanece fijo en el cuerpo del útero (Figura 14.1). Se deben preparar y tener listos 3 litros de solución salina buferada (PBS o solución

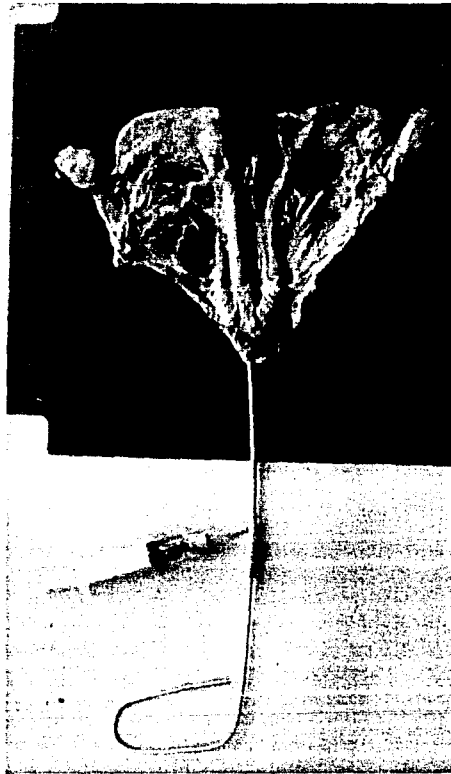


Figura 14.1 Sonda de Foley en el lugar adecuado para transferir embriones dentro del útero.

Dulbecco), previamente calentada a 32-35 °C, la cual puede adquirirse comercialmente (Gibbco) o prepararse en el laboratorio. Al medio de lavado se le habrá añadido previamente 1% de suero fetal bovino y antibióticos (100 UI de penicilina G sodica y 0.1 mcg de estreptomcina/ml). El medio se introduce hasta llenar los cuernos uterinos (de 700 a 1200 ml), y después de dar un ligero masaje se recupera el líquido. Esta operación se repite 2 o 3 veces hasta agotar los 3 litros. Todo el medio recuperado pasa por un filtro Emcon, en donde los embriones quedan retenidos (1,2,7).

Algunos autores recomiendan usar oxitocina (10 UI, IV) para ayudar a evacuar el medio que pudiera haber permanecido en el útero. Se debe extraer por lo menos el 95% del medio originalmente introducido, hecho lo cual se le aplica una inyección de prostaglandina F2 alfa a la donadora para evitar una gestación no deseada.

14.2.3 Localización y evaluación de los embriones.

Inmediatamente después del lavado se realiza la búsqueda y evaluación de los embriones, para ello, el contenido del filtro, que es de aproximadamente 50 ml, se vacía en una caja de petri cuadrículada y se examina con un microscopio estereoscópico con aumento de 15X, manejando los embriones con ayuda de una micropipeta de vidrio. Los embriones se evalúan de acuerdo a su grado de desarrollo y morfología; si éstos se colectaron en el día 6 el embrión se encontrará en fase de mórula o blastocisto temprano, mientras que si la recolección fué en los días 7, 8 o 9 el embrión estará en la etapa de blastocisto expandido (4,5,6).

14.2.4 Transferencia del embrión a la receptora.

Gran parte del éxito depende de los cuidados de limpieza con que se maneje al embrión antes y durante la transferencia, ya que es sumamente susceptible a las infecciones. Por esta razón el embrión se lava 3-4 veces en un medio estéril de Dulbecco con 10% de suero fetal bovino antes de colocarse en la pipeta de transferencia. Para proteger el embrión se deben dejar burbujas de aire a ambos lados del medio.

Se procede con la asepsia y desinfección de la zona perineal y vulvar de la yegua receptora, y se introduce a través de la vagina una pipeta, protegiéndola con la mano enguantada y guiándola con el dedo índice hasta llegar a la entrada del cervix. Con el dedo se dilata el cervix y se guía la pipeta hacia la hoz externa del cervix. Posteriormente la pipeta se dirige hasta atravesar totalmente

el cervix y llegar a la mitad del cuerpo uterino, que es el sitio donde se deposita el embrión. Los mejores resultados se obtienen al usar una pipeta cubierta por una funda protectora, la cual se perfora al alcanzar el cervix, con lo que se evita la contaminación hacia el útero (2,5).

14.3 LITERATURA CITADA

- 1.- Ginther, O.J.: Fixation and orientation of the early equine conceptus. Theriogenology, 1983.
- 2.- Ginther, O.J.: Reproductive biology of the Mare. Ed. Equiservices, Cross Plains, WI, 1992.
- 3.- Dowsett, K.F., Woodward, R.A. and Bodero, D.A.V.: A study of nonsurgical embryo transfer in the mare. Theriogenology 31, 1989.
- 4.- Iuliano, M.F., Squires, E.L. and Cook, V.M.: Effect of the age of embryo and method of transfer on pregnancy rate. J. Anim. Sci., 1985.
- 5.- Squires, E.L., Cook, V.M. and Voss, J.L.: Collection and transfer of equine embryos. Animal Repro. Lab. Bull. 1, Colorado State University, 1985.
- 6.- Steiner, J.V. and Jordan, M.T.: Ovulation rates, embryo collection rates and embryo transfer rates for mature and two-year-old Hannoverian mares. Equine Pract. 1988.
- 7.- Woods, G.L., Hillman, R.B. and Schalter, D.H.: Recovery and evaluation of embryos from normal and infertile mares. Cornell Vet. 1986.