

UNIVERSIDAD MICHOACANA DE
SAN NICOLAS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA

MANUAL DE INSEMINACION ARTIFICIAL EN PAVOS

SERVICIO PROFESIONAL

QUE PRESENTA

ARMANDO ORTIZ MAGAÑA

PARA OBTENER EL TITULO DE

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

ASESOR:

DR. AURELIANO JUAREZ CARATACHEA

UNIVERSIDAD MICHOACANA DE
SAN NICOLAS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA

MANUAL DE INSEMINACION ARTIFICIAL EN PAVOS

SERVICIO PROFESIONAL

QUE PRESENTA

ARMANDO ORTIZ MAGAÑA

PARA OBTENER EL TITULO DE

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

AGRADECIMIENTOS

Primero que nada doy gracias a mi Dios por
La existencia y por darme la fuerza necesaria
Para enfrentar los obstaculos que se me presentaron
Durante mi carrera, y por haber concluido mis estudios.

A mis padres, Rosendo Ortiz y Ma. Elidia
Magana, por darme la oportunidad de seguir
Estudiando, por la vida, amor y consejos
Brindados en mi vida y durante mi carrera,
Por eso y mas mil gracias.

A mi tio Francisco Ortiz Lucatero, por brindarme
Su apoyo economico y moral desde el principio de
Mi carrera, que sin dudar siempre me tendio la mano
Mil gracias.

A mi asesor el Dr. Aureliano Juarez Caratachea por
su Amistad y apoyo que me ha brindado, por
Compartir con migo algunos de sus muchos
conocimientos y principalmente por dedicarme
parte de su valiosisimo tiempo, GRACIAS profe.

INDICE

Pag.

CONTENIDO

Introducción -----1

CAPITULO I

Aparato reproductor de las aves-----2

1.1 Diferenciación sexual en el pavo-----2

1.2 Aparato reproductor de la hembra-----3

1.3 Aparato reproductor del macho-----5

CAPITULO II

Desarrollo de los espermatozoides-----7

2.1 Morfología de los espermatozoides del pavo-----8

2.2 Evaluación reproductiva del pavo-----10

CAPITULO III

Técnica para la recolección del semen del pavo-----12

3.1 Equipo de recolección-----13

3.2 Evaluación macroscópica del semen-----14

3.3 Evaluación microscópica del semen-----16

CAPITULO IV

Conservación y dilución del semen-----20

4.1 Inseminación artificial en el pavo domestico-----21

4.2 Almacenamiento oviductual del semen tras la inseminación -----22

A modo de conclusión-----23

Bibliografía -----24-26

INDICE DE FIGURAS Y ESQUEMAS

Pág.

Figura 1

Anatomía del aparato reproductor de la hembra-----4

Figura 2

Anatomía del aparato reproductor del macho----- 5

Esquema 1

Espermatogenesis de las aves----- 8

Figura 3

Estructura de los espermatozoides de las aves domesticas----- 9

Figura 4

Técnica de masaje dorso abdominal y recolección de semen de pavo-----12

Figura 5

Equipo de recolección de semen de pavo-----14

Figura 6

Equipo de conteo espermático-----17

Figura 7

Anormalidades en el espermatozoide de las aves domesticas-----18

Figura 8

Prolapso del oviducto previo a la IA en la pava-----21

Figura 9

Introducción del semen en el oviducto de la pava utilizando una jeringa
de insulina-----22

INTRODUCCIÓN

La ciencia de la reproducción avícola, según se aplica a la producción de aves de corral, usa los principios de la genética para desarrollar líneas o razas más adecuadas para la producción de carne. Así nacieron los pavos de pecho ancho, denominados comúnmente de doble pechuga, muy populares por su gran tamaño corporal (Austic y Nesheim, 1994).

Los genetistas han establecido objetivos para producir pavos de rápido crecimiento, que tengan conformación corporal aceptable, eficaces en la conversión de alimento a carne y que no muestren debilidad en las patas. Además, que los progenitores tengan buenas características reproductivas, en términos de fertilidad. Sin embargo, el gran peso corporal y la diferencia entre sexos, obligan necesariamente a la inseminación artificial de esta especie (Moya, 2003).

La inseminación artificial se ha usado por décadas para llevar acabo apareamientos para investigación, o para programas reproductivos en los cuales se debe conocer la identidad de ambos progenitores con absoluta certeza. En la reproducción comercial de pavos, la inseminación artificial es la norma más que la excepción, debido a que los pavos se han cruzado de manera tan intensa para obtener aves de gran tamaño corporal que ya no pueden aparearse de manera eficaz (Austic y Nesheim, 1994).

Para Moya (2003), la inseminación artificial en las aves es una técnica reproductiva en la cual el semen se obtiene de los machos artificialmente y luego se deposita en el tracto reproductivo de la hembra para fecundar óvulos o yemas y producir huevo fértil para incubar.

Esta técnica reproductiva, la inseminación artificial, incrementa notablemente el aprovechamiento de un reproductor, al permitir obtener gran número de crías del mismo padre. Esto es posible debido a que, mediante un adecuado fraccionamiento del semen, se obtienen un número importante de dosis por eyaculado.

El presente manual es un documento técnico metodológico cuyo propósito es orientar y apoyar a los médicos veterinarios, estudiantes de agronomía, biología, veterinaria, zootecnia, criadores de pavos y técnicos pecuarios, interesados en usar la inseminación artificial en la reproducción de los pavos.

CAPÍTULO I

Aparato reproductor de las aves

Postmouth (1980) y Mercia (1983), coinciden en que, la selección moderna de los reproductores, es siempre más rigurosa en los machos, ya que un solo macho fecunda a 10 ó más hembras. Siempre es preferible realizar la selección a una edad temprana, cuando las diferencias sexuales entre uno y otro sean más evidentes, al aproximarse a la madurez sexual; por ello se exige el empleo de sistemas de reproducción complejos, con un buen análisis estadístico, que permita eliminar del lote a aquellas aves que son incapaces físicamente de constituir un buen material para la reproducción, tomando en cuenta la vitalidad, la pechuga, el dorso, la quilla y las piernas.

1.1 Diferenciación sexual del pavo

La reproducción de las aves requiere el apareamiento de los dos sexos, para que se puedan unir las células reproductoras masculina y femenina, es decir, el espermatozoide y el óvulo, para dar lugar a un nuevo individuo (Postmouth, 1980); en el macho se producen los espermatozoides en los testículos y en la hembra se producen los óvulos en el ovario. Otra función importante de estas glándulas es segregar sustancias llamadas hormonas o mensajeros químicos, las cuales influyen en la diferenciación sexual desde la etapa embrionaria, ya que es el periodo en el cual las células se encuentran en proceso de formación de órganos específicos del cuerpo del embrión (Bearden y Fuquay, 1982).

Se sabe que la diferenciación sexual comienza en el séptimo día. Para Sturkie (1968), la gónada sin diferenciar consta de dos partes funcionalmente distintas: la cortical que da lugar a tejido ovárico y la medular que induce tejido testicular; sin embargo, las dos gónadas difieren desde el comienzo de su potencial sexual, pues en tanto que la gónada izquierda comprende ambos componentes y por ello es sexualmente bipotencial, la derecha comprende solo la porción medular por lo que potencialmente solo es capaz de abocar a testículo.

En la opinión de este autor (Sturkie, 1968), la determinación de un tipo sexual en lugar de otro, depende del subsiguiente desarrollo de la médula en ambas gónadas y de la supresión del mismo en la corteza de la gónada izquierda que determinaría macho, o bien del correspondiente desarrollo de la corteza de la gónada izquierda y supresión del mismo en las cortezas de ambas gónadas que determinarían hembra. Así, las aves con dos cromosomas **Z** están destinadas a ser machos, y las que sólo presentan un cromosoma **Z** lo están a hembras.

1.2 Aparato reproductor de la hembra

Según Guidobono (1985), durante la etapa embrionaria, el aparato genital femenino, consta de los ovarios, los oviductos incluyendo el útero, la vagina y la cloaca, (ver figura 1). De los ovarios y los oviductos ocultos, se reducen después generalmente a uno, el izquierdo, ya que el derecho se atrofia antes del nacimiento; sin embargo, los órganos de las aves se pueden comparar, en el aspecto funcional, con los pertenecientes a los mamíferos: el ovario hace el papel de la glándula germinal, los conductos excretores están representados por el oviducto y útero, el órgano de la cópula por la vagina y cloaca (Hoffman y Völker, 1969).

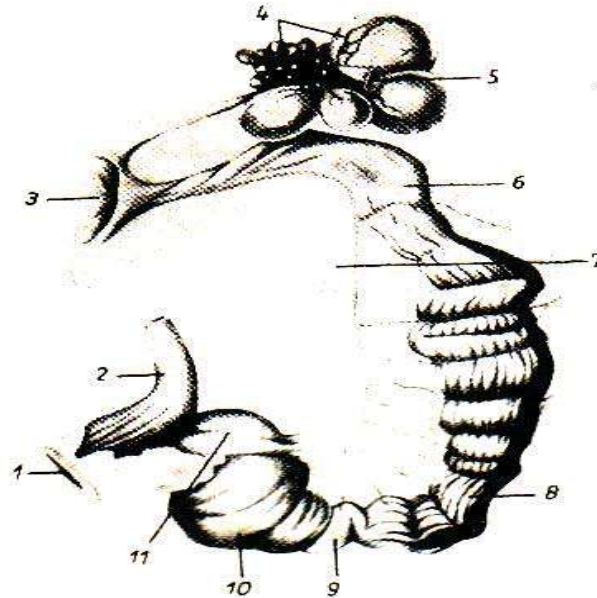
Ovario: el ovario izquierdo, está situado en la cavidad abdominal, debajo y delante de los riñones, a la izquierda de la columna vertebral, se relaciona delante con los pulmones, el diafragma, el hígado y el intestino anterior; sus dimensiones varían considerablemente, según el estado funcional en que se encuentre, en estado de reposo, aparece como una masa gris blanquecina del tamaño de una mora aproximadamente, y en estado activo, aparece como un racimo de uvas de diferente tamaño, según el grado de madurez; presenta un color amarillento con matices rosados o grisáceos oscuros. Es un órgano de forma redonda a poligonal, dividido en lóbulos arracimados y de consistencia friable (Hoffman y Völker, 1969; Sisson y Grossman, 1982; Guidobono, 1985).

Oviducto y Útero: representados por un órgano hueco, tubular y musculoso, que va desde el ovario hasta la cloaca, ocupando gran parte de la cavidad abdominal, es extraordinariamente dilatable, con un peso aproximado de 85 gramos y una longitud de 83 a 90 centímetros; se subdivide en el infundíbulo, el mágnun o cámara albuminífera, el istmo, el útero o cámara calcífera y la vagina (Guidobono, 1985).

Infundíbulo: tiene forma de embudo, ensanchado en la parte anterior y tubular en la posterior; generalmente se pliega alrededor de la yema u óvulo maduro, justamente antes de que ocurra la ovulación y de esta forma se inicia el paso del óvulo a través del oviducto; además de ser el sitio secundario de almacenamiento de espermatozoides, si la pava ha sido inseminada, los espermatozoides de pobre motilidad, pueden ser fértiles si son implantados en la parte superior del oviducto (Guidobono, 1985).

Figura 1.

Anatomía del aparato reproductor de la hembra



1) Desembocadura de la cloaca, 2) Recto, 3) Embudo o pabellón del oviducto, 4) Ovario con folículo en distintos grados de maduración, 5) Cáliz de un folículo que acaba de romperse, 6) segmento principal del oviducto, 7) Ligamento del oviducto con vasos sanguíneos, 8) Segmento principal del oviducto, 9) Istmo, 10) Útero, 11) Vagina.

Fuente: Hoffman y Völker (1969).

Mágnium: parte del oviducto conocida también como cámara albuminífera, ya que es donde se forma la albúmina. Es la parte más larga y consistente del oviducto, de color pálido casi blanquecino, así como por el diámetro exterior que es más amplio; en la parte posterior aumenta el espesor y en la parte terminal, los diámetros externos e internos se encuentran notablemente reducidos (Guidobono, 1985).

Istmo: es de estructura similar a la del mágnium, produciéndose aquí las dos membranas que rodean extraordinariamente a la clara (Guidobono, 1985).

Útero o glándula cascarógena: es la porción burciforme del oviducto, tiene un diámetro casi igual al del istmo, pero después se ensancha formando una especie de bolsa, donde el huevo queda retenido durante el tiempo invertido para formar la cáscara de 22 a 24 horas, la pigmentación ocurre poco antes de la puesta (Guidobono, 1985).

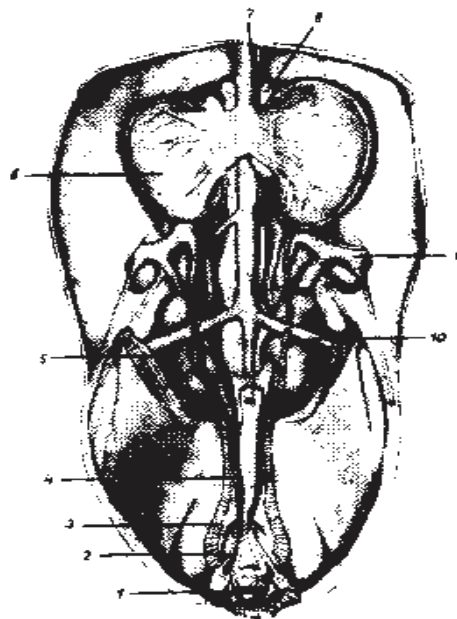
Vagina: es la última parte del oviducto y se presenta como un corto tubo en forma de S, sitio de unión entre la vagina y el útero, pero en sus glándulas vaginales se localizan los sitios primarios de almacenamiento de espermatozoides, procedentes de la fecundación natural o artificial (Guidobono, 1985).

1.3 Aparato reproductor del macho

Por su parte Hoffman y Völker (1969), así como Guidobono (1985), señalan que las aves a diferencia de los mamíferos, carecen de glándulas sexuales accesorias tales como: glándulas de Cowper, vesículas seminales, próstata y glándulas uretrales, (figura 2). Los órganos genitales del macho, constan de las glándulas germinales representadas por los testículos, el epidídimo, el aparato excretor del semen y órgano copulador y la cloaca, como parte fundamental del aparato genital masculino del pavo.

Figura 2.

Anatomía del aparato reproductor del macho



1) Cloaca, 2) Segmento final del intestino, 3) Conducto deferente, 4) Uréter, 5) Riñón, 6) Testículo, 7) Aorta, 8) Glándula adrenal, 9) Arteria iliaca externa, 10) Arteria isquiática.

Fuente: Hoffman y Völker (1969).

Los testículos son órganos internos, situados entre la base de los pulmones y el segmento intermediario de los riñones, de color blanco amarillento, pares y alargados u ovoides, con forma de frijol; interiormente están divididos por tabiques que limitan

sectores de tejido noble, donde se encuentran alojados los tubos seminíferos en los que se forman y maduran los nuevos espermatozoides (Hoffman y Völker, 1969).

Aunque están próximos a los sacos aéreos, su temperatura es de 41 a 43 °C; la forma de éstos es análoga, presentando a menudo mayor tamaño el testículo izquierdo que el derecho; el peso depende del estado funcional del órgano, lo que representa el 1% del peso vivo en los animales sexualmente maduros, como lo describen Hoffman y Völker (1969) y Guidobono (1985). Sauveur y Reviers (1992) destacan que sobre la membrana basal de los túbulos seminíferos se encuentran las células de Sertoli, que desempeñan un papel nutritivo y de sostén; entre los túbulos seminíferos y el estroma testicular existen otras células especiales y de aspecto epitelial, llamadas células intersticiales de Leyding, a las cuales, se les atribuye la secreción de la hormona testicular testosterona. El desarrollo de estas células depende de la influencia de la hormona hipofisaria correspondiente, esto es, de la hormona estimulante de las células intersticiales (ICSH), por sus siglas en inglés: *interstitiell cell stimulating hormona*.

El epidídimo se localiza como una pequeña estructura en relieve pero aplanada y rudimentaria; le sigue el conducto deferente, sin glándulas accesorias, y en la última sección del conducto deferente se aprecia una dilatación que almacena espermatozoides y desemboca en la parte media de la cloaca, donde se encuentra una papila de tejido esponjoso surcada por el centro (falo vestigial) que actúa como órgano copulador, como lo describen Sturkie (1968); Guidobono (1985); Sauveur y Reviers (1992).

De acuerdo con Hoffman y Völker (1969), al comenzar la pubertad aumentan de tamaño las células primitivas (espermatogonias), próximas a las epiteliales de los canalículos seminíferos. Los espermatozoides o células seminales derivan de ellas después de complicados procesos de maduración.

CAPÍTULO II

Desarrollo de los espermatozoides

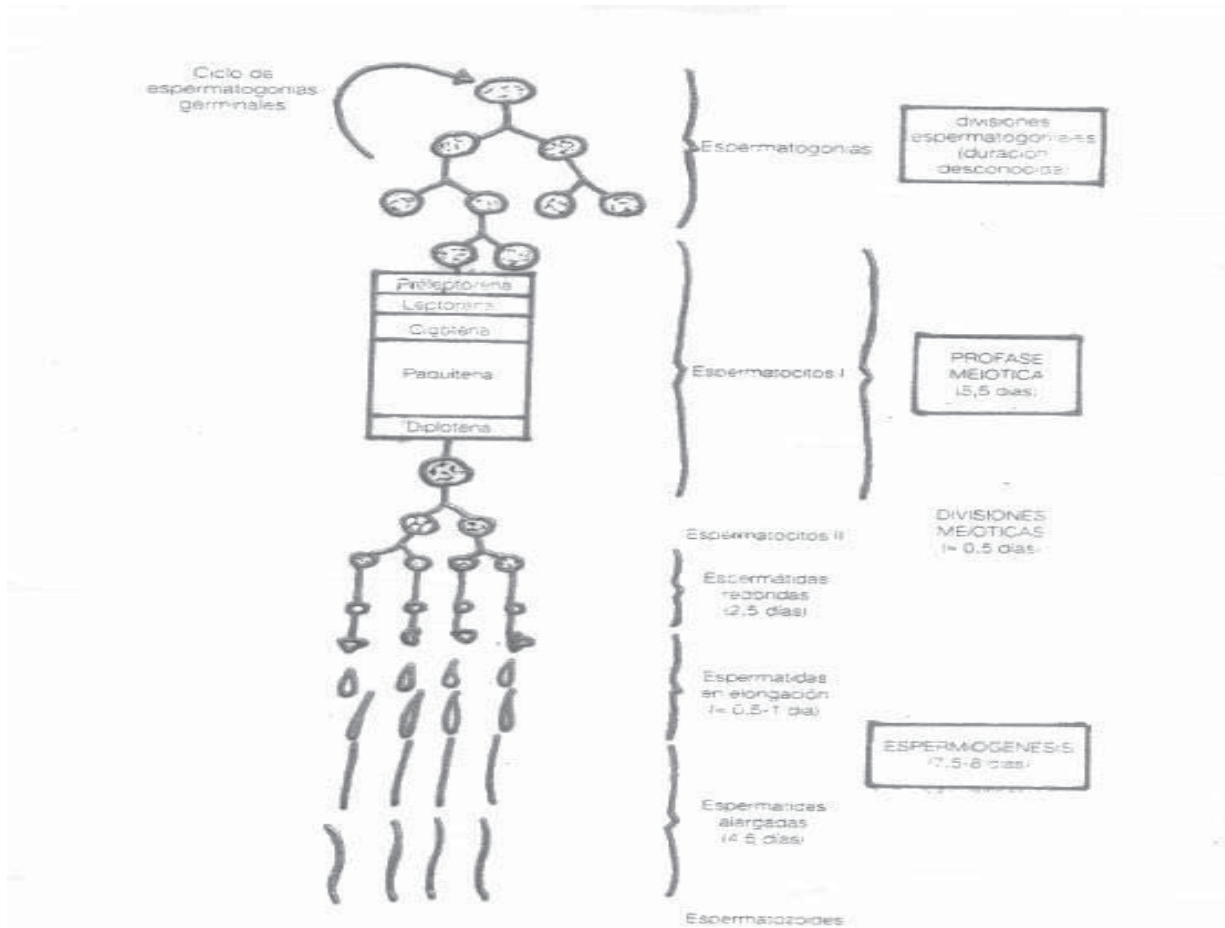
Al igual que en otras especies, en el pavo, la base del proceso espermiogénico es la aparición de la célula primitiva espermatogonia, que se encuentra situada en las membranas de los túbulos seminíferos y se encuentran tres tipos diferentes; espermatogonia tipo A, espermatogonia tipo intermedia y espermatogonia tipo B; las espermatogonias sufren una mitosis y dan lugar a los espermatoцитos de primer orden.

Los espermatoцитos de primer orden son las mayores células que se originan en el curso de la espermatogénesis; estos espermatoцитos crecen instantáneamente y sufren una nueva mitosis, de la cual resultan los de segundo orden, que se encuentran situados más lejos aún de la membrana basal y poseen un equipo cromosómico diploide (Hoffman y Völker, 1969).

En la fecundación se duplicaría el número de cromosomas y con ello se rebasaría el propio de la especie, cuya constancia obedece a una ley biológica; estos espermatoцитos experimentan una mitosis de reducción (meiosis) de la cual resultan las espermátidas, estas últimas tienen el equipo cromosómico normal y con ellas terminan las divisiones celulares; tales espermátidas no son capaces de fecundar, ya que experimentan un proceso de maduración, en el que sufren cambios morfológicos, los cuales dan lugar a la formación de los espermatozoides fecundantes, como se muestra en el esquema 1 (Hoffman y Völker, 1969; Pérez, 1969).

Esquema 1.

Espmatogénesis de las aves



Fuente: Sauveur y Reviers (1992).

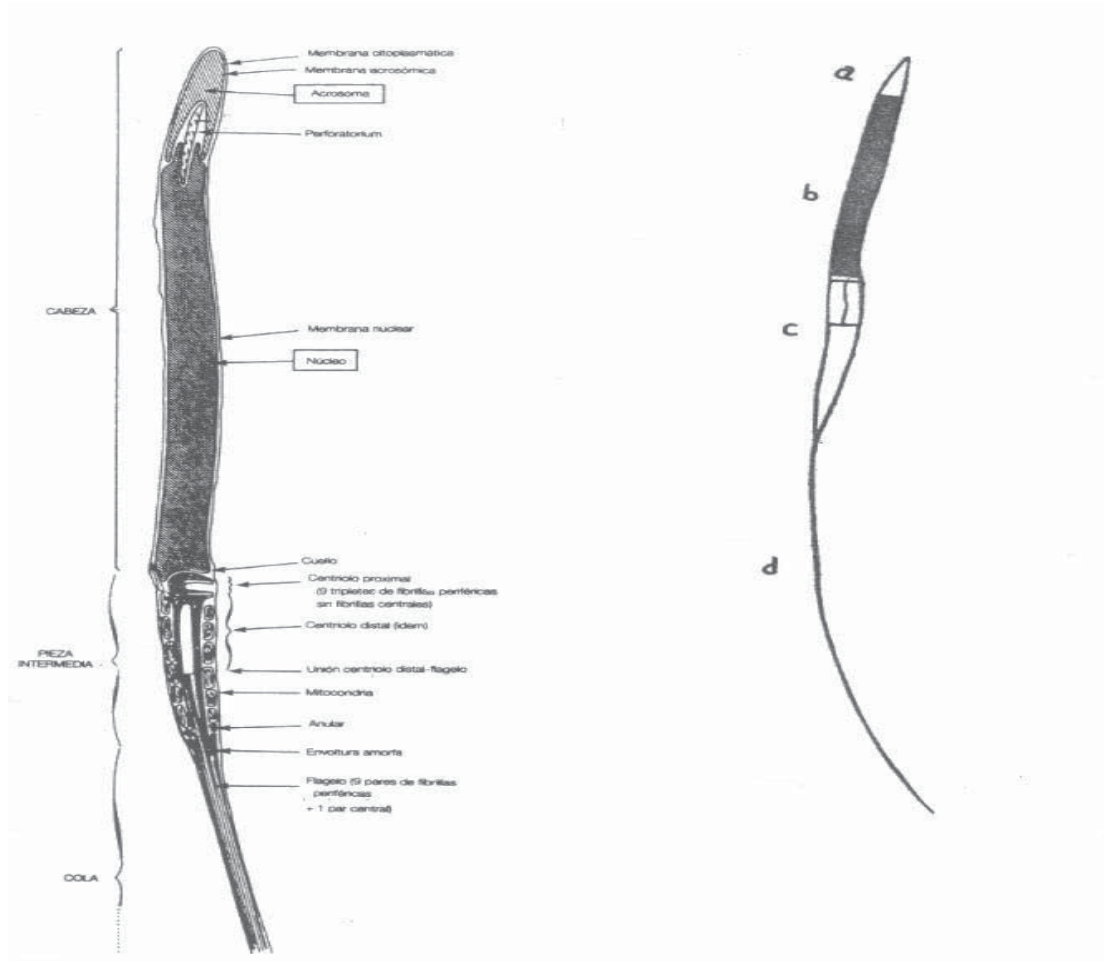
2.1 Morfología de los espermatozoides del pavo

Por su parte Juárez (1997), comenta que al parecer la morfología de los espermatozoides del pavo y de las aves en general, es completamente distinta a la de los espermatozoides de los mamíferos (figura 3). En las aves los espermatozoides tienen forma alargada con la cabeza ligeramente retorcida y una gran cola.

Los espermatozoides se forman dentro de los túbulos seminíferos de los testículos; ya formados constan de una cabeza aplanada que contiene al núcleo, una cola que contiene el aparato necesario para la motilidad celular y un cuello que une la cabeza con la cola (Hafez, 1993).

Figura 3.

Estructura del espermatozoide de las aves domésticas



a) Acrosoma, b) Parte central de la cabeza, c) Pieza intermedia, d) Cola.

Fuente: (Pérez, 1966; Sauveur y Reviere, 1992).

Los espermatozoides de las aves, son filiformes, la cabeza es morfológicamente simple, el acrosoma tiene forma de cono, contiene material homogéneo y está envuelto por una membrana acrosómica continua, no hay segmento ecuatorial ni lámina densa post-acrosómica, típicos de los mamíferos. El acrosoma está separado del núcleo por el espacio sub-acrosómico ocupado por el perforatorium (Lake, 1971; Bakst, 1980).

El núcleo contiene gránulos de cromatina condensada, está envuelto por una doble membrana nuclear y la región del cuello que une la cabeza con el segmento caudal está formado por un complejo centriolar. El axonema, es el componente motor de la cola, se origina en el centríolo distal y a su alrededor hay unas 30 mitocondrias que forman el segmento medio; el anillo citoplasmático denso, marca la frontera distal del segmento medio y la proximal del segmento principal; sin embargo, carece de la vaina fibrosa y las fibras densas externas observadas en los mamíferos; pero el axonema está envuelto en una vaina amorfa (Hafez, 1993).

El plan general de organización de estos espermatozoides, es el común a todas las especies de aves domésticas. El aspecto filiforme del núcleo y el débil desarrollo del acrosoma, son características comunes de los espermatozoides de las gallináceas, anátidas, anseridas y meleagrides.

Plasma seminal

El plasma seminal se define como la porción no gamética de un eyaculado; es un medio nutritivo para los espermatozoides y su vehículo de transporte dentro del tracto reproductor femenino, contiene entre 50 y 60 componentes químicos, es bajo en cloruro, citrato, ergotioneína, inositol, fosforilcolina y glicero-fosforil-colina, pero el principal anión es el glutamato (Hafez, 1993).

En los machos la capacidad reproductiva se expresa como un mecanismo biológico diseñado para transmitir genes de una generación a otra. En este sentido el control periódico de los pavos reproductores constituye una práctica recomendable para el máximo provecho de ellos (Ramakrishna, 1993).

2.2 Evaluación reproductiva del pavo

En opinión de Guidobono (1985), el gran dimorfismo sexual en algunas estirpes de pavos comerciales hace que el pavo sea poco ágil y torpe para la monta natural, con disminución en la fecundidad hasta en 21%, por lo que se recurre a la inseminación artificial como técnica alternativa; aunque en las razas ligeras es común la fecundación natural.

Los pavos seleccionados deben ser previamente evaluados en función de su capacidad productiva. Para la manifestación de un comportamiento normal es necesario considerar cuatro aspectos fundamentales: las características del aparato reproductor, las características del semen, la libido y capacidad de servicio (Willson, 1988; Schopflocher, 1989).

Las características del aparato reproductor indican si tiene un balance hormonal adecuado para el desarrollo de sus órganos reproductivos; sin embargo, no indica necesariamente si el pavo presenta actividad sexual dentro de la parvada (Willson, 1988).

Libido y capacidad de servicio: son dos características esenciales para el rendimiento reproductivo. La libido designa el instinto e impulso o agresividad sexual de un individuo con su entorno; y la capacidad de servicio es la capacidad del macho para efectuar eficazmente la cópula (Chenoweth, 1978).

Características del semen: los aspectos incluidos generalmente en la evaluación del semen se pueden considerar de dos tipos: a) la evaluación macroscópica, que comprende la apreciación del volumen, color, pureza y el pH del semen y b) la evaluación microscópica, que comprende la concentración, la motilidad y la morfología espermática (Zemjanis, 1970; Guidobono, 1985; Ruckebusch *et al.*, 1994).

CAPÍTULO III

Técnica para la recolección de semen de pavo

Burrows y Quinn (1937,1939), desarrollaron una técnica para obtener semen manualmente del macho, basado en la acción desencadenante que sobre la eyaculación ejerce el masaje abdominal posterior, esto debido a que en las aves existen terminaciones erógenas en las zonas comprendidas entre la cloaca y la línea que une los ísquiones, prolongándose hasta la quilla del esternón (figura 4).

Figura 4.
Técnica de masaje dorso abdominal y recolección de semen de pavo



Para la obtención de semen de pavo se requiere la participación de dos personas, así se facilita llevar a cabo la técnica de masaje dorso abdominal, la cual consiste en aplicar un suave masaje en el abdomen, mientras que con la mano opuesta se acarician simultáneamente las plumas de la cola y la parte inferior del dorso del macho sujetado. Cuando se produce la tumefacción fálica, las manos del colector se colocan alrededor de la cloaca y ésta es presionada ligeramente con el dedo pulgar e índice de

la mano que queda encima, aplicando presión hacia abajo, mientras que con la otra mano se ejerce presión hacia arriba (Sauveur y Reviers, 1992; Hafez, 1993).

Para recoger el semen de pavo, se estimula el órgano copulador, sacándolo por encima de los testículos, mediante el masaje dorso-abdominal. A continuación, se impulsa rápidamente el órgano con una mano hacia delante y al mismo tiempo se usa el pulgar y el índice de la misma mano para ordeñar el semen de los conductos (Merck, 2000).

Sin embargo, para Burrows y Quinn (1937,1939), esta técnica requiere de la preparación de los sementales; los pavos deben estar separados de las hembras 3 ó 4 días antes de ejercer el masaje dorso abdominal; la recolección se inicia manteniendo a los machos en buenas condiciones y disponiendo de una área de trabajo eficiente, para poder manejarlos con tranquilidad, a fin de evitar estrés, diarreas o algún otro tipo de contaminación; también la región ano-isquial debe ser desplumada para la obtención de una muestra limpia y confiable (Secretaría de Agricultura y Ganadería, 1976).

Una sola persona puede efectuar la operación descrita, si utiliza un banco de recolección; sin embargo, para minimizar la dispersión de patógenos, el colector debe tener cuidado de no tocar las estructuras cloacales y colocar el semen en un tubo de ensayo limpio y seco, por lo general es posible inducir la eyaculación de los machos dos veces por semana, sin afectar el volumen de semen ni la concentración espermática (Sauveur y Reviers, 1992, Hafez, 1993).

Según Mercia (1983), el macho responde y el órgano copulador se dilata y sale parcialmente por la cloaca. La segunda persona toma la parte posterior del órgano copulador con el pulgar y el dedo medio por arriba y expone por completo el órgano. Se extrae el semen con un movimiento corto de deslizamiento hacia abajo. El macho llega a acostumbrarse rápidamente y eyacula con facilidad cuando se le estimula. El semen se colecta en una probeta pequeña o en un embudo con tapón. Un macho produce de 2/10 a $\frac{1}{2}$ cm³ de semen por ordeña.

Es muy importante que el semen sea claro y libre de materia fecal. Es posible evitar alguna contaminación retirando el alimento a los machos de 8 a 12 horas, antes de la recolección del semen; vale la pena recordar que el semen de pavo no puede conservarse mucho tiempo y por consiguiente debe ser utilizado dentro de los 30 minutos después de haber sido extraído (Mercia, 1983).

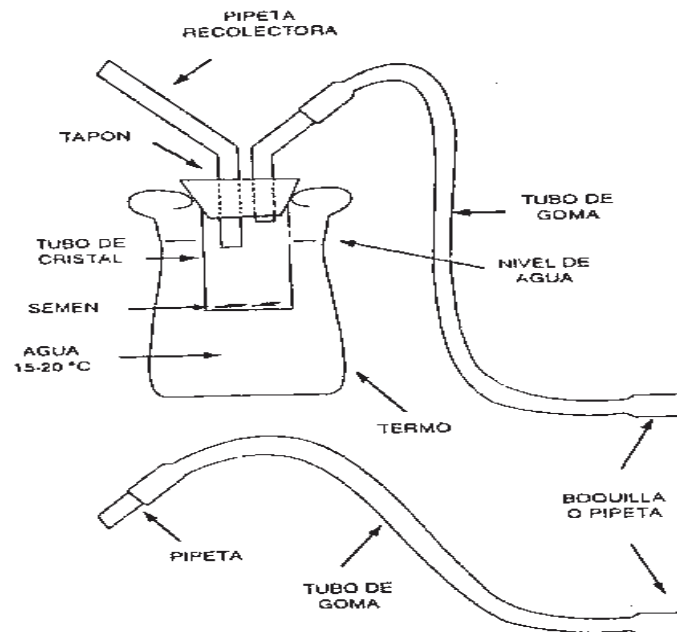
3.1 Equipo de recolección

El equipo de recolección e inseminación puede ser muy sofisticado o muy sencillo, según las circunstancias de adaptación para recolectar el semen, (figura 5). El material requerido para la recolección de semen en pavos es un tubo de cristal de 6 a 8 cm de longitud y 3 cm de diámetro, algunas pipetas de plástico rígido, un tubo de goma flexible, un termo para conservar el agua tibia, de 300 a 360 ml de volumen, una boquilla tipo fumador y un tapón de goma de 4 cm de diámetro (Juárez, 1997).

En el tubo de cristal se recolecta el semen, las pipetas se recortan y adaptan para recolectar e inseminar, el tapón de goma se usa para adaptar las pipetas y tapar el tubo de cristal, el catéter o manguera flexible ayuda en la solución y deposición del semen, la boquilla es para succionar y soplar y el termo para mantener la temperatura del agua entre 15 y 20°C, conservándose el semen recolectado (Guidobono, 1985; Juárez, 1997).

Figura 5.

Equipo de recolección de semen de pavo



Fuente: Mercia (1983).

La evaluación del semen de los machos reproductores se hace en dos momentos: *in vitro* en el laboratorio e *in vivo* inseminando pavas y recolectando huevo para incubar; para ello lo primero que debe hacerse es manipular al macho (semental), para que se acostumbre al manejo y posteriormente responda al masaje eyaculatorio (Juárez, 1997).

3.2 Evaluación macroscópica del semen

De acuerdo con Hafez (1993), la producción de semen de alta calidad, depende en gran medida del manejo y mantenimiento que se les proporcione a los pavos destinados a la reproducción. La primera valoración del semen debe hacerse macroscópicamente, al terminar la recolección, observando además el estado de salud y vigor sexual del macho, así como la cantidad y aspecto del semen obtenido.

El semen de pavo se compone de espermatozoides, plasma seminal y fluido transparente procedente de plasma sanguíneo (Smit y Ellendorff, 1972). La evaluación de las muestras de semen deben efectuarse en condiciones adecuadas de temperatura y manejo lo mas rápido posible; así mismo, el material necesario para la evaluación, debe encontrarse limpio, seco y a la temperatura correspondiente. Los resultados de una evaluación de semen son válidos solamente durante cierto tiempo, debido a que las características seminales varían bajo la influencia de diversos factores (Ball y Olson, 1981).

En la evaluación del semen de pavo, según Sauveur y Riviers (1992), se tiene un aspecto muy importante para caracterizar la eficiencia de la espermatogénesis, además de la técnica de recogida de semen, ya que conociendo el número total de espermatozoides contenidos en un eyaculado y el volumen de éste se puede determinar el número de dosis de inseminación posibles a partir de este eyaculado, el volumen de dichas dosis y el grado de dilución del semen.

Volumen

El volumen de una muestra de semen se puede determinar por la lectura directa de la graduación del tubo de colecta o una jeringa. La cantidad de semen que eyacula un pavo es muy variable, y depende de factores como: edad, raza, método de eyaculación y frecuencia de eyaculado. Sturkie (1968) y Segura *et al.*, (1991), indican que la producción de espermatozoides tienden a declinar con la edad, igualmente mencionan que existen diferencias en el volumen, pero no en la fertilidad. En los pavos adultos el volumen de semen varía entre 0.02 a 1 ml, variando la concentración espermática de 7 a 11 billones de espermatozoides por centímetro cúbico; ya que una buena calidad de semen físicamente se determina por una apariencia cremosa y espesa, debiendo desecharse aquel que no cumpla con estas cualidades (Secretaría de Agricultura y Ganadería, 1976; Escamilla, 1984).

Color del semen

El color del semen depende de su concentración espermática, de la cantidad de fluido, pureza y de ciertos pigmentos, que pueden o no estar presentes. Las muestras poco concentradas son claras u opalescentes y las más concentradas presentan un color blanco, lechoso o cremoso. La contaminación con sangre u orina puede modificar el color del semen, haciéndolo oscuro, amarillento o rojizo (Salisbury *et al.*, 1978). Las primeras eyaculaciones del pavo adulto, pueden ser de aspecto lechoso y más claras las siguientes (Zemjanis, 1970).

Pureza del semen

Una muestra de semen debe estar libre de impurezas, como las plumas, pus, polvo u otros elementos. La pureza de una muestra puede ser determinada a simple vista, por su limpieza, homogeneidad y color o con ayuda de un microscopio (Zemjanis, 1970; Salisbury *et al.*, 1978).

pH del semen

El pH de una muestra está relacionado con la calidad del semen y puede determinarse por medio de un potenciómetro o por el método del papel indicador del pH. Las muestras poco concentradas tienen un pH relativamente elevado, mientras que las muestras con alta concentración y motilidad, tienden a ser mas ácidas que las de menor calidad. La contaminación con pus, bacterias contaminantes o de un excesivo número de espermatozoides muertos, tienden a aumentar el pH del semen (Ball y Olson, 1981; Holy, 1983).

3.3 Evaluación microscópica del semen

En la valoración microscópica es necesario tener en cuenta la motilidad de los espermatozoides y la clase de movimientos observados; además del número que se deducirá fácilmente calculando la densidad real; otras valoraciones útiles pueden ser las de carácter bioquímico, teniendo en cuenta el pH, la actividad enzimática y la morfología del espermatozoide (Guidobono, 1985).

Motilidad espermática

La evaluación de la motilidad espermática debe efectuarse lo más rápidamente posible después de la obtención del semen y en las mejores condiciones posibles; ya que indica la capacidad de movimiento de los espermatozoides, determinándose la motilidad progresiva y masal. La valoración de la motilidad individual es cuantitativa y cualitativa, es decir, se valora el porcentaje de espermatozoides en movimiento en una escala de 0 a 100 % (Hernández, 2000). Se debe considerar la temperatura de la muestra y del instrumental utilizado, para conservar el semen después de la recolección; así como el tiempo de procedimiento (Ball y Olson, 1981).

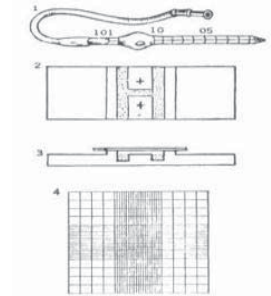
Las muestras de buena calidad presentan la formación y desaparición sucesiva de remolinos más o menos enérgicos y más o menos oscuros, características que son manifestaciones tanto de la concentración como de la motilidad espermática. Las muestras poco concentradas y/o con baja motilidad no presentan la formación de remolinos o estos aparecen sólo esporádicamente. Para determinar la motilidad individual, es necesario efectuar cierta dilución del semen, para poder observar mas fácilmente el movimiento espermático (Holy, 1983).

Concentración de espermatozoides

La concentración de espermatozoides de un eyaculado consiste en la determinación del número de espermatozoides por unidad de volumen; ya que es fundamental para el análisis seminal y que en función de la concentración del volumen se preparan las dosis seminales. La determinación de la concentración se obtiene utilizando cámaras de recuento como la cámara de Bürker o Neubauer, además de un contador de glóbulos rojos, (ver figura 6); donde se prepara la dilución con citrato de formalina; sin embargo, además del cálculo de la concentración espermática, la utilización de esta

cámara, sirve para hacer el recuento de las anomalías morfológicas tanto en la cabeza como en la cola de espermatozoide (Hernández, 2000).

Figura 6.
Equipo de conteo espermático



1) Pipeta de cuenta de eritrocitos, 2 y 3) Cámara de Neubauer, 4) Aumento de la cuadrícula de la cámara de Neubauer.

Fuente: Frandson (1993).

Recuento de la cámara de Neubauer

Conejo (1991), comenta que uno de los métodos mas utilizados para el contar espermatozoides es hacer el recuento de 125 cuadros pequeños ó 5 cuadrículas del retículo de la cámara, aplicando las siguientes fórmulas:

- 1.- Un milímetro cúbico es igual al número de espermatozoides contados en los dos retículos de la cámara, divididos entre dos y multiplicados por diez mil.
- 2.- Un centímetro cúbico es igual al total de espermatozoides contenidos en un milímetro cúbico y multiplicado por mil.
- 3.- El total de espermatozoides contenidos en la muestra es igual al total de espermatozoides contenidos en un centímetro cúbico y multiplicado por el volumen de la muestra obtenida.

Morfología espermática

Este parámetro se puede valorar con diferentes medios de coloración, los más usados son el Tripan-azul y la tinción Eosina-Nigrosina. Una vez hecha la extensión sobre un porta objetos de la mezcla de una gota de tinción con una gota de semen, se observa con un microscopio de campo claro, los espermatozoides sin teñir corresponden a los vivos y los espermatozoides teñidos corresponden a los muertos (Hernández, 2000).

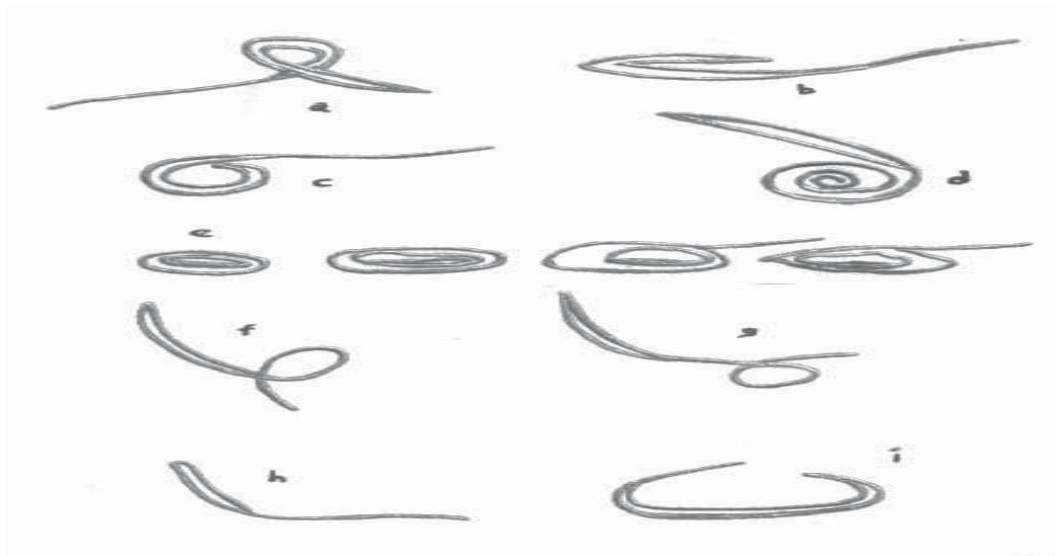
En el eyaculado de pavo pueden encontrarse espermatozoides anormales, así como se señala en los mamíferos; en la cabeza de éste pueden presentarse las siguientes anomalías: acrosomas cortos, cabezas hinchadas, cabezas desprendidas, vacuolares, nódulos en el cuerpo de la cabeza y hasta dobles cabezas; la pieza intermedia puede ser doble, filiforme, doblada, etc., en la cola pueden presentarse anomalías como: cola enrollada, torcida, rota, enroscada (Lacke, 1957).

En los espermatozoides de las aves se admite como normal cierta inflexión entre el acrosoma y el cuello cefálico, flexión que aparece como síntoma de maduración. De acuerdo con Lacke (1957), es una anomalía que se aprecia en los espermatozoides que han reposado algún tiempo en los bulbos eyaculadores; se ha observado también con frecuencia la alteración morfológica del cuello doblado que no implica la pérdida de capacidad fecundante.

En general las malformaciones mas frecuentes y graves de los espermatozoides corresponden a la pieza intermedia. Así como en los mamíferos, la presencia de gotas protoplasmáticas y su posición en el espermatozoide constituye un índice de madurez, (ver figura 7). Del mismo modo la abundante presencia de espermatozoides con gotas protoplasmática indica escasa madurez y animales sometidos a un régimen sexual extremado (Pérez, 1966).

El semen contiene normalmente cierta proporción de espermatozoides morfológicamente anormales; cuando esta proporción sobrepasa ciertos límites, generalmente más de 20%, influye negativamente sobre la fertilidad. El método mas utilizado para la determinación del porcentaje de espermatozoides consiste en el conteo sobre un frotis de semen teñido con eosina-anilina; el conteo repetido de 100 espermatozoides se realiza en dos o más frotis de una misma muestra (Salisbury *et al.*, 1978; Holy, 1983).

Figura 7.
Anormalidades en el espermatozoide de las aves domésticas



a) Cabeza retropuesta, b) Cabeza doblada, c) Cabeza enrollada, d) Cola enrollada e) Espermatozoide inmaduro, f) Cola retropuesta, g) Cola doblada, h) Cola rota, i) Cabeza suelta.

Fuente: Segura y Aguayo (1995).

Las anomalías espermáticas, se clasifican en general en dos tipos, según la zona afectada: a) anomalías primarias, afectan la cabeza y parte intermedia de los espermatozoides y b) anomalías secundarias, afectan la cola en forma de gotas protoplasmáticas distales o de espermatozoides discapacitados. Se considera que las anomalías primarias se deben a alteraciones durante el proceso espermiogénico y tiene por tanto un origen testicular, y, las anomalías secundarias ocurren en el sistema de conductos después de que los espermatozoides abandonen el testículo (Zemjanis, 1970; Holy, 1983).

Sin embargo, una anomalía puede ocurrir por varias causas, por lo que en un momento dado una anomalía primaria o secundaria puede tener un origen testicular o extra testicular (Zemjanis, 1970; Holy, 1983).

CAPÍTULO IV

Conservación y dilución del semen

La conservación *in vitro* del semen de pavo ha sido muy limitada debido a las características propias del eyaculado como son: alta concentración espermática, su riqueza en electrolitos, así como también su escasa actividad amortiguadora, por esto los espermatozoides se aprecian con gran actividad de movimiento en el eyaculado al ser estimulados por los electrolitos, provocando el agotamiento prematuro y la muerte de los espermatozoides (Salisbury, 1978).

A temperatura del laboratorio, el espermatozoide del pavo muere a las dos horas como máximo, conservando un 60% de motilidad, mientras que a 10 °C, sobrevive hasta 4 horas, manteniendo la capacidad fecundante normal (Burrows y Quinn, 1939). Sin embargo, actualmente se emplea en la práctica semen fresco conservado no más de 45 minutos y mejor aun durante 20 minutos.

Dilución del semen de pavo

La dilución se realiza para lograr un mayor número de dosis y poder prolongar durante algunas horas la conservación del semen; además de representar un medio para la incorporación de antibióticos. Un buen diluyente debe proporcionar a la mezcla el adecuado equilibrio osmótico para los espermatozoides, garantizar un medio tampón a pH determinado, controlar la presencia de determinados iones nocivos y proporcionar un medio de nutrientes para los espermatozoides (Guidobono, 1985).

Las soluciones diluyo-conservadoras, no se han empleado con éxito notable en los espermatozoides del pavo. Se ha experimentado la solución de Ringer y Locke, a la que se le añade yema de huevo, tampones, leche pasteurizada, suero sanguíneo, extracto de órganos, sin tener en cuenta el mantenimiento de la capacidad fecundante que en general desciende aunque se mantenga la motilidad espermática hasta 12 días o más (Salisbury, 1978).

La solución de Tyrode ha sido ensayada con éxito por Polge (1950); aunque no permite la sobrevivencia espermática durante mucho tiempo, por lo cual no mantiene muy bien la capacidad fecundante de los espermatozoides. Sin embargo, Schaffner *et al.*, (1941), han intentado la congelación del espermatozoide, adicionando glicerina y acondicionando la temperatura hasta reducirla a -79 °C. Los espermatozoides resienten enormemente el frío y pueden congelarse con cierta brusquedad a partir de 6 °C (Sturkie, 1968).

Por su parte Pérez (1966), comenta que al parecer, el problema de la congelación del espermatozoide, radica en acondicionar el efecto protector de la glicerina, sobre los espermatozoides frente a las temperaturas de congelación.

En la búsqueda de alternativas económicas y prácticas para diluir semen de pavo, la leche descremada ultrapasteurizada es una buena opción; es fácil de encontrar en el mercado, no es necesario calentarla, tampoco requiere refrigeración, por lo que se puede utilizar como sale del envase. El grado de dilución recomendado es de 2:1, es decir, dos partes de semen por una de leche.

4.1 Inseminación artificial en el pavo doméstico

La inseminación artificial (IA) en las aves, así como en otras especies, fue estudiada en primer lugar por los rusos en los años 1902 – 1914. En el pavo es una actividad común debido a su gran dimorfismo corporal, esto hace que la fertilización natural sea poco efectiva, recurriendo a la inseminación artificial, la cual ofrece grandes ventajas, sobre todo en las instalaciones intensivas de reproductoras, ahorrando de este modo el número de sementales al mismo tiempo que se incrementa la fertilidad en los huevos y el porcentaje de eclosión (Pérez, 1966).

Manejo de la pava

La inseminación artificial puede llevarse a cabo mediante tres técnicas: vía genital y a través del oviducto, inseminación intraperitoneal y fecundación artificial del huevo. La técnica más utilizada es la propuesta por Burrows y Quinn (1937), que se realiza por vía genital a través del oviducto prolapsado y a nivel de la cloaca, para ello se sujeta a la hembra por el dorso con la mano izquierda, a la vez se desplaza la cola hacia delante; posteriormente, con la mano derecha y con los dedos índice y pulgar se tensan los pliegues de la cloaca mientras se comprime hacia delante el abdomen, hasta que surge el oviducto a través de la cloaca (figura 8).

Figura 8.
Prolapso del oviducto previo a la IA en la pava



Técnica de inseminación artificial en la pava

La inseminación artificial, sin equipo sofisticado consiste, en la colocación de un volumen predeterminado de semen en el oviducto de la pava, con ayuda de una jeringa de insulina (ver figura 9) por lo general menos de 0.1 ml, con un mínimo de 100 a 200 millones de espermatozoides viables en la vagina de la pava, para asegurar una buena fecundación.

Para Hafez (1993), con tecnología sofisticada el semen es colocado en pajillas de inseminación (5 mm de diámetro externo), ya sea manual o con un despachador mecánico de semen; en seguida la pajilla se monta en una jeringa o pistola marcada con dosificador; el orificio vaginal se exterioriza para la inseminación por medio de un procedimiento llamado *rompimiento o resolladero*, este último consiste en la aplicación de presión con la mano alrededor de la región de la cloaca de la pava; igual que en la recolección de semen, las manos no deben tocar la cloaca, cuando se exterioriza la vagina, la pajilla se introduce rápidamente y cuidadosamente hasta que presente resistencia (4 a 6 cm). La presión de la mano es liberada alrededor de la cloaca y el inseminador arroja el semen mientras la vagina vuelve a su posición normal.

4.2 Almacenamiento oviductual del semen tras la inseminación

Los espermatozoides sufren un proceso de selección, almacenamiento y migración, alcanzando el sitio de fertilización en el *infundíbulo*, después de la IA, un pequeño número de espermatozoides seleccionados son transportados al principal sitio de almacenamiento, localizado en la unión útero vaginal, en el cual el espermatozoide entra y reside de 8 a 15 semanas en las pavas.

Figura 9.
Introducción de semen en el oviducto de la pava utilizando una jeringa de insulina



A modo de conclusión

La Inseminación Artificial en pavos es una práctica obligada para perpetuar la especie, debido principalmente al gran peso corporal que han alcanzado los machos, a través de la mejoramiento genético.

La primera actividad consiste en seleccionar los reproductores, considerando que éstos presenten las características fenotípicas propias de la raza a la que pertenecen; además, que muestren buen desarrollo corporal, libres de defectos o malformaciones, con apariencia saludable, que el macho manifieste masculinidad y agresividad y la hembra feminidad.

La capacitación para el manejo de la técnica es sencilla, se inicia con la manipulación frecuente del macho, para que se acostumbre al operador, dos o tres veces por semana son suficientes. Se eliminan las plumas del contorno de la cloaca y se comienza con el masaje eyaculatorio.

Una vez recolectado el semen, como se indicó en el capítulo correspondiente, se evalúa, si cumple con los parámetros espermáticos establecidos, se utiliza para inseminar, si no es así, se elimina. Si es aprobado para su uso, se decide si se aplicará fresco, entero o diluido, como se indicó también en su momento.

Finalmente, considere dos inseminaciones a intervalos de 3 a 4 días, para las pavas primerizas y solo una por semana a las adultas. Si maneja adecuadamente el huevo fértil: recolección frecuente, almacenamiento por 4 a 7 días en lugar fresco (menos de 22 °C), lo desinfecta con un buen desinfectante y controla los puntos cardinales de la incubación los resultados serán exitosos, de lo contrario habrá que revisar cada etapa del proceso, identificar la falla y corregirla.

BIBLIOGRAFÍA

Austic, R. y Nesheim, M. 1994. Producción avícola. Ed. Manual Moderno. México, D. F., p.91.

Bakst, M. R. 1980. Vitrostructure of chicken and turkey gametes, fertilization, and oviductal sperm transport: a review. Eighth Int. Congr. Anim. Reprod. A.I., Madrid, 2: 511 - 517.

Ball, L. and Olson, J. D. 1981. Evaluation of animal food breeding soundness. In: Current Veterinary Therapy, food animal practice. J. L. Howard, Ed. W. B. Saunders Co. Philadelphia. p. 982 - 993.

Bearden, J. H. y Fuquay, W. J. 1982. Reproducción animal aplicada. Ed. El Manual Moderno, México. p. 85.

Burrows, W. H. and Quinn J. P. 1937. The collection of spermatozoa from the domestic fowl and turkey, Poultry Sci. 16:19 - 24.

Burrows, W. H. and Quinn J. P. 1939. Artificial insemination of chickens and turkey. U. S. Depto. of Agri. Cir. 525.

Conejo, N. J. J. 1991. Manual de inseminación artificial del ganado porcino, con semen diluido. Ed. Secretaria de Difusión Cultural de la UMSNH. Morelia, Mich. p. 15 - 25.

Chenoweth, P. J. 1978. Libido, breeding soundness and fertility of range bull. In Proc. Annual Meeting of the Society for Theriogenology. Oklahoma city. 65 - 71.

Escamilla, A. L. 1984. Manual práctico de avicultura moderna. Ed. Continental, México. p.123 -128.

Frandsen, R. D. 1993. Fisiología de los animales domésticos. 3ª ed. Ed. Interamericana, México. p.223.

Guidobono, C. L. 1985. El pavo. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, España. p.p. 25 - 30, 119, 211 - 215, 229 - 234.

Hafez, E. 1993. Reproducción e inseminación artificial en animales. 6ª ed. Ed. Interamericana, México. p.p. 373 - 375, 398 - 411.

Hernández, R. E. N. 2000. Efecto de la adición de plasma seminal al diluyente sobre la morfología acrosomal de los espermatozoides de verraco destinados a la inseminación artificial. Morelia, Michoacán. (Tesis de licenciatura), FMVZ – UMSNH. pp. 15 – 19.

Hoffman, G. y Völker, H. 1969. Anatomía y fisiología de las aves domésticas. Ed. Acribia, Zaragoza, España. p. 160 - 164.

Holy, L. 1983. Bases fisiológicas de la reproducción bovina. Ed. Diana, México. p. 395.

Juárez, A. C. 1997. Instructivo de inseminación artificial y manejo de los pavos reproductores. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia, Michoacán, p.p. 5 - 9, 11 - 16.

Lacke, P. E. 1957. Fowl semen as collected by the massage method. J. Agric. Sci. 49: 120 -126.

Lake, P. E. 1971. The male in reproduction. In Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl. D. J. Bell and B. M. Freeman (eds). New York, Academic Press s/p.

Maya, A. 2003. Introducción de la inseminación artificial en el desarrollo de la cría de pavos. Rev. Cubana de Ciencia Avícola, 27:129-133.

Mercia, S. L. 1983. Cría casera de pavos. Ed. Continental, México. p. 55 - 59.

Merck & Co. Inc. 2000. El manual Merck de veterinaria. 5ª ed. Ed. Océano/Centrum, Barcelona, España. p. 2218.

Pérez, P. F. 1966. Reproducción e inseminación artificial ganadera. Ed. Científico Médica, Barcelona, España. p. p. 521 - 542.

Pérez, P. F. 1969. Fisiología de la reproducción animal. 2ª ed. Ed. Científico Médica, Barcelona, España. p. p. 340 - 341 - 344.

Polge, C. 1950. Artificial insemination in the fowl. Proc. Soc. Study Fertile. 2:16 – 22.

Postmouth, J. 1980. Avicultura práctica. Por el cuerpo de técnicos de Poultry World. Ed. CECSA, México. p.11 - 27.

Ramakrishna, P. R. 1993. Optimización del manejo de machos reproductores. Peterson Research and Development Department. Peterson Farm INC, Decatur, Arkansas, U.S.A, p.18.

Ruckebusch, Y. Phaneuf, L. P. Dunlop, R. 1994. Fisiología de pequeñas y grandes especies. Ed. El Manual Moderno, México. p. 728.

Salisbury, G. W., Van Denmark, N. L. y Lodge, J. R. 1978. Diluyentes y dilución del semen sin congelar. En: Fisiología de la reproducción e inseminación artificial de los bóvidos. Ed. Acribia, España. p. 463-517.

Sauveur, B. y Reviere, M. 1992. Reproducción de las aves. 2ª ed. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, España. p.p. 193 - 237.

Schopflocher, R. 1989. Avicultura lucrativa. Ed. Albatros, Saci, Buenos Aires. p.p. 389-390, 393-399.

Shaffener, C. S., Henderson, E. W. and Card, C. G. 1941. Viability of spermatozoa of chicken under various environmental condition. Poultry Sci. 20: 259 – 265.

Secretaría de Agricultura y Ganadería (SAG). 1976. Producción de guajolotes en México. Memoria de la Segunda Reunión Anual de la Dirección General de Avicultura y Especies Menores. México. p.125-127.

Segura C. J. S., Gavora, R. W., Fairfull, Gowe R. S. 1991. Efecto de la edad, orden de eyaculado y selección por alta producción de huevos en algunos rasgos seminales y morfológicos de gallos Leghorn. Técnica Pecuaria en México. 29: 69 – 78.

Segura, C. J. C. y Aguayo, A. A. M. 1995. Edad a la pubertad y características seminales de gallos Rhode Island y Criollos de cuello desnudo bajo condiciones tropicales. Vet. Méx., 26(4): 375 - 379.

Sisson, S. y Grossman, J.D. 1982. Anatomía de los animales domésticos. 5ª ed. Ed. Salvat, Barcelona, España. p.1955-1959.

Smidt, D. and Ellendorff, F. 1972. Endocrinología y fisiología de reproducción de los animales zootécnicos. Ed. Acribia, España. p. 271.

Sturkie, P. D. 1968. Fisiología aviar. Ed. Acribia. Zaragoza, España. p. 411-420.

Willson, J. L. 1988. Métodos para valorar la capacidad reproductiva en gallos reproductores. Avicultura Profesional. 6(3): 76-81.

Zemjanis, R. 1970. Diagnostic and therapeutic techniques in animal reproduction. 2ª ed. Williams and Wilkins Co. Baltimore.