

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA “ANTONIO NARRO”

DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL

INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN EQUINOS

POR

MIRIAM ACOSTA RUIZ

MONOGRAFÍA

Que se somete a consideración del H. Jurado examinador como requisito parcial para
obtener el título de:

INGENIERO AGRONOMO ZOOTECNISTA

Aprobada por:

Presidente del jurado

M.V.Z. J. ANTONIO GALLARDO MALTOS

Sinodal

Sinodal

Q.F.B. LAURA PADILLA GONZALEZ

M.V.Z. J. LUIS BERLANGA FLORES

DR. CARLOS DE LUNA VILLARREAL

Coord. de la división de Ciencia Animal.

Buenavista, Saltillo, Coah.

noviembre de 1997

INDICE TEMÁTICO

RESUMEN	Pag.
INTRODUCCIÓN	2
Antecedentes.....	3
Objetivos.....	4
REVISIÓN DE LITERATURA	5
ANATOMÍA DEL APARATO REPRODUCTIVO DEL MACHO	5
Escroto.....	5
Testículos.....	6
Epidídimo.....	7
Conductos deferentes.....	8
Glándulas accesorias.....	8
Pene.....	8
Prepucio.....	9
ANATOMÍA DEL APARATO REPRODUCTIVO DE LA HEMBRA	10
Vulva.....	10
Vagina.....	11
Cérvix.....	12
Útero.....	12
Oviducto.....	14
Ovarios.....	14
HORMONAS QUE INTERVIENEN EN LA REPRODUCCIÓN	15

Hormona folículoestimulante.....	16
Hormona luteinizante.....	16
Prostaglandinas F2 alfa	16
Hormona cérica de la yegua gestante.....	17
Progesterona.....	17
Estrógeno.....	17
Testosterona.....	18
COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO DEL MACHO.....	18
Pubertad y madurez sexual.....	18
Producción de semen.....	19
Recolección de semen.....	22
Evaluación del semen.....	27
Manejo sel semen.....	28
COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO DE LA YEGUA.....	31
Pubertad y madurez sexual.....	33
Estado ideal de la yegua para cría.....	33
Ciclo estral.....	34
Detección de calores.....	36
Manipulación del estro.....	39
LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN EQUINOS.....	42
Ventajas de la inseminación artificial en equinos.....	42
Desventajas de la inseminación artificial en equinos.....	46
Problemas de la inseminación artificial en equinos.....	46
TÉCNICA DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN EQUINOS.....	47

Momento ideal para realizar la inseminación artificial.....	47
Material para realizar la inseminación artificial	47
Procedimiento para realizar la inseminación artificial.....	50
GESTACIÓN DE LA YEGUA.....	53
Signos y pruebas de preñez.....	53
Cuidados de la yegua preñada.....	54
CONCLUSIONES.	55
LITERATURA CITADA.....	56

INDICE DE CUADROS

Pag.

Cuadro 1.- Parámetros reproductivos del garañón.....	21
Cuadro 2.- Valores para las características seminales.....	27

INDICE DE FIGURAS

Pag.

Fig. 1. Aparato reproductivo del macho equino.....	7
Fig. 2. Aparato reproductivo de la hembra visto dorsalmente.....	13
Fig. 3. Fluctuaciones de las hormonas de la reproducción durante el ciclo estral	34
Fig. 4. Zona de comprobación de celo para una yegua.....	38
Fig. 5. Zona de comprobación para 10 yeguas por un semental recelador.....	39
Fig. 6. Efectos que causa la prostaglandina usada para sincronizar el ciclo estral de la yegua	41
Fig. 7. Material para realizar la inseminación artificial.....	50

RESUMEN

En este trabajo se trata de conjuntar material que es útil para que la práctica de la inseminación artificial en equinos y se lleve a cabo lo mas apropiadamente posible, ya que se busca conjuntar todos los elementos posibles para que se pueda comprender el aspecto reproductivo del equino. Se hace una descripción de los aparatos reproductivos

tanto de la hembra como del macho, su fisiología y las hormonas más importantes que intervienen en la reproducción. Posteriormente debido al complejo comportamiento reproductivo de la yegua y a la variación que tienen comúnmente entre individuos, se clasifican estas de acuerdo al tipo de comportamiento reproductivo que presentan. Teniendo conocimiento de lo anterior, se encuentra como una alternativa la manipulación del estro.

La recolección del semen se realiza comúnmente mediante el método del saco recolector o usando vagina artificial, de éstas, se hace la descripción de cuatro modelos, mismos que deberán ser elegidos de acuerdo al gusto o la necesidad del criador, al igual que el método que debe usarse; el manejo del semen, presenta también varias alternativas, posteriormente se encontrará la metodología para realizar la inseminación artificial en los equinos, donde se incluye el momento ideal para realizarla y finalmente los métodos para detectar la preñez para constatar que se ha hecho un buen trabajo.

INTRODUCCIÓN.

El caballo doméstico (*Equus caballus*) perteneciente a la familia Equidae del orden perissodactyla. Esta especie presenta un sinnúmero de particularidades, por lo que sin duda alguna, es sujeto de un estudio específico. La crianza del caballo se remota a

épocas muy antiguas, aproximadamente más de cinco mil años. Sin embargo, no ha sido si no hasta épocas recientes que la ciencia empieza a contribuir para que se puedan predecir los resultados de las cruas con mayor seguridad. La mayoría de los criadores trabajan con el principal objetivo de cruzar el máximo número de yeguas en el mínimo período de tiempo, por lo que se propone que la inseminación artificial puede ayudar en este objetivo.

Es una técnica que permite un mejor uso del material genético de los caballos cuyas características zootécnicas son superiores a las de la mayoría de su especie. El uso de esta técnica representa una posibilidad para aumentar la eficiencia de la producción en los equinos y esta es cada día más utilizada por asociaciones de criadores de caballos que con este método de producción, han obtenido un formidable éxito no sólo multiplicando la producción de sus yeguas o sementales, si no disponer rápidamente de estos, a pesar de encontrarse situados a varios kilómetros de distancia, inclusive en otro hemisferio o continente.

En México la investigación respecto al tema ha ido desarrollandose muy lentamente, por lo tanto, este método de reproducción es poco difundido entre los criadores de caballos. Sin embargo en los últimos tiempos, se ha visto que en algunas regiones empieza a cobrar importancia, como en el estado de Tamaulipas donde se implementó con éxito el programa del “Potrillo Mejor”(Prog. del gob. del Edo. de Tamps.)

ANTECEDENTES.

Según una leyenda, tuvo su origen en 1322, cuando un caudillo utilizó métodos

artificiales para fecundar una yegua de gran valor con el semen obtenido a hurtadillas de un semental que pertenecía a una tribu enemiga. Sin embargo no existen pruebas fehacientes de que los árabes practicaran la inseminación artificial en grado apreciable (Ensminger, 1975).

Chelchowski, Kaidrovics y Liedman (entre 1888 y 1896), realizan experimentos en Inseminación Artificial en yeguas, los últimos dos autores inseminan 23 yeguas quedando preñadas 11.

Harrison y Pearson (1893) colectaron semen de la vagina de una yegua con una jeringa y lo introdujeron en el útero de otra yegua.

Heape (1890) propone el nombre de Inseminación Artificial y no fecundación artificial.

Sand y Stribolt (1902), en Dinamarca obtienen del garañón con un condón e inseminan yeguas con 25 ml. de eyaculado.

Iwanow (entre 1889 y 1930) revoluciona la Inseminación Artificial en equinos, bovinos, ovinos, animales salvajes, aves e insectos. Realiza la dilución y transporte de semen. Experimenta cruzamientos en bovino europeo, el cebú y búfalos, así como entre el caballo doméstico y el yzevalski y la cebra. Al mismo tiempo Redenz, Roemmele, Williams,

Savage y Legerlof, realizan investigación basada en la fisiología y la patología del semen y en su conservación, dilución y evaluación.

La inseminación artificial se ha practicado dentro de límites bastante reducidos durante muchos años, en un principio se utilizo para hacer concebir a yeguas que no podían lograrlo por monta natural, pero en la actualidad, es reducir la esfera de influencia de los sementales más valiosos (Cole, 1973 y Ensminger, 1975).

OBJETIVO.

Recopilar la información más relevante para orientar y documentar a toda aquella persona que esté relacionada con el ganado equino, y buscando principalmente el eficientar el aspecto reproductivo y así tener mejores crías por medio de la inseminación artificial.

REVISIÓN DE LITERATURA.

ANATOMÍA DEL APARATO REPRODUCTIVO DEL MACHO.

Es importante conocer el aparato reproductivo del macho y la función que desempeñan sus componentes. Estos se muestran en la figura No. 1.

ESCROTO.

El escroto del caballo semental, es un divertículo del abdomen, es algo

asimétrico y menos colgante que el del toro. El escroto es asimétrico por que un testículo es algo mayor y colgado un poco más hacia atrás que el otro. Los testículos se encuentran horizontalmente en el escroto cuando está relajado el músculo cremaster. Cuando aparece relajado, el músculo es suave y se estrecha posteriormente cerca del abdomen. Expuesto al frío, se contraen los músculos cremaster externo y la túnica dartos, por lo que el escroto es atraído hacia arriba, y se arruga. La relajación y contracción de estos músculos es necesaria para la función termoreguladora. La pared del escroto está constituida por varias capas en las que se incluyó la piel, la túnica dartos muscular, la fascia del escroto, y la capa parietal de la túnica vaginal propia (Evans, 1979).

El escroto que aloja a los dos testículos está constituido en su parte externa por una piel fina y elástica que contiene glándulas sebáceas y sudoríparas (Rossdale, 1991).

TESTÍCULOS.

Los testículos del caballo son de forma ovoide y permanecen en posición horizontal, están suspendidos hacia los lados del pene, pesan de 250 a 300 gr., miden de 10 a 12 cm de largo y 5 cm de ancho. Generalmente el testículo izquierdo es más grande. Los tabiques con estructura de túbulos de tejido conjuntivo se proyectan hacia el interior del tejido glándular y subdividen el parénquima testicular en lóbulos. Cada lóbulo contiene túbulos seminíferos, células intersticiales o de Leydig y tejido conjuntivo laxo (Evans, 1979; y Real 1990).

Durante las primeras etapas de vida del feto, los testículos se desarrollan cerca de la bóveda de la cavidad abdominal. En las proximidades del riñón del lado

correspondiente. Más tarde los testículos abandonan la posición inicial, y se alojan en la bolsa escrotal. En su desplazamiento, cada testículo va precedido de un pliegue de peritoneo que desciende a través del canal inguinal junto con el músculo, existente en el cordón espermático (Rossdale, 1991).

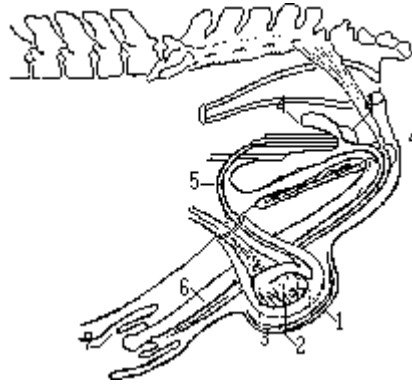
Los testículos son órganos pares ovoides capsulados formados por túbulos seminíferos separados por tejido intersticial. Los testículos se envuelven por una cápsula densa de tejido conjuntivo, la túnica albugínea, que lleva fibras de músculo liso que responden a estímulos adrenérgicos. En gran parte de los animales, los testículos migran de su origen en el abdomen a una evaginación subcutánea del peritoneo, el escroto (Ruckebusch, et al, 1994).

EPIDÍDIMO.

En la túnica albugínea se reúnen los túbulos seminíferos en un conducto único para formar la cabeza del epidídimo. El epidídimo permanece unido al testículo; la parte principal del epidídimo unida al testículo recibe el nombre de cuerpo. La cola del epidídimo se encuentra en la extremidad inferior del testículo. El epidídimo desempeña funciones diversas, tales como transporte de espermatozoides y otros componentes del semen producidos por los testículos, concentración de los espermatozoides al absorber agua, y proporciona un lugar para la maduración y almacenamiento de los espermatozoides (Evans, 1979 y Real, 1990).

Figura No. 1. Anatomía del aparato reproductivo del macho. 1) escroto, 2) testículo, 3) epidídimo, 4) conducto deferente, 5) glándulas accesorias, 6) pene,

7) prepucio.



Tomada de frandson (1976).

CONDUCTO DEFERENTE.

Este conducto denominado comúnmente el vaso deferente, se extiende desde la cola del epidídimo hasta la porción pelviana de la uretra. Ascende en el canal inguinal, encerrado en un pliegue que se desprende de la cara interna del mesorquio, cerca del borde posterior de este último. En el anillo vaginal se separa de los demás constituyentes del cordón espermático, dirigiéndose hacia atrás y adentro al interior de la cavidad pelviana (Sisson y Grossman, 1975).

La cola del epidídimo se fusiona gradualmente con el conducto deferente. Los espermatozoides son transportados desde la cola del epididimo hasta la uretra a través de del conducto deferente pequeño. El tamaño del conducto o luz es constante aunque la pared se engruesa considerablemente para formar la ampolla a unos 15 a 20 cm de la entrada de la uretra (Evans, 1979 y Real 1990).

GLÁNDULAS ACCESORIAS.

Las glándulas sexuales accesorias contribuyen a la formulación del semen, el cual es un líquido de composición característica que protege y nutre los espermatozoides. Estas glándulas están constituidas por dos vesículas seminales, dos glándulas vulvouretrales y la próstata (Real, 1990 y Rossdele, 1991).

PENE.

El pene del caballo tiene unos 50 cm cuando permanece relajado, unos 15 a 20 cm del mismo permanecen en el prepucio. Durante la erección el tamaño aumenta dos veces. Se divide en cabeza, cuerpo y glande. El glande o extremo libre del pene tiene forma de bellota, particularmente durante la erección y el proceso vietal se prolonga unos 2,5 cm desde la superficie de la depresión profunda o fosa del glande (Evans, 1979).

El pene órgano de la cópula del macho, está formado por un tejido esponjoso eréctil. Tiene forma cilíndrica aunque está aplanado lateralmente (Real, 1990 y Rossdale, 1991).

El orificio uretral y su fosa son valiosas zonas para determinar la existencia de microorganismos venéreos, como klebsiella y el agente causal de la metritis equina contagiosa, Las lesiones del órgano pueden producir, hemorragias en los vasos sanguíneos, inflamación dolorosa y su deformación (Rossdale, 1991).

PREPUCIO.

Es descrito por Sisson y Groszman (1953) como una invaginación doble de la piel que contiene y cubre la porción libre del pene cuando está en erección (Evans, 1979

y Rossdale, 1991).

La presencia de glándulas que segregan el esmegma, que tiene un penetrante olor desagradable y que con frecuencia se acumula en gran cantidad, tiene cierta importancia práctica, ya que puede albergar microorganismos productores de enfermedades venéreas (Rossdale, 1991).

ANATOMÍA DEL APARATO REPRODUCTIVO DE LA HEMBRA.

Para tener éxito en la cría caballar, y para vencer las dificultades que presenta la yegua para concebir y parir, debe conocerse la anatomía del aparato reproductor de la yegua. Lo vemos en la fig. No. 2 (Culbertson, 1981).

VULVA.

La vulva es la porción externa de los genitales de la hembra, extendidos desde la vagina al exterior, abriéndose en la hendidura vulvar, mide de 10 a 12 cm verticalmente, en los animales domésticos se presenta con dos labios, uno derecho y otro izquierdo a diferencia de la mujer, que presenta labios mayores y menores. Los labios se encuentra por arriba en un ángulo agudo, formando la comisura dorsal que se haya a unos 5 cm. por debajo del ano, y se unen por debajo para formar la gruesa y redondeada comisura ventral. Esta comisura abriga al clítoris, a este lugar se le denomina fosa del clítoris. Esta estructura es del mismo origen embrionario que el pene del macho. Por su ubicación se le considera como parte de la vulva, este está provisto de dos raíces, un cuerpo y un

glande. Está formado de tejido eréctil y cubierto de epitelio escamoso estratificado, abundantemente enervado (Saltiel y Bustamante, 1986; Frandson, 1976 ; y Sisson y Grossman, 1975).

El meato urinario se encuentra a una distancia aproximada de 10 a 12 cm. de la comisura ventral. Los labios que forman la vulva están cubiertos de piel lisa, delgada y pigmentada, abundantemente provista de glándulas sebáceas y sudoríparas. Debajo de la piel existe una capa de músculo estriado (constrictor de la vulva) que regula los movimientos del esfínter del ano, el clítoris y el orificio vulvar. La membrana mucosa de la vulva es de color rojizo y forma pliegues longitudinales y transversales (Pérez, 1969 y Sisson y Grossman, 1975).

VAGINA

La vagina es el canal que se extiende horizontalmente a través de la cavidad pelviana, desde el cuello del útero por delante hasta la vulva hacia el exterior. Es tubular, mide de 15 a 20 cm. de longitud, cuando esta ligeramente distendida, y de 10 a 12 cm. de diámetro (Pérez, 1969; y Sisson y Grossman, 1975).

No existe demarcación externa entre la vagina y el útero ó la vulva (Sisson and Grossman, 1975 y Frandson, 1976).

Se relaciona dorsalmente con el recto, ventralmente con la vejiga y la uretra y lateralmente con la pared pélvica (Sisson y Grossman, 1975).

Tiene múltiples funciones reproductivas. Sirve como receptáculo al recibir al pene del macho durante la cópula (monta o servicio), además de servir como conducto para las secreciones del cérvix, endometrio y oviducto; sirve también como canal de

parto. Estas funciones están reguladas por varias acciones tales como: contracción, expansión, secreción y absorción. Conforme el estro se aproxima, la vascularidad de la vagina se incrementa y los fluidos se tornan más delgados para facilitar el transporte espermático (Hafez, 1980).

CÉRVIX.

El cérvix es el órgano que separa el útero de la vagina, protegiendo el primero del contacto externo, a excepción del momento del parto y el periodo de estro. El lumen del cérvix se denomina canal cervical y está limitado por dos orificios, interno y externo. El cervix posee una capa muscular circular bien desarrollada que contiene fibras elásticas. La mucosa forma una gran cantidad de pliegues cuyo epitelio contiene células productoras de moco. Como característica en la yegua, presenta una pared gruesa y un lumen estrecho (Frandsen, 1976; Saltiel y Bustamante, 1986; y Hafez, 1980).

ÚTERO.

EL útero es un órgano grueso y muscular, que se continúa por delante con los oviductos y hacia atrás con el cervix. Está formado por un cuerpo y dos cuernos uterinos (Saltiel y Bustamante, 1986; Evans y Torveck, 1982; y Hafez, 1980).

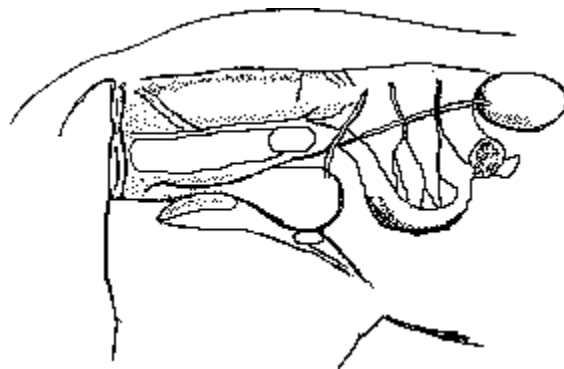
La yegua presenta un útero bipartido, con un septo que separa a los dos cuernos. Está suspendido por el ligamento ancho (parte del miométrio), por el cual recibe el aporte sanguíneo y su inervación (Hafez, 1980).

Este ligamento es de suma importancia, ya que mantiene suspendido al útero

gracias a esto se evita la entrada de orina, aire u otros contaminantes que se encuentran en la vagina; en yeguas multíparas o de edad avanzada, este ligamento se relaja y permite que el útero descienda hacia la cavidad abdominal, provocando trastornos en la fertilidad. Cuando la yegua no se encuentra gestante el útero por lo general está localizado en el área pélvica. La pared uterina está constituida en tres capas: mucosa o endométrio, muscular o miométrio y serosa o perimetrio. La capa mucosa tiene células epiteliales y tejido glandular en el cual secreta una serie de sustancias que constituyen la leche uterina (Histotrofe), que sirve de alimento al embrión antes de que se implante y se establezca la comunicación placentaria. La capa muscular la constituyen dos tipos de fibras: Una circular interna y otra longitudinal externa. Al momento del parto el miométrio contribuye con sus contracciones para la expulsión del producto (Hafez, 1980).

Uno de los principales componentes dentro de la fertilidad de la yegua es un útero y un endometrio normales (Kenney, 1984).

Figura No. 2. Aparato reproductivo de la hembra visto dorsalmente.



Tomado de Ensminger (1975).

OVIDUCTO.

Este órgano es de gran importancia dentro de los procesos reproductivos, ya que es el primer sitio en el cual se encuentran óvulos (puede ser uno sólo) fuera del ovario, y es en el oviducto donde este gameto se unirá al espermatozoide en el proceso de fertilización (Saltiel y Bustamante, 1986).

El oviducto se divide en tres segmentos funcionales:

- a) Infundíbulo.- La abertura abdominal cercana al ovario. Su extremo distal tiene forma de embudo y se denomina fimbria.
- b) Ámpula.- Es el segmento más ancho donde se lleva a cabo la fertilización
- c) Istmo.- Es el segmento más angosto que conecta con el lumen uterino. Sin embargo, en la yegua se reconocen tanto macro como microscópicamente, dos porciones; La infundubuloampular y el istmo (Páramo, 1982).

Histológicamente está formado por tres capas: Mucosa, muscular y serosa (Saltiel y Bustamante, 1986).

OVARIOS.

Los ovarios se localizan en la parte dorsal de la cavidad abdominal y en la porción más anterior del aparato reproductivo, unido a este por el ligamento ancho.

Tienen una forma arriñonada. Existen dos hipótesis relacionadas con el sitio de ovulación en el ovario de la yegua. La primera: que sugería que la ovulación ocurría en la superficie del mismo como en las demás especies, y la otra que la ovulación se lleva a cabo exclusivamente a través de la fosa de ovulación. Sin embargo, Witherspoon confirmó la segunda hipótesis por medio de cirugías fotográficas a yeguas en diferentes periodos, antes, durante y postovulación, encontrando efectivamente, que la ovulación se lleva a cabo sin excepción en la fosa de ovulación (Sisson and Grossman, 1975).

Presentan funciones similares a los testículos: Una función gametogénica y otra endócrina (Evans y Torbeck, 1982; y Hafez, 1980).

En términos generales cada uno de los ovarios es un órgano ovoide intraabdominal cubierto en una membrana basal serosa que se continúa en el peritoneo. La presencia y tamaño de las estructuras ováricas se encuentra cerca y debajo del epitelio seroso, no son idénticas en las hembras prepuberales y postpuberales (Ruckebusch, et al, 1994).

HORMONAS QUE INTERVIENEN EN LA REPRODUCCIÓN.

Por hormona se puede entender que es una sustancia producida por una célula o grupo de células para ser vertido en el sistema orgánico, que pasa a través de las células y entre ellas, una vez localizado en el tejido blanco, una reacción que coordina las funciones de ese órgano respecto al resto del organismo (Sumano y Ocampo, 1993).

Mencionaremos las principales hormonas que intervienen en los procesos reproductivos de los equinos, clasificadas de acuerdo al lugar donde son producidas.

a). Las hormonas gonadotrópicas que se producen en la adenohipófisis.

HORMONA FOLÍCULO ESTIMULANTE (FSH) estimula la espermatogénesis en especial a nivel de espermatozoides secundarios. Para la maduración completa (espermatogénesis) es necesaria la acción de la testosterona y de la ICSH, y para la acción gonadotrófica completa es necesaria la acción de ambas gonadotropinas, FSH e ICSH. Esta hormona produce el crecimiento del folículo en el ovario (Sumano y Ocampo, 1993).

La FSH desempeña un papel importante en la maduración del folículo. Con la proporción adecuada de LH y FSH ocurre la ovulación. Se le llama Folículoestimulante debido a que promueve el desarrollo del folículo antral en el ovario (Hafez, 1987).

HORMONA LUTEINIZANTE.. Esta hormona induce la ovulación y la propia secreción de estrógenos en la ovulación (Rossdale, 1991).

Es la causante de la deshinsencia folicular. Tiene una elevación marcada al principio del estro y la ovulación ocurre unas 120 horas después del inicio del estro en la yegua (Sumano y Ocampo, 1993).

b). Hormonas locales u autocoides.

HORMONA PROSTAGLANDINA. La PGF₂ alfa corta la existencia del cuerpo amarillo. El énfasis primario en los estudios reproductivos se centra en los efectos

lutuolíticos de la PGF2 alfa y PFE2 (Hafez, 1987 y Rossdale, 1991).

GONADOTROPINA CÉRICA DE LA YEGUA GESTANTE. Esta hormona es producida por células del endometrio. Se detecta en el plasma sanguíneo al rededor del día 40 de gestación; alcanza sus niveles máximos entre los 60 y 70 días, después disminuye gradualmente hasta niveles no detectables hacia el día 140 de gestación. Su acción es complementaria con para otra función gonadotrópica (Real, 1990).

c) Hormonas que se producen en las gonadas u hormonas gonadales.

PROGESTERONA. Es la hormona responsable de la modificación de las pautas de conducta de la yegua tanto en la fase de diestro como en la gestación (Rossdale, 1991).

En la yegua la producción de progesterona es más irregular en virtud del comportamiento del Cuerpo Lúteo. Alrededor del septoagécimo día los niveles son elevados y permanecen así durante 50 días más; después bajan para aumentar ligeramente antes del parto (Sumano y Ocampo, 1993).

La mayor estimación de biosíntesis de progesterona sigue la oleada de LH y la ovulación (Ruckebusch, et al, 1994).

ESTRÓGENO. Es la hormona responsable del comportamiento psíquico de la yegua durante el celo así como de las modificaciones que tienen lugar en su tracto genital, como por ejemplo la secreción de un moco líquido que lo humedece (Rossdale, 1991).

Los principales estrógenos son el estradiol, la estrona, y el estriol. Recientemente

se ha descubierto que las funciones de los estrógenos son mucho más que las que hasta hace poco se conocían. Esto es, no sólo promueven la preparación del aparato genital femenino para la cópula y la fertilización del óvulo, sino que intervienen en casi todos los procesos reproductivos, como la implantación del embrión, el parto, la lactación (desarrollo de los conductos mamarios), etc. La acción de los estrógenos no es un hecho provocado solamente por ellos mismos, sino una interacción de los progestágenos, como sucede en la glándula mamaria, en la que el desarrollo lobuloalveolar depende de la acción conjunta de progesterona y estrógenos (Sumano y Ocampo, 1993).

TESTOSTERONA. La ausencia del líbido y la esterilidad son dos de los efectos más notorios de la castración y, como ahora se sabe, de la consiguiente falta de testosterona. La testosterona fomenta el anabolismo de las proteínas de lo que resulta el aumento de la corpulencia en comparación con el cuerpo femenino (Frandsen, 1976).

COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO EN EL MACHO.

PUBERTAD Y MADUREZ SEXUAL.

Los testículos del gatañón descienden al escroto entre una y tres semanas después del nacimiento. En pocos casos los testículos se encuentran ya en el escroto al nacimiento. El crecimiento posnatal de los testículos comienza al undécimo mes, y el testículo izquierdo se desarrolla antes y crece más rápidamente que el derecho. En este momento, también hay un desarrollo gradual de los túbulos seminíferos alrededor del

testículo derecho. La edad a la cual los garrñones se utilizan por primera vez para la crianza natural o artificial, se determina principalmente por las condiciones de manejo (Hafez, 1987).

La pubertad marca el inicio de la vida reproductiva como resultado del ajuste fisiológico entre las actividades gonadotrópicas hipoficiarias y la capacidad de respuesta gonodal para la esteroidogénesis y gametogénesis. En el caballo la pubertad es a los 18 meses, con un rango desde 12 a 24 meses. Normalmente su inicio como reproductores se inicia de los 18 a los 24 meses de edad (Sumano y Ocampo, 1993).

Para que un potro alcance un buen tamaño al llegar a la edad adulta, debe lograr la mitad de su desarrollo en el primer año de vida. Por lo tanto debe alimentarse con abundancia para que no interrumpa el crecimiento en ningún momento (Lasley, 1991).

El potro comúnmente muestra los primeros signos de interés por la hembra cuando cuenta con un año, intentando entonces montar a las yeguas en estro. No obstante, excepto en las razas precoces de talla reducida, el potro no alcanza su madurez sexual hasta cumplir dos años. Al igual que en las hembras el sistema de alimentación influye en el crecimiento y en el desarrollo sexual. Los potros de gran talla y buen desarrollo corporal ya realiza algunas cubriciones contando dos años de edad, limitando entonces a 10 - 12 el número de yeguas beneficiadas durante la temporada de 6 a 8 semanas, pero en estos casos hay que seguirse siempre por la capacidad de cada individuo en particular. Un caballo de 3 años puede ya cubrir 25-30 yeguas en una temporada, y los que tienen 4 ó más años y un temperamento fogoso son capaces de fecundar 50-60 yeguas en 90 días si los cuidados que se les dispensan son esmerados (Cole, 1973).

El tamaño de la raza, calidad y cantidad del alimento, contribuyen a adelantar o

retrazar el inicio de la pubertad de los equinos (Rockebusch, et al, 1994).

PRODUCCIÓN DE SEMEN.

La temporada de crianza para los garañones no está bien marcada y se puede coleccionar semen durante todo el año. Sin embargo, hay notables variaciones estacionales en cuanto al tiempo de reacción, número de montas por eyaculado, volumen de semen libre de gel, número total de espermatozoides por eyaculado, aglutinación espermática y motilidad tanto en semen fresco como diluido. Los efectos de la temporada sobre el plasma seminal son más grandes que sobre los espermatozoides. Los espermatozoides en los primeros eyaculados se ven menos afectados por la temporada que los de los segundos eyaculados. Este efecto diferencial entre el primero y el segundo eyaculado se nota en la mayoría de las características de semen (Pickett et al., 1975).

El eyaculado se compone de seis o nueve emisiones que resultan de la contracción de la uretra. El volumen de cada emisión sucesiva en el eyaculado se reduce alrededor de 50% respecto de su valor inicial, 70% o más de los espermatozoides y de los constituyentes bioquímicos básicos se contienen en las primeras tres emisiones. En el cuadro No. 1 se presentan algunos parámetros reproductivos del garañón.

El eyaculado normal de un caballo semental es de 50-100 cc, con una concentración de espermatozoides de 100-200 millones por cc. Aunque no se sabe exactamente cuales son las necesidades mínimas para una alta fecundidad, la experiencia demuestra que una disminución notable en el volumen o concentración de espermatozoides eyaculado es motivo de un descenso en el poder fecundante. Distintos investigadores han señalado también que menos del 70% de espermatozoides normales es indicio de

baja calidad. Cuando se explotan correctamente uno o varios caballos procreadores, es imprescindible realizar frecuentes exámenes microscópicos del semen , comprobando en todo momento el número de espermatozoides, su motilidad y la ausencia o presencia de anomalías (Cole, 1973).

Sin embargo, Ruckebusch, et al, (1994) dice que el volumen aproximado de semen fresco diluido para una dosis, es de 10 ml. , conteniendo este 100 millones de espermatozoides.

Cuadro No. 1 Algunos parámetros reproductivos del garañón.

	Parámetros o características reproductivas	valores (promedio)
madurez sexual	Crecimiento posnatal de los testículos	1 año
	Aparecen espermatozoides en los testículos	1 año
	Aparecen espermatozoides en el eyaculado	13 meses
	Madurez sexual	2 años
Morfología testicular y epididimal	Peso testicular (gr.)	150 a 170
	Peso epididimal (gr.)	20 a 30
	Volumen de tubulos/testículo	55 a 70%
	Longitud de túbulo/testículo	2300 a 2600 m
	Peso (sin albugínea)	14 a 20 m
Espermatogénesis y transporte de esperma en el aparato masculino	Duración del ciclo de los túbulo seminíferos (observada por la inyección de 3H-tiamina)	13 días
	Tiempo de vida de los espermatozoides primarios	19 días
	Tiempo de vida de los espermatozoides secundarios	0.7 días
	Tiempo de vida de las espermátides de núcleo redondo	8.7 días
	Tiempo de vida de las espermátides de núcleo alargado	10 días
	Intervalo para que los espermatozoides marcados entren a la producción del epidídimo	35 días
	Intervalo de la inyección de isótopos hasta que aparase en el eyaculado	40 días
	Tiempo de transporte del esperma en los conductos excurrentes	8 a 11 días

Tomado de Hafez (1987).

Hafez (1987) dice que el ciclo del epidídimo seminífero puede dividirse en ocho

etapas con base en las divisiones meióticas, la forma del núcleo de la espermátide y la localización de las espermátides con núcleos alargados.

RECOLECCIÓN DE SEMEN.

El semen de caballo se recolecta para inseminación artificial o para valoración del semen mediante el empleo de un condón o de una vagina artificial. La vagina artificial proporciona unos resultados más satisfactorios y permite la obtención de muestras menos contaminadas. Consta básicamente de un cilindro rígido y poco pesado con un forro termo de goma. Para rellenar el espacio entre el forro y la estructura rígida se utiliza agua (temperatura en el momento de la recogida de 42 a 44 °C) cuya presión durante la recogida se mantiene por medio de la vagina. En el extremo de la vagina se coloca una bolsa de goma de forma que el operador pueda ejercer presión sobre el glande del pene. La presión sobre el glande y la temperatura del agua son los dos factores principales que determinan la eyaculación. La entrada de la vagina artificial se recubre con un lubricante estéril, y el otro extremo de la vagina se coloca en embudo recolector de goma (Warrer, 1977 y Rossdale, 1991).

Recolección y evaluación de semen son procedimientos centrales en evaluación a un semental para una crianza sólida (Blanchard y Varner, 1996).

La recolección de semen tiene gran importancia práctica para llevar a cabo la Inseminación Artificial adecuadamente, evitando la contaminación y manteniendo la pureza y alta fecundidad de este medio. Se puede utilizar un recolector especial (De Uslar, 1965).

El uso de una vagina artificial es esencial para la colección de semen de alta calidad y es al método de colección preferido ya que los garañones no responden

favorablemente a la electroeyaculación y a que la mayoría de estos pueden ser entrenados para utilizar una vagina artificial (CIRE, 1993).

En este tiempo hay otros métodos de colectar semen equino, esto es comúnmente colectar con vagina artificial. Usar una vagina artificial para colectar semen proveniente de sementales montando en una yegua o un maniquí que la simule. La selección de vagina artificial está basada en requerimientos, preferencias personales, costo inicial, costo de mantenimiento, durabilidad, peso, temperatura a conservar, espermias que se pierden durante la colección, todos deben considerarse cuando se contemple la compra de una vagina. De los que se pueden encontrar modelos como la vagina artificial modelo Missouri, modelo Japonés, modelo CSU y modelo polaco, representadas en las figuras 3, 4, 5 y 6 respectivamente (Blandchard y Varner, 1996).

MATERIAL PARA LA RECOLECCIÓN DE SEMEN.

1.-Material estéril.

Este dependerá de la técnica a seguir, ya sea con vagina artificial especial para equinos o con el método del saco recolector o condón (Benesch, 1965).

2.- Material para vagina artificial..

El modelo Missouri es ligero y fácil de usar, consiste de una pared de plástico látex doble sellada y con una funda sujetadora de cuero, tiene una válvula para poder llenar con agua el espacio que hay entre las dos paredes de plástico que lo forman. Una ventaja adicional es que el glande del pene del semental se hincha pasada la cámara de agua, de manera que el semen no se ve afectado por la temperatura del agua.

El modelo colorado consiste de un armazón o casco de plástico duro y dos fundas

de plástico látex. Es pesada debido a que tiene un gran volumen de agua, de aquí que la retención de calor sea buena; esta vagina artificial es larga, por lo que el semen eyaculado por el semental dentro de esta, puede ser afectado por el calor que se produce.

El modelo japonés o nishikawa está compuesto de una armazón de aluminio y un forro de plástico látex. Este modelo es ligero. Es colocado un anillo de espuma plástica es colocado en la parte anterior e interior de la cámara de agua para que el semental presione el glande de su pene contra esta. Una desventaja es que el agujero de liberación de presión esté en la válvula de llenado.

El modelo polaco o krakow es una versión corta de la colorado o de la missouri. Es un modelo en que la parte terminal de la vagina es abierta, por lo que puede ser colectada únicamente la fracción rica en esperma.

- Hay fundas desechables de plástico para todos los modelos, estas no solamente previenen la contaminación entre sementales con cualquier residuo que pudiera permanecer en las fundas de látex una vez limpiadas, sino que también pudieran evitar el efecto negativo, que tienen estas fundas de látex para los espermatozoides en ciertos sementales (CIRE, 1993).

-Frasco colector de esperma.

-Lubricante.

-Guante desechable.

3.-Material para el sacpo recolector.

-Saco colector o condón (es una funda de goma de longitud apropiada).

-Líquido de dilución para lubricar la cara interna.

-Aceite de parafina pera lubricar la cara externa.

-Frasco colector de esperma con tapa.

PROCEDIMIENTOS PARA LA RECOLECCIÓN DEL SEMEN.

1.- Procedimiento para vagina artificial.

a - Seleccionar un local adecuado donde se pueda manejar al semental.

b - Debe realizarse por 2 operadores.

c - Por lo general se utiliza un maniquí, una yegua corriente o una hembra en celo inmovilizada (Derivaux, 1976).

Previo a la colección la vagina artificial debe ser llenada con agua a 58 ó 60 °C, de manera que al cabo de 15 a 20 minutos., la temperatura interna de la vagina sea de 45 a 50 °C. Algunos sementales exhiben cierta preferencia por temperaturas altas (50 - 52 °C) o bajas (42 - 46 °C) así como por la presión interna de la vagina.

La vagina debe ser lubricada con una cantidad generosa del gel no espermaticida justo antes de la colección.

d - El semental se pone en presencia de una yegua en estro y se mantiene ahí hasta que éste alcanza una erección completa.

e.- El pene debe ser lavado con agua tibia y examinado por cualquier anomalía que pudiera estar presente. No se recomienda el uso de desinfectantes, ya que cualquier residuo que llegue a tener contacto con el eyaculado puede tener efectos espermaticidas serios (CIRE, 1993).

f.- En el momento del salto un operador dirige el pene hacia la vagina artificial.

g.- El segundo operador mantiene la vagina artificial a lo largo del flanco de la yegua según un ángulo de 45 grados.

h.- La eyaculación es fácilmente observada por el operador que mantiene el pene, después de que esta ha terminado se retira la vagina artificial (Derivaux, 1976).

Los indicadores de la eyaculación son las pulsaciones en la uretra que se sienten al colocar la mano sobre la parte ventral del pene y que coinciden con los movimientos de bandera de la cola (CIRE, 1993).

En la recogida del semen usando la vagina artificial, el semental montará a una yegua, el pene es dirigido hacia la entrada de la vagina artificial, que se mantiene en una posición fija hasta que el semental comienza a efectuar golpes vigorosos, en cuyo momento el operador aplica una presión firme contra el glande del pene hasta que finaliza la eyaculación, que puede apreciarse visualmente a través de movimientos hacia arriba y hacia abajo de la cola o manualmente apreciando las pulsaciones de la uretra en la entrada de la vagina artificial (Warrer, 1977).

2.- Procedimiento para el saco recolector.

a- El pene se cubre con el condón.

b.- Este penetra en la vagina de la yegua.

c.- El semental eyacula y el esperma es recogido enteramente en el condón o funda de goma.

d.- Se retira el condón inmediatamente después de la monta.

e.- El semen se traspa a un frasco que se guardará tapado y al abrigo del polvo.

Este método es muy práctico en la especie equina, de una utilidad mucho más simple que la vagina artificial.

EVALUACIÓN DEL SEMEN.

EL semen obtenido de la inseminación, debe ser llevado inmediatamente al

laboratorio el eyaculado, también debe ser protegido de la luz solar y del aire excesivo (CIRE, 1993).

Los valores normales de las características seminales se muestran en cuadro No. 2

Cuadro No. 2 Valores para las características seminales.

CARACTERÍSTICAS	RANGO	PROMEDIO
VOLUMEN TOTAL (ml.)	30-200	70
PROPORCIÓN LIBRE DE GEL	40-75	58
GEL	0-200	27
CONCENTRACIONES (MILLONES/ml)	30-800	120
PORCIÓN LIBRE DE GEL	220-320	282
NÚMERO TOTAL (BILLONES)	4-20	8.4
MOTILIDAD PROGRESIVA (%)	60-95	78
MORFOLOGÍA NORMAL (%)	65-95	75
pH	6.8-7.8	7.4

Tomado de Galina (1988).

Para verificar que el semen colectado sea de buena calidad y que es capaz de preñar una hembra receptiva, se examina de manera rutinaria por apariencia, volumen, concentración de células espermáticas y motilidad (Ruckebusch, et al, 1994).

Las fluctuaciones fisiológicas normales constituyen individualmente una importante fuente de variación de la calidad del semen (Peinada y Del Campo, 1973).

El semen del caballo y en general su desempeño reproductivo, estan sujetos a variaciones estacionales, sin embargo el semental puede efectuar la cópula y eyacular

semen de suficiente calidad para fertilizar a una yegua en cualquier época del año. Durante la estación reproductiva, en los meses de fotoperiodo largo, las características del semental alcanzan su nivel óptimo (Galina, 1988).

MANEJO DEL SEMEN.

Cole (1973) al referirse a la conservación del semen dice que, a diferencia de la que ocurre con el semen de toro, todavía no se cuenta con una técnica adecuada de dilución y almacenamiento del de caballo, por lo cual es obligado utilizar el eyaculado de esta especie poco tiempo después de su recogida. Reduciendo a 1-2 °C la temperatura del semen y evitando su contacto con el oxígeno introduciéndolo en pequeñas cápsulas herméticamente cerradas, la vida y capacidad fecundante de los espermatozoides puede prolongarse a 24-48 horas. Se debe mantener el semen una temperatura de 5 a 15 °C, en almacenamiento, pudiendo guardarse mediante la congelación (-40 °C) por varias semanas (Derivaux, 1976).

Se puede diluir con agua, glucosa, leche condensada con 60% de agua, yema de huevo, gelatina, fosfato (dependiendo del tiempo que se deseé), lactosa, glicerol o antibiótico. El diluyente debe ser calentado a la temperatura corporal antes de su utilización. El grado de dilución del esperma equino es pequeño: Un tercio para la conservación y un décimo cuando se ha de utilizar inmediatamente (Merkt, 1976 y CIRE, 1993).

El semen puede ser utilizado tal como es recolectado, aunque menciona también Hansen (1965) consiguió mejores resultados diluyendo el semen antes de utilizarlo. Mientras dura su manipulación, el semen se mantendrá a 38.7-40.4 °C en un baño María.

Frecuentemente se utilizan varios diluyentes. Warrer en 1977, menciona que Hughes y Loy (1970) han descrito diluyentes a base de leche descremada y crema-gelatina. El diluyente de la leche descremada se prepara calentando dos veces la leche en 4 minutos a 95 °C. Después de enfriada la leche se adicionan 1000 unidades de penicilina, 1 mg. de dihidroestreptomicina y 200 unidades de sulfato de Polimixina B por milímetro de diluyente. El diluyente crema-gelatina calentado crema mitad y mitad dos veces durante 2-4 minutos a 95 °C. Se elimina la espuma formada y a la crema caliente se le añaden 1.3 gr. de gelatina Knox esterilizada en autoclave con 10 ml de agua destilada hasta completar 100 ml. cuando se enfría la mezcla se le añaden antibióticos, como se indicó para la leche desnatada. Los diluyentes pueden ser congelados y conservados hasta que se necesiten. antes de utilizarlos se calientan a 38.7-40.4 °C. El semen se diluye en la proporción 1:1 ó 1:4 después de recogido y eliminada su fracción de gel. El gel se elimina para que el semen pueda ser diluido uniformemente y aplicado con una jeringa . El gel puede retirarse absorbiéndolo en una jeringa y haciéndole pasar por 4- capas de gasa estéril (Warrer, 1977).

Antes de mezclar el semen con el diluyente todo aquello que va a tener contacto con el eyaculado deberá estar previamente calentado a temperatura corporal (37°C) (CIRE, 1993).

El componente viscoso del semen del garañón se separa y se retira del resto antes de la dilución. Se prepara entonces la fracción apropiada del semen con diluyente (un diluyente que también sea nutriente y prolongue la vida de las células espermáticas) para asegurar un máximo de fertilidad y se guarda para manejarlo de manera conveniente y para inseminación. Para el semen que se utiliza fresco, por lo general el mismo día, el diluyente agregado puede ser un líquido natural de la misma especie o un compuesto

preparado de manera especial y probado por su eficiencia (por ejemplo citrato-glucosa o yema de huevo). Para el semen destinado para almacenamiento y uso posterior, se pueden formar gránulos (0.1 ml) de esperma diluido. Durante el proceso de congelamiento, se agregan glicerol y antibacterianos. El glicerol actúa como protector contra la formación de cristales de agua dentro de las células espermáticas, mientras que los antibióticos de selección por ejemplo, estreptomicina, penicilina, sulfonamidas, o ambos pueden controlar el crecimiento bacteriano (Ruckebusch, et al, 1994).

COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO DE LA YEGUA.

El ciclo reproductivo de la yegua es el más sujeto a variabilidad de todos los animales domésticos. Algunas yeguas parecen ser poliéstricas verdaderas; se pueden reproducir en cualquier momento del año. Sin embargo, el grueso de la población de yeguas es poliéstrico estacional. Aunque muchas yeguas en el hemisferio norte muestran estro conductual en febrero, marzo y abril, el estro durante este tiempo no suele acompañarse de ovulación, y las frecuencias de concepción en las yeguas apareadas durante este periodo son bajas. En el Hemisferio norte las mejores frecuencias de concepción por lo general se presentan en yeguas que se aparean de mayo a julio. La misma tendencia ocurre en yeguas en el hemisferio sur en la temporada correspondiente.

Aunque las yeguas que se alimentan principalmente de pasto pueden aparearse normalmente sólo durante el verano y están en anestro en invierno, las que estén alimentadas y establecidas tienden a ciclar durante todo el año. El inicio de la temporada de crianza fértil se asocia estrechamente con el manejo.

Las yeguas pueden clasificarse en tres categorías de acuerdo a su temporada de crianza:

1) Temporada de crianza definida. Las yeguas de razas salvajes manifiestan vario ciclos estrales durante la temporada de crianza restringida que coincide con los días más largos del año; el potrillo nace durante la temporada de parto restringida.

2) Temporada de crianza transitoria. Algunas razas domésticas y algunas yeguas individuales manifiestan ciclos estrales durante todo el año, pero la ovulación sólo acompaña al estro durante la temporada de crianza, y el potrillo nace durante una temporada de partos limitada.

3) Crianza todo el año. Algunas razas domésticas y algunas yeguas individualmente exhiben ciclos estrales acompañados de ovulación durante todo el año.

Por lo tanto es evidente que algunas yeguas en ciertas latitudes, pueden mostrar ciclos estrales durante todo el año, pero no necesariamente conciben durante todos los periodos estrales (Hafez, 1987).

Las yeguas de acuerdo al comportamiento de los ciclos estrales se clasifican de la siguiente manera (Hughes, 1974 y Galina, 1988).

a) Yeguas poliéstricas.- Algunas yeguas ciclan regularmente todo el año. Aunque existen variaciones, estro, diestro (en particular durante el invierno), las variaciones se encuentran dentro de los límites normales.

b) Yeguas diestricas estacionales.- Las yeguas de este grupo presentan un definido

periodo de ciclicidad y un definido periodo de anestro. Varía generalmente en longitud y en ocurrencia de una yegua a otra, en general el periodo de anestro ocurre durante el invierno y principios de la primavera.

c) Yeguas poliestricas estacionales con patrones reproductivos erráticos.- Este grupo muestra yeguas que muestran calor sin ovulación, ovulación sin calor, variaciones en longitud del ciclo estral, intensidad y longitud del estro y respuesta errática hacia el semental.

EDAD DE LA PUBERTAD Y MADUREZ SEXUAL.

En la yegua como en el caballo, el inicio de la pubertad, dependen grandemente de la alimentación y sobre todo de la estación de nacimiento. El nacimiento cerca del inicio de la temporada entrante de cría, evita el inicio de la pubertad en esta estación. Estos animales son maduros sexualmente en la siguiente época reproductiva, y el inicio de su vida reproductiva sucede hasta seis meses después (Ruckebusch, et al, 1994).

La pubertad es el momento inicial cuando se producen células espermáticas activas y el apareamiento se vuelve físicamente posible para la yegua, este es el momento de la primera ovulación y el primer celo (Ulmer y Juergenson, 1982).

Los ponies y las razas de caballos de tamaños reducidos alcanzan su madurez sexual de los 12 a los 18 meses, mientras que las razas más voluminosas alcanzan el estado adulto hasta los 26 a 30 meses. Para determinar la época en que una hembra puede ser cubierta por primera vez, es preferible guiarse por su desarrollo corporal y no

por la edad. Las razas precoces de tallas reducidas pueden estar en condiciones cuando tengan dos años, a diferencia de las razas pesadas, que no se cubren hasta que cuentan tres años, por lo cual paren con edades de cuatro años (Cole, 1973).

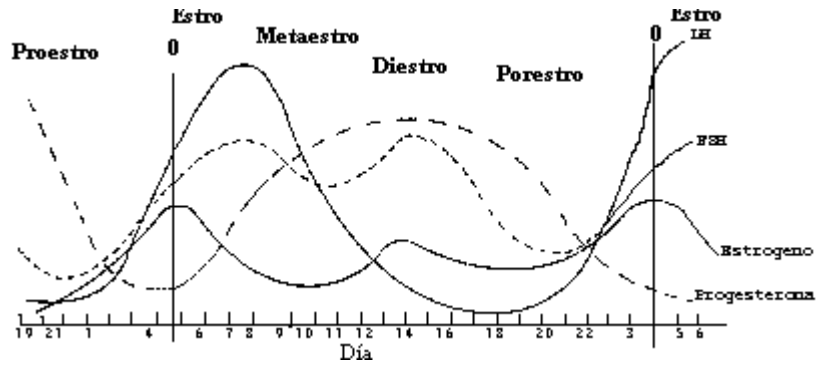
ESTADO IDEAL DE LA YEGUA PARA CRÍA.

El estado de la yegua antes de un servicio es de suma importancia. Depende principalmente de la alimentación y el ejercicio adecuados, para tener un índice más alto de preñez, las yeguas no deben ser ni demasiado delgadas ni demasiado gordas, un término medio conveniente da los mejores resultados. Es de particular importancia que se evite la tendencia natural de las yeguas infecundas o vírgenes a engordar en exceso. Si el tiempo lo permite las yeguas de las razas livianas pueden ser puesta en estado trabajándolas montadas o uncidas. Cuando no sean prácticos ni factibles estos métodos, se permitirá que la manada de yeguas retoce en una pradera grande (Ensminger, 1975).

CICLO ESTRAL.

El ciclo estral, como la mayor parte de las funciones reproductivas de la hembra, es de carácter cíclico; y se le nombra de ciclo estral por la preparación periódica del animal para la monta. En la yegua este ciclo es de 21 días (Cole, 1973; y Sumano y Ocampo, 1993).

Las fluctuaciones de las hormonas de la reproducción durante el ciclo estral de la yegua se muestran en la figura No.3



Tomada de Sumano y Ocampo, 1993.

El ciclo estral se define como el periodo que existe entre una ovulación y otra, acompañadas por signos de estro y/o un bajo nivel de progesterona en plasma (menos de 1 ng/ml). El nivel de 1 ng de progesterona /ml de plasma se usa para eliminar las ovulaciones que ocurren durante la fase lútea del ciclo, característica específica de cada especie. El ciclo reproductivo de la yegua es fácilmente comprensible si se le divide en fase folicular (estro) y fase lútea (diestro). La fase folicular se caracteriza por el crecimiento de folículos en el ovario por la secreción de estrógenos y por los signos de receptibilidad sexual. (Galina, 1988).

El estro dura en término medio de 5 a 7 días pudiendo variar en ocasiones desde 2 a 5 días. La duración del ciclo estral varía en razón directa con la intensidad de los calores. A las yeguas que se muestran en celo durante 5-7 días les corresponden ciclos de 21-23 días. A mayor estro ciclos más largos. Hammond en 1952, comprobó que las yeguas más jóvenes, muy viejas o delgadas en exceso permanecen en celo más tiempo

del ordinario, debido a la lenta maduración de los folículos. Las yeguas que exhiben celos anormalmente largos son malas reproductoras (Cole, 1973).

DIESTRO

La fase lútea del ciclo estral iniciada por la ovulación, la formación del cuerpo lúteo y la secreción de progesterona, tiene una longitud promedio de 15 días. esta fase se caracteriza por la resistencia activa de la yegua hacia el recelador. La yegua hecha las orejas hacia atrás, pateo y mueve la cola (Galina, 1988).

ESTRO

La yegua muestra varios síntomas de que está en celo. Un celo intenso es marcado por la relajación de los genitales externos, orina con más frecuencia, malestar a las demás yeguas, y muestra un deseo aparente de compañía, alza la cola, hay contracciones de la vulva y una ligera descarga de mucosa de la vagina (Ulmer y Juergenson, 1982).

La longitud del estro disminuye de febrero a junio por lo que habrá un periodo más corto entre el inicio del estro y la ovulación (Galina, 1988).

La duración del estro en la yegua es de 6 días y la ovulación se presenta a las 120 horas después de empezar el estro (Sumano y Ocampo, 1993).

DETECCIÓN DE CALORES.

La detección del calor en las yeguas usando un semental recelador es una de las funciones más importantes en el manejo de un criadero. Deberá hacerse a diario o cada

tercer día, usando un recelador que tenga un buen líbido y que recela a la última yegua con el mismo vigor que a la primeras. Los métodos de recelamiento son muchos y variados. Se puede usar un brete especial, una barra o incluso se puede hacer dentro del corral. Cualquiera que sea el método, cada yegua deberá recelarse individualmente.(Cole, 1973).

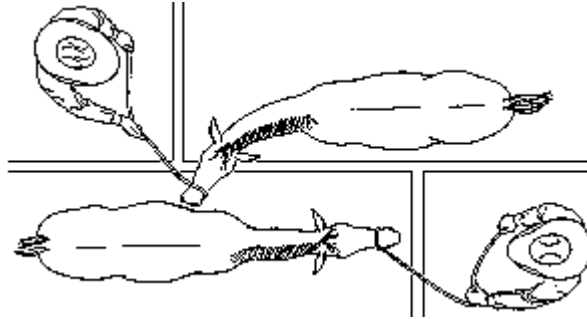
Recelador. El caballo recelador puede determinar con frecuencia a través de sus acciones, el éxito de la detección del celo de las yeguas. Un individuo agresivo, con líbido intenso y que emita fuertes relinchidos parece ser inmejorable en la mayoría de los casos. La mayoría de los receladores se desinteresan por su misión cuando son utilizados diariamente. Para mantener su líbido, un semental que actúe como recelador puede montar periódicamente a yeguas de escasa calidad. Cuando sean comprobadas varias yeguas directamente, suele ser preciso disponer de 2 a 3 receladores durante la estación de monta, ya que en caso contrario el caballo recelador pierde interés por su cometido (Galina, 1988).

La comprobación se efectuará a través de una pared especialmente construida, de forma que el semental y la yegua puedan entrar en contacto sin riesgo de que se lesionen uno a otro. La pared de comprobación tendrá una altura aproximada de 1.2 a 1.5 mts., una longitud de 2.4 mts. y su construcción será sólida sin posibilidad de que un pie quede atrapado entre las maderas. En muchas explotaciones se prueba la yegua a través de una valla normal y se corre el riesgo de que los animales se lesionen. En otras, la yegua y el semental son llevados a zona especial de comprobación, con una pared apropiada para esta prueba (figura No. 4). La pared de comprobación está diseñada de manera que ambos conductores estén protegidos de la yegua y del semental, pero bastante próximos a los caballos para controlarlos. También se utiliza una valla de tubos,

aunque no ofrece protección para los conductores ni para los caballos. Cuando haya que ser comprobado directamente un gran número de yeguas, el caballo recelador puede ser colocado en barraleta especial situado dentro de un corral grande, en el que se introducen hasta 20 a 20 yeguas y son probadas al mismo tiempo. deberán llevarse registros cuidadosos de forma que las yeguas que son tímidas, o que presentan celos silenciosos, puedan ser probadas individualmente. Para evitar que las yeguas agresivas acosen a otras yeguas o les impidan acercarse al sementales usará un dispositivo como el de la figura No. 5

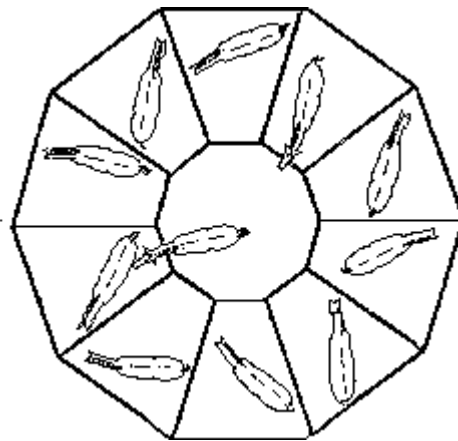
La comprobación en los prados resulta peligrosa tanto para el semental como para el conductor. El recelador deberá ser protegido con almohadillas, especialmente sobre el vientre. El pene será cubierto con una sábana de forma que no pueda cubrir una yegua si escapa del conductor. También pueden evitarse las concepciones accidentales utilizando un semental con más práctica como recelador. El conductor deberá ir provisto de una fusta para protegerse a sí mismo de las yeguas ya que será demasiado pequeño para molestarlas. Si se ata una cuerda larga a su cabeza puede ser capturado fácilmente cuando haya terminado de probar a las yeguas (Warrer, 1977).

Figura No. 4. Comprobación de calor de una yegua con el recelador.



Tomada de Warrer (1977).

Figura No. 5 El semental se encuentra comprobando el celo a 10 yeguas a la vez.



Tomada de Warrer (1977).

MANIPULACIÓN DEL CICLO ESTRAL.

Durante la época de reproducción se presentan situaciones en las que será preciso manipular el ciclo estral de la yegua (sobre el periodo durante el que la yegua entra en celo y ovula), para aumentar los porcentajes de concepción o corregir problemas de fertilidad. Durante la temporada de monta pueden aplicarse varias técnicas para manipular sobre el ciclo estral o algunos aspectos del mismo (Warrer, 1977).

El incremento de las horas luz del día es la señal principal de iniciar la actividad reproductiva,; por lo tanto se pueden llevar a cabo variaciones en la duración del fotoperiodo para sincronizar las yeguas dentro de la temporada de cruza. Sin embargo el manejo de las instalaciones requeridas para esta práctica la hacen difícil de aplicar, además de que los resultados son variables (Sumano y Ocampo, 1993).

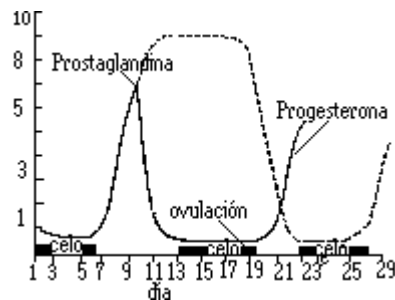
MÉTODOS PARA REALIZAR LA SINCRONIZACIÓN DEL ESTRO

Gonadotropina corionica humana (HCG). El empleo de HCG es una de las técnicas más comunes para estimular la ovulación en los folículos. Este método resulta particularmente útil cuando un folículo alcanza el tamaño ovulatorio y no se produce la ovulación dentro de un plazo razonable de tiempo. En algunas yeguas se aplica la técnica más ampliamente, ya que cada yegua recibe una inyección de HCG a las 24 horas de la iniciación del celo. Las yeguas se cubren 24 horas después de la inyección, y la ovulación suele producirse 48 horas después de la inyección (Warrer, 1977).

Prostaglandinas. De las especie domésticas estudiadas, la yegua es la más sensible, con base en el peso vivo, a los efectos luteolíticos de la administración sistemática del PGF2 alfa intramuscular o subcutánea. Cuando se administra sistemáticamente la PGF2 alfa es eficaz para causar luteólisis en yeguas tanto histerectomizadas como intactas, lo que indica que el sitio principal de acción de la

PGF2 alfa exógena no está a nivel uterino. La prostaglandina F2 alfa y sus análogos, se utilizan para el control de los ciclos estrales en la yegua, el tratamiento causa un cese repentino de la secreción en el cuerpo lúteo, tal y como lo indica la rápida caída de los niveles plasmáticos de progesterona. La infusión de 10 mg de PGF2 alfa los días siete a nueve después de la ovulación causa rápida caída en los niveles plasmáticos de progesterona e inducen la ovulación (Hafez, 1987). En la figura No. 6 se muestra el efecto de la administración de PGF2 alfa para fecundar una yegua que ha parido, antes de la presentación de su segundo ciclo estral normal.

Fig. No. 6. Efectos de la prostaglandina usada para la sincronización del ciclo estral de la yegua.



Tomada de Galina (1988).

La PGF2 alfa, provocará el cese de la producción de progesterona cuando se administra por vía intravenosa, intramuscular, o subcutánea después del día seis de ocurrida la ovulación, lo que provocará que las yeguas entren en celo de 3 a 4 días después del tratamiento. Las prostaglandinas son ácidos grasos derivados del ciclopentano que se sintetiza a partir de un precursor común, el ácido araquidónico o

prostanico. Este se deriva a su vez de diversos fosfolípidos, como los de la membrana celular, el linoleico de la dieta, por acción de una enzima acilhidrolasa, o se le ingiere como tal en la dieta. Las prostaglandinas en sí se originan a partir de diversos estímulos físicos, químicos, hormonales y neurohumorales (Sumano y Ocampo, 1993).

Estas pueden ser utilizadas para la corrección de diversos problemas de infertilidad y para influir sobre el momento de la ovulación. Las prostaglandinas son utilizadas por su efecto luteolítico. Provocan la involución del cuerpo lúteo y la interrupción de la producción de progesterona cuando se administran de 4-12 días de la ovulación. La concentración de progesterona en plasma disminuirá rápidamente hasta ser inferior a 1 ng/ml y la yegua mostrará celo a los 24 días aproximadamente del tratamiento. La mayoría de las yeguas ovulará un óvulo fértil a los 10-12 días después del tratamiento (Allen y Dukes, 1970).

Progesterona. Para sincronizar a las yeguas que atraviesan por la fase transicional y presentan calores largos o no presentan calor, se ha recomendado la administración intramuscular de 1 a 5 mg/kg de peso de progesterona durante 5 días. Ese tratamiento bloquea la liberación GnRH; al terminar el tratamiento con progesterona se termina dicho bloqueo, se incrementa la liberación de GnRH y gonadotropinas hipofisarias y por lo tanto se manifiesta un celo más manifiesto y ovulatorio (Sumano y Ocampo, 1993).

LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN EQUINOS

La inseminación artificial consiste en la introducción de semen en los órganos genitales de la hembra y en el momento propicio para lograr la fecundación por medio de instrumentos y medios artificiales (ABS, 1970; Galina, 1988 y Hernández, 1995).

VENTAJAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

1.- El uso de sementales de alto valor probado puede multiplicarse al trabajarlos para la inseminación artificial.

2.- Ahorro en la compra y mantenimiento de un semental, y la eliminación de riesgos que significa su cuidado.

3.- Caballos incapaces de montar por lesiones en los miembros locomotores pueden proporcionar útiles servicios en la Inseminación Artificial. (ABS, 1970).

4.- La facilidad de cruzar las yeguas con un semental que se encuentra a gran distancia sin necesidad de traslado (Merkt, 1976).

5.- Aumentar la cantidad y calidad de los animales creando grandes familias de grandes características, elevando así las utilidades (ABS, 1970).

6.- Permite la evaluación del semen en cada recolección. Cuando se usa la Inseminación Artificial, el semen es evaluado cada vez que se colecta, y de esta manera es posible identificar inmediatamente cualquier baja en la fertilidad del caballo, y tomar medidas oportunas de tratamiento o asignar las yeguas a otro semental antes de tener resultados desastrosos (Hernández, 1995).

7.- Favorece el uso de sementales sobresalientes, pudiendo reproducirse aún después de su muerte (Ensminger, 1973).

8.- La Inseminación Artificial permite que yeguas con un tipo de lesión y por

ciertas características de su ciclo estral (calor silencioso) no pueden servirse en forma directa, las cuales pueden también sincronizarse independientemente de la fase del ciclo en que se encuentren (Hernández, 1995).

9.- Reduce la posibilidad de demoras costosas por el uso de sementales infecundos (ABS, 1970).

10.- Evita la transmisión de enfermedades. Debido a que no hay contacto entre el caballo y la yegua durante la cruce, el riesgo de diseminación de enfermedades venéreas de uno a otro desaparece aunado a que la cantidad de semen que se utiliza es la mínima necesaria para lograr la preñez (Hernández, 1995).

11.- Permite probar mayor cantidad de sementales (ABS, 1970).

12.- Permite servir mayor número de yeguas en el mismo día. Otra forma de prevenir la sobreutilización de semental consiste en fraccionar el eyaculado cuando tienen que servirse varias yeguas el mismo día (Hernández, 1995).

13.- Servicio a yeguas primerizas o pequeñas, con sementales grandes y pesados, evitándose así el peligro que significa (ABS, 1970).

14.- Permite un uso más efectivo de sementales viejos. Conforme el semental se hace viejo, empieza a presentar cambios en los testículos que reducen la producción de los espermatozoides. Los espermatozoides que se producen tienen un alto porcentaje de anomalías y son de vida muy corta. Con un calendario espaciado de recolecciones de semen, una cuidadosa evaluación de cada eyaculado e inseminaciones en el momento adecuado, se pueden obtener más yeguas preñadas de un semental viejo con la Inseminación Artificial que con la monta directa (Hernández, 1995).

15.- Facilita el transporte y distribución del semen (Galina, 1988).

16.- Evita la utilización excesiva de los sementales. Una causa común de

infertilidad es la sobreutilización de los sementales, especialmente si son jóvenes. Algunos sementales pueden servir una, dos o tres veces el mismo día sin que su número de espermatozoides baje del número que se necesitara lograr la máxima fertilidad, mientras que otros pueden verse seriamente afectados cuando se utilizan con esta frecuencia. Por otro lado los sementales generalmente no se seleccionan de acuerdo a su potencial de fertilidad y si están produciendo ganadores consistentemente, serán utilizados intensamente hasta que se presenta la infertilidad. La Inseminación Artificial en la mayoría de los casos mejora la eficiencia reproductiva del semental (Hernández, 1995).

17.- La Inseminación Artificial puede ser utilizada para prevenir lesiones en los sementales cuando las yeguas son nerviosas o temen a las montas (Warrer, 1970).

18.- Reduce la posibilidad de lesiones entre los animales. Una vez que el semental ha sido entrenado para eyacular en la vagina artificial, puede utilizarse una yegua dócil (no necesariamente la yegua que va a inseminarse) o un maniquí para la recolección y con esto se evita el riesgo de lesiones cuando se tiene que servir en forma directa yeguas poco manejadas o primerizas. Las dificultades asociadas con el servicio de animales de diferente tamaño y el riesgo al personal durante la operación del servicio queda igualmente eliminado (Hernández, 1995).

19.- Evita la presencia del macho en el hato, el gasto de su manutención y eliminar el peligro que representa.

20.- Estimula el uso de registros.

21.- Facilita la implantación de programas de sincronización y cruzamientos.

22.- La adquisición de animales valiosos por parte de ganaderos de escasos recursos (Galina, 1988).

23.- Caballos lesionados y cojos con dificultades para montar a las yeguas, pueden ser utilizados en un programa de inseminación artificial (Warrer, 1970).

DESVENTAJAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

- 1.- Implica un dominio en la técnica.
- 2.- Se requiere detección del estro.
- 3.- Puede diseminar características indeseables (Galina, 1988).
- 4.- Un buen conocimiento y entendimiento de lo que se está haciendo, es necesario para el éxito en un programa de inseminación artificial cuando se le compara con aquellos requeridos para el servicio natural.
- 5.- El costo del equipo necesario es alto y el riesgo de algún daño humano durante la colección, son factores importantes que hay que considerar. Sin embargo, las ventajas obtenidas con el uso de la inseminación artificial ciertamente sobrepasan las desventajas (CIRE, 1993).

PROBLEMAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

Dentro de los principales problemas que se presentan empleando la inseminación artificial en equinos se tienen los siguientes:

- La imposibilidad de dar registros a animales nacidos por Inseminación Artificial.
- El principal es la consecución de un método para almacenar semen congelado,

será preciso intensificar la investigación antes de que el uso del semen congelado sea una práctica corriente en la reproducción equina (Warrer, 1977).

- El empleo de la inseminación artificial es corriente en muchos países no obstante no está permitido su empleo en yeguas de Pura Sangre Inglés. Se trata de una prohibición francamente injustificable basada en el temor de que la raza podría verse perjudicada en cierto modo tanto por el empleo inadecuado como por el abuso de esta técnica (Rossdale, 1991).

- Desafortunadamente los porcentajes de concepción alcanzados cuando se utiliza semen congelado en yeguas son generalmente mucho más bajos que aquellos obtenidos en la industria bovina (los porcentajes de concepción reportados varían de 6 a 70%), (CIRE, 1993).

TÉCNICA DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN EQUINOS.

MOMENTO IDEAL PARA LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

Existen cambios hormonales que alteran la condición de la mucosa, precisamente antes de la ovulación, estos cambios originan un medio compatible para la sobrevivencia de los espermatozoides. Para medir estos cambios existe un aparato “el ovascán”, el cual señala el momento óptimo para realizar la Inseminación, y nos ahorra problemas, tanto como uso inútil de semen (Warrer, 1977).

En un trabajo realizado en Alemania por Merkt (1976), se obtuvieron 73% de fertilidad utilizando dos métodos diferentes:

- Dos inseminaciones. Una en la tarde y otra en la mañana siguiente.
- Una inseminación a las seis horas después de la ovulación (Ensminger, 1973).

Así mismo indica que si no insemina de 20 a 24 horas antes de la ovulación, el índice de concepciones es muy bajo; otro método empleado es inseminar al tercer día de iniciado el celo (De Uslar, 1965). También la ABC recomienda que una vez detectado el celo por los signos inminentes o por medio de “teaser”, se puede inseminar al cuarto día de iniciado el celo y 12 horas después se vuelve a inseminar, o diariamente mientras dura el celo. En la inseminación artificial cuando se utiliza semen fresco o frío transportado, se debe realizar cada tercer día comenzando el segundo o tercer día del estro hasta que la ovulación se detecte manualmente o hasta que la yegua deje de mostrar signos de estro. Buenos porcentajes de concepción son obtenidos cuando las yeguas son inseminadas de 48 a 72 horas antes de la ovulación con semen de sementales altamente fértiles. Cuando se utiliza semen de garañones subfértiles, se tendrá que inseminar una o dos veces por día diariamente hasta que la ovulación ocurra.

Bajo condiciones ideales de la dosis mínima o el número mínimo de espermatozoides que deben ser inseminados para lograr una gestación deberá ser de 100 millones de espermatozoides con motilidad progresiva. Inseminar yeguas con 500 millones de espermatozoides con motilidad progresiva nos ayudará a asegurar buenos porcentajes de concepción y nos permitirá tener buen margen de error en la evaluación del semen y en el manejo cuando las condiciones no sean óptimas. El número de espermatozoides en la dosis inseminante es más importante que el volumen de inseminación. Por otro lado algunos investigadores mencionan que inseminar con volúmenes mayores o iguales a 100 ml. pueden ser perjudiciales para la fertilidad (CIRE, 1993).

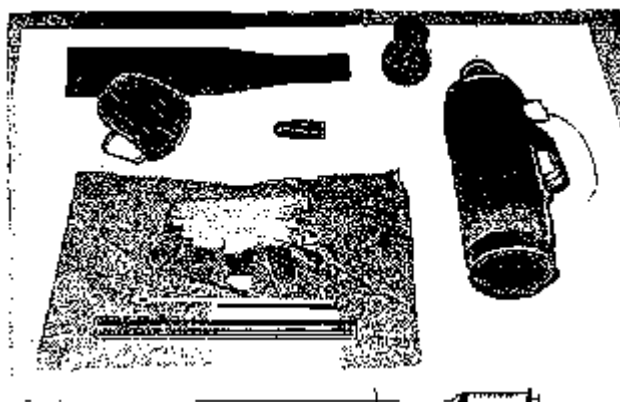
La inseminación intrauterina en yeguas, con una dosis mínima de 10 ml, empieza al tercer día de calor, y entonces se repite cada 48 horas por el resto del estro (Ruckebusch, et al, 1994).

MATERIAL PARA LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

Derivaux (1973) recomienda que para llevar a cabo dicha técnica en equinos, es necesario el siguiente material. Algunos de estos se pueden ver en la figura No. 11.

1. Trabas para sujetar la yegua.
2. Vendaje para la cola, lazo para sujetarla de 3 cm. de ancho.
3. Baldes:
 - Para descongelar la ampollita.
 - Solución de detergente.
 - Agua para el primer enjuague.
 - Agua para segundo enjuague.
4. Detergente.
5. Toallas de papel absorbente
6. Torundas de algodón.
7. Termómetro de lechería.
8. Guante largo de polietileno estéril.
9. Lubricante neutro estéril.
10. Catéter, jeringuilla desechable.
11. Desinfectante.
12. Caja de utensilios o estuche.

Figura No. 7 Materiales usados en la inseminación artificial. a, forro de goma para la vagina artificial; b, vaso para llenar la vagina artificial con agua caliente; c, guante; d, termómetro; e, especulum; f, catéter; g, bolsa de goma para la recogida en la vagina artificial; h, gel lubricante; i, vagina artificial; k, jeringa.



Tomada de Rossdale (1991).

PROCEDIMIENTO DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

PREPARACIÓN DEL MATERIAL.

La inseminación artificial de la yegua se debe llevar a cabo de acuerdo con las técnicas para una mínima contaminación. Equipo desechable, estéril y no tóxico debe ser utilizado. Cuando se usa semen frío transportado, antes de abrir el termo, la región perineal de la yegua ya debe estar perfectamente lavada y vendada la cola; entonces se abrirá el termo, se tomará el semen, que previamente fue gentilmente agitado para

homogeneizar la muestra y se depositará directamente en el útero de la yegua vía una pipeta de inseminación, no se debe calentar el semen, la yegua es el mejor calentador para este. Los procedimientos para descongelar popotes de semen congelado debe de ser descrito por el laboratorio responsable de la congelación del mismo. Sin embargo en términos generales se recomienda que popotes de 4 o 5 ml. se descongelen por inversión en agua a 40°C por 45 seg. ó a 60°C por 40 seg. (CIRE, 1993).

APLICACIÓN DE LA TECNICA DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

- 1.- Se sujeta con las trabas, preferible en un potro para apareamiento, esto brinda protección al inseminador.
- 2.- Se venda la cola y se sujeta.
- 3.- La región perineal se lava con detergente y se seca por completo (Benesch, 1965).
- 4.- Separar los labios de la vulva y con torundas grandes humedecidas en agua limpia frote hacia afuera hasta que quede limpia, luego séquese perfectamente.
- 5.- Descongele la Ampolleta colocándola en un balde con 8 litros de agua limpia con 32.2 °C usando el termómetro de lechería.
- 6.- La ampolleta se seca con una toalla de papel absorbente. El cuello se agrieta con el abre ampolletas y la punta se golpea suavemente con el mango del abreampollas hasta que se rompa.
- 7.- Se abre el paquete con el equipo de inseminar previniendo no tocar el catéter.
- 8.- Todo el semen se pasa al catéter y a la jeringa de 12 cc sin burbujas de aire y sin que le del sol.
- 9.- Se pone el guante en la mano izquierda, se lubrica, se introduce el catéter poco a poco, hasta el fondo de la vagina, la mano derecha sostiene y guía la jeringuilla y el

catéter.

10.- Soltar lentamente la punta del catéter, use los dedos de la mano izquierda para localizar el cérvix y la entrada.

11.- El semen es expelido lentamente. Lo que interesa es que la punta del catéter pase a través del cérvix y penetre en el útero.

12.- El equipo de inseminar y la mano són retirados muy despacio y en el suelo del tracto genital.

13.- Destruir el equipo usado y hacer caminar a la yegua (ABS, 1970).

Los gránulos congelados de esperma se descongelan, los cuales fueron diluidos en leche esterilizada y son colocados en una jeringa con catéter de inseminación. Cualquiera que sea el instrumento de inseminación se inserta de inmediato en la vagina y se guía visual y manualmente al útero. La técnica manual incluye la palpación transrectal del cuello y la manipulación suave del extremo del catéter, con el pulgar y los dos primeros dedos, a través del cuello (Ruckebusch, et al ,1994).

GESTACIÓN

SIGNOS Y PRUEBAS DE PREÑEZ.

La palpación rectal es el único medio de practicar el examen directo de órganos genitales internos de la yegua. El método se aplica a yeguas de todas razas, excepto de pequeñas Pony Setland en las cuales el procedimiento está limitado por el tamaño del brazo y mano del examinador. Las pruebas de laboratorio para detectar preñez están limitadas a yeguas intratables o demasiado pequeñas para el examen rectal. Están también limitadas a zonas donde se dispone de laboratorios equipados para hacer estas pruebas. Las pruebas biológicas y químicas se utilizan para encontrar gonadotropinas y estrógenos en suero y orina (Zemjanis, 1975).

Algunas yeguas continúan manifestando los signos característicos del celo a pesar de que están preñadas, y en ocasiones aquellos son tan pronunciados que se les brindará el servicio del semental. El resultado es con frecuencia el aborto. Solo el creador que conoce a las yeguas individualmente está capacitado para advertir esta circunstancia. Al fin de obtener un porcentaje de potrillos tan alto como sea posible y de que nazcan en el momento deseado, el criador debe conocer los signos y las pruebas de la preñez, sobre todo si se tiene en cuenta que muchas yeguas pueden presentar signos de celo aun cuando estén en una etapa avanzada de gestación. Los signos más importantes de la preñez son los siguientes:

- 1.- Interrupción del período de celo, aunque debe admitirse que puede ser difícil de determinar y hasta engañoso.
- 2.- Movimientos fetales que son susceptibles de persuadirse a través de las paredes abdominales. El movimiento del feto es más evidente al comenzar la mañana. Sin embargo, no será posible utilizar este signo hasta el séptimo mes de la gestación. Por

otra parte no es tan manifiesto en las yeguas jóvenes primerizas, puesto que el feto se haya ubicado cerca de la columna vertebral.

3.- Otro método consiste en palpar el útero a través del recto, entre 40 y 60 días después del último servicio.

Existen cuatro pruebas para la determinación de la preñez. Ellas son: 1) Prueba del suero sanguíneo; 2) Prueba de la orina; 3) Prueba del sapo macho (bufo); y 4) La prueba inmunológica de la preñez de la yegua (Ensminger, 1975).

CUIDADOS DE LA YEGUA PREÑADA

Las yeguas infecundas y las preñadas, se mantienen por lo común separadas, ya que aquellas están más dispuestas a correr, incitar y cocear.

Alojamiento. Si las yeguas son utilizadas para montar o como animales de tiro. pueden tener un alojamiento similar al que le es asignado a los caballos con el mismo uso, por lo menos hasta acercarse el tiempo de la parición. Es preferible en cambio que las yeguas ociosas se mantengan a campo, disponiéndose para ellas, incluso en invierno, un simple refugio o un cobertizo abierto.

Ejercicio. La yegua preñada debe tener abundante ejercicio. Para ello, puede permitir que el plantel de yeguas de cría vague por grandes praderas en las que se dispone de sombra, agua y minerales. La yeguas de las razas livianas suelen ser ejercitadas durante una hora diaria montadas o uncidas a un carruaje. Cuando se maneja con cuidado, la yegua de cría puede hacer ejercicio hasta un día o dos antes de la parición. Sin embargo, es importante que cuando permanezca inactiva no sea confinada en un establo o un pequeño corral (Ensminger, 1975).

CONCLUSIONES

Sabiendo de antemano que el criador de caballos busca mejorar su ganado o mantener una raza de buenas características, la inseminación artificial le permite esto. Además evita los costos de manejo en casos en los que el semental o la yegua tengan que ser trasladados de un lugar a otro para que se lleve a cabo la fecundación, con esta técnica eso no será necesario, pudiéndose llevar únicamente el semen, sin gastos y trámites de traslado, ni riesgos de que los animales se lastimen durante el viaje. Sirve también como solución a muchos criadores que tienen caballos lesionados ya sea eventual o permanentemente y no pueden dar servicio natural a las yeguas. Por otro lado debe hacerse una evaluación minuciosa del semen, la inseminación la debe hacer un profesional y es necesaria comprar el material de recolección e inseminación. No obstante los beneficios que ofrece el uso de la inseminación artificial en equinos supera cualquier precio. El mayor problema que tiene esta técnica es que hay poca investigación al respecto y además la falta de difusión entre los productores.

LITERATURA CITADA.

A.B.S. 1970. Programa de Inseminación Artificial en equinos. México, D.F.

Allen, R. S. Dukes. 1970. physiology of domestic animals. 8th Ed. Malvin J. Swenson.,

Cornel University Press Ithaca, USA.

Benesch, F. 1965. Tratado de obstetricia y ginecología veterinaria. 1a. edición en español. Editorial Labor. España. University of Texas, USA.

Blandchard, T. L y Varner, D. D. 1996. Veterinary medicine. Equine practice. Evaluating reeding soundness in stllions - semen colection and evaluation. 144 -147: 156.

Cole, H. H. 1973. Producción animal. 2a edición. editorial Acriba. España.

Culbertson, B. 1981. Pisos y camas para caballerizas purasangre, 169: 48 - 51.

Cunningham, J. G. 1994. Fisiología veterinaria.. Ed. Interamericama. México.

CIRE (Curso Internacional de Reproducción Equina). 1993. InseminaciónArtificial en Equinos. UNAM. México, D. F.

Derivaux. J. 1976. Reproducción de los animales domésticos. 2a. Edición en español, Edit. Acriba. España.

De Uslar. 1965. Primera inseminación artificial de la perra en México; Tesis de licenciatura de la facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la U.N.A.M. México, D.F.

Ensminger, M. 1973. Producción equina. 4a. edición en español. Edit. Ateneo.Argentina.

Ensminger, M. 1975. Manual del ganado. 2a. edición en español. Editorial Ateneo. Argentina.

Evans, J. W. et al . 1979. El caballo. Edet. Acriba. Zaragoza, España.

Evans, J. W. y Torbeck, R. L. 1982. Breeding management and foal development. Equine research, Inc. Texas.

Frandsen, R. D. 1976. Anatomía y fisiología de los animales domésticos. Ed.

- Interamericana. 2a. edición. México
- Galina, H. 1988. Reproducción de los animales domésticos. Ed. Limusa. México..
- Hafez, E. S. 1980. Reproduction in farm Animals. 4th Ed. Lea and febiger. Philadelphia.
- Hafez, E. S. E. 1987. Reproducción e inseminación artificial en animales. Edit. Interamericana. 4a. edición. México.
- Hernández, M. 1995 ; Patria y tradición. México. 16: 27
- Hoghes, J. P.1974. The estrus, cycle and ovulation in the mare. J. Amer. Vet. med. assoc. USA.
- Kenney, R. M. 1984. Cycle and pathologic changes of the mare endometrium as detected by biopsy, with a nute on early embryonic death. J. Amer. Vet. Med. Assoc. 387: 241 - 262.
- Merkt, H.; 1976. Equine Artificial Insemination veterinary Record, 99: 69-71
- Páramo, R. R. 1982. Patología del oviducto de la yegua. Tesis de licenciatura, Fac. de Med. Vet. y Zoot. UNAM, México, D. F.
- Peinada, M. H. y Del Campo. 1973.Fisiología de la reproducción de los animales domésticos. 1a. edición en español. Talleres de la Universidad Austral de Chile. Chile.
- Pérez y Pérez, F. 1969. Fisiología de la reproducción animal. 2a edic. Ed. Científico-Medica, Barcelona, España.
- Pickett, B. W., Faulnner, L. C. and Voss, J. L. 1975 Effect of season on some characteristics of stallion semen. In equine reproduction. I.W: Rowlands, W.R. Allen And P.D. Rossdale (eds), Oxford, Blacwel Cientific Publiucations.
- Real, C. O. 1990. Zootecnia equinq. Edit. Trillas. México
- Rossdale, P. 1991. Cría y reproducción del caballo. Ed. Acribia. Zaragoza, España.

- Ruckebusch, Y., Phaneuf, L.P. y Dunlop, R. 1994. Fisiología de pequeñas y grandes especies. Ed. El manual moderno. México.
- Saltiel, A y Bustamante, G. 1986. Anatomía funcional el aparato reproductor. Ed. Limusa. Reproducción de animales domésticos. México.
- Sisson, J. y Grossman, I. D. 1975. Anatomía de los animales domésticos. 4a. edic. Ed. Salvat editores. Barcelona, España.
- Sumano, L. H. y Ocampo, C. L. 1993. Farmacología veterinaria. Ed. Mc wraw-hill. México.
- Ulmer y Juergenson. 1982. Cría y manejo del caballo. México.
- Warrer, E. 1970. El Caballo. Edit. Acribia. Zaragoza, España.
- Warrer, E. 1977. El caballo. Edit. Acribia. 2a. Edic. Zaragoza, España.
- Zemjanis, R. 1975. Producción animal, diagnóstico y técnicas terapéuticas. Ed. Limusa.