

Champotón, Campeche

MEMORIAS DE PONENCIAS

7mo Congreso Nacional
sobre Conservación y
Utilización de los
Recursos Zoogenéticos



7 al 9 de noviembre 2018

ESTRATEGIAS PARA LA OBTENCIÓN Y CONSERVACIÓN DEL SEMEN EN AVES

Dr. Mateo Itza-Ortiz

Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Departamento de Ciencias Veterinarias. mateo.itza@uacj.mx

El termino ave se define como todo animal vertebrado de sangre caliente, provisto de pico (conocido también como “valva”), y alas, con el cuerpo cubierto de plumas, su forma de reproducción es por huevo.

En la evolución se considera que todas las aves provienen de ancestros dinosaurios debido a las similitudes del cráneo, patas y extremidades superiores.

La gallina (*Gallus gallus domesticus*) en el continente Americano se considera exótica, debido fue en el segundo viaje de Colón a América (1493) quien trajo consigo las primeras aves, y a su vez él se llevó consigo de regreso a España, pavos o guajolotes (*Meleagris gallopavo*).

Se considera que el ancestro de la gallina o gallo domestico que conocemos en la actualidad es una especie asiática salvaje conocida como *Gallus bankiva* o gallina roja que habita la selva humedad tropical del sureste asiático (Tailandia, Laos, Camboya y Viet Nam).

En la actualidad se conocen nueve ramas de la producción de aves con fines productivos, ornato o deportivo. Entre ellas están 1) la gallinocultura, 2) Meleagricultura, 3) Anacultura, 4) Ansericultura, 5) Coturnicultura, 6) Numidicultura, 7) Columbicultura, 8) Strutiocultura, y 9) Faisanicultura. De todas las ramas anteriores la gallinocultura (avicultura) representa una gran variedad de razas puras, algunas en riesgo como por ejemplo la raza Castellana Negra, e híbridos, y es la rama por mucho más estudiada.

La importancia de conservar las razas puras es principalmente para el origen de las estirpes híbridas de alto rendimiento, en la avicultura básicamente son dos: líneas pesadas (carne) o líneas ligeras (huevo), mismas que se obtiene de un primer nivel conocido como abuelas, estas dan origen a las líneas machos o líneas hembras conocidas como progenitores o progenitoras respectivamente, y solamente el macho de la línea macho es seleccionado para reproducirse con solamente la hembra de la línea hembra y ambos son conocidos como reproductores (nivel tres) y estos darán origen al huevo fértil o huevo incubable que dará origen a la línea comercial. Toda esta heterosis o valor genético se podrá desarrollar como línea pesada (carne) o línea ligera (huevo), que es el nivel cuatro o línea comercial.

Cuando se quiere reproducir una especie se deben tomar cuenta factores relacionados al macho y los factores relacionados a la hembra, en el caso de las aves estos factores pueden ser considerados como doblemente complicados comparándolos con las de otras especies productivas como en el caso de los pequeños y grandes rumiantes.

En el caso de los reproductores machos se debe considerar la edad a la madurez sexual, el peso corporal, calendario de luz (efecto del fotoperiodo), la alimentación y en el caso de aves silvestres un factor muy importante que es la estacionalidad. Este último factor hace aún más complicado la recolecta de semen principalmente debido a los tiempo o momentos de recolecta de semen. Por eso los principales modelos en la recolecta de semen, así como su conservación se ha tomado al gallo (*Gallus gallus domesticus*) principalmente como modelo, debido a la carencia de estacionalidad.

Entre los factores anatómicos en la reproducción de las aves; en el caso de los machos es importante saber que su órgano genital está constituido por testículos, epidídimos, conductos seminales y órgano copulador conocido como falo o papila copuladora; además el aparato reproductor del macho carece de glándulas accesorias (glándula de Cowper, vesícula seminal y lóbulos), los testículos son intra-abdominales (debajo de los riñones), su órgano copulador se despliega por un llenado de linfa que básicamente consiste en tres procesos.

1. **La tumescencia:** la linfa surge de los cuerpos vasculares y existe un flujo dentro de los linfáticos del aparato copulador (cuerpo fálico, medio y laterales) forman un surco medio con el cuerpo fálico mediano en su punta ventral.
2. **La intromisión – Eyaculación:** comienzan por un engrosamiento del músculo cloacal. Esto hace que el falo se obstruya con rápida sacudida en el momento de la eyaculación. Las papilas del conducto deferente envían semen al surco mediano. El semen corre hacia abajo por el surco y a la vez que el vértice ventral del falo entra en el oviducto contraído de la hembra.
3. **La detumescencia** después de unos cuantos segundos por una inversión del flujo linfático, de forma que retorna a los cuerpos vasculares; a partir de allí se drena por los vasos linfáticos que acompañan a la arteria pudenda externa (Sisson et al., 2002).

El volumen y concentración del eyaculado puede variar de acuerdo a la especie o estirpe, por ejemplo la estirpe ligera puede eyacular de 0.2 a 0.8 mL mientras que la estirpe pesada puede ser de 0.3 a 1.5 mL; en pavos puede ser de 0.2 a 1.0 mL. Con respecto a la concentración es de 3 a 10×10^4 /mL en ligeras y de 6 a 12×10^4 /mL en pesadas; y de 1 a 4×10^4 /mL en pavos.

En la reproducción de la hembra también deben tomarse en cuenta factores como la edad a la madurez sexual, peso corporal, calendario de luz y la alimentación, y si son aves silvestres el factor estacionalidad.

Las aves hembras al ser “pisadas” (nombre que se le da a la copula entre aves del genero *Gallus*) el semen es depositado en la porción final del oviducto. Se conocen dos almacenamientos de espermatozoides conocidos como “espermatecas” en las aves hembras, el primero se encuentra entre la vagina y útero, y el segundo en el infundíbulo, en este último es donde se produce la fertilización.

Técnicas en la obtención del semen de aves: la necesidad de conservar semen de aves domésticas es principalmente el resultado de la conservación de especies silvestres, conservar la variabilidad genética, reducir el riesgo de la desaparición de alguna especie, banco de germoplasma aviar. Para poder aplicar esta tecnología se requiere que las muestras de semen tengan una viabilidad adecuada; sin embargo, no se cuenta con un método estandarizado para el descongelamiento de semen como en el caso de otras especies domésticas.

Los pioneros en la reproducción avícola asistida fueron Burrows y Quinn (1937), quienes desarrollaron el método de masaje dorso abdominal en gallos para la extracción y recolección de semen. La fácil recolección de semen y el procesamiento, ha permitido su utilización de forma extensiva en la inseminación artificial (IA) con semen fresco. Además se debe tener cuenta el manejo del reproductor macho que será seleccionado para la obtención del semen; entre el principal manejo se debe considerar lo siguiente:

- El semen debe extraerse dos veces por semana, aunque no se use, con el fin de mantener entrenada al ave.
- Antes de su obtención, es necesario retirarles el alimento durante 3 a 4 horas y el agua por una hora.
- Para mantener una fertilidad alta, es indispensable tener una buena higiene; el semen no debe contaminarse con ácido úrico ni sangre.
- Limpiar de plumas la zona de la cloaca.
- El semen utilizable es el que se obtiene del primer masaje del macho.
- La vida útil del semen es de 20 a 30 minutos, por lo que debe ser usado en forma inmediata.
- Donde no es necesario conocer la paternidad individual, se utiliza un "pool" de semen, lo que elimina problemas individuales entre algunos machos y hembras.

- Los reproductores deben estar bien nutridos y sanos.

Se deben eliminar los machos de baja calidad de semen, o que en la extracción haya una contaminación con sangre o uratos.

Se conocen cuatro técnicas para la recolección del semen en aves

- 1) El masaje dorso abdominal.- comúnmente lo conocemos como “masa cloacal”, consiste en entrenar al ave macho mediante un movimiento con las manos sobre dorso y abdomen para que se estimule y eyacule, el entrenamiento completo del macho dura hasta que eyacule, y generalmente es después del tercer día, hay casos que duran hasta 15 días. El masaje debe ser hasta dos veces por día. Se requiere un entrenamiento también del técnico en mencionada técnica.
- 2) Cloaca artificial.- mayormente usada en la recolecta de semen de aves silvestres, que es una combinación de equipo y procedimiento conocido como copulación cooperativa.
- 3) Electroeyaculador.- método actual que no requiere de entrenamiento previo del macho; sin embargo la disposición del equipo puede ser limitada.
- 4) Recolección *post mortem*.- Es un método poco usado pero con buenos resultados si el semen es recolectado poco tiempo después de la muerte o sacrificio del ave, apenas están descritas en aves. Es en mamíferos la técnica más extendida consiste en el lavado del epidídimo con un catéter utilizando el diluyente adecuado para cada especie. Las diferencias anatómicas entre los testículos aviares y los testículos de los mamíferos, además de la amplia variación en tamaños de las aves hace necesario adaptar las técnicas empleadas en estos últimos. Otras técnicas de recogida incluyen la realización de cortes seriados a nivel de la cola del epidídimo, o mediante la aplicación de presión de aire desde el conducto deferente (Santiago-Moreno et al., 2007).

En el caso de las aves se han descrito varias técnicas de obtención *post mortem* de semen: 1) la técnica de flotación, y 2) la técnica de lavado del conducto deferente.

El uso del electroeyaculador en aves es la segunda técnica usada después del masa dorso abdominal debido a que no siempre se tiene a disposición el equipo. Los electroeyaculadores descritos en la literatura son pequeños y portables, y su voltaje de oscila entre 1 a 14 voltios, que es controlado por medio de un dimmer. En la actualidad se están proponiendo protocolos de eyaculación usando estos equipos. Entre los protocolos se encuentra uno descrito para psitácidos y proponen dar de 1 a 2 segundos una descarga de 9 voltios con un tiempo de descanso entre 2 a 5 segundos repetir hasta 9 a 12 veces los intervalos hasta la eyaculación del ave. Los autores mencionan que han observado eyaculaciones con hasta 6 voltios.

El siguiente protocolo ha dado mayor resultado en gallos como en faisanes (Figura 1), es importante mencionar que el equipo como la vaina fueron diseñados para un ave de entre 1.0 y 1.8 kg de peso vivo. El resultado podría variar debido a que se debe tomar en cuenta el peso como la talla del ave para aplicar el voltaje correcto, y el voltaje es proporcional al peso y talla del ave.

Cuadro 1. Tiempo y ciclos en los que eyaculados.

	Ciclos	1	2	3	4	5	6	7	8
Gallo 1	Estímulo	01'01.00	01'02.00	01'01.75	01'01.00	00'21.00*			
	Reposo	00'05.03	00'05.49	00'05.89	00'05.90				
Gallo 2	Estímulo	01'01.00	00'25.00*						
	Reposo	00'06.00							
Gallo 3	Estímulo	01'26.43*							
	Reposo								

*Momento de eyaculado

Figura 1. Protocolo de eyaculación usado en gallo (*Gallus gallus domesticus*) como en faisán plateado (*Lophura nycthemera*).

Durante los ensayo con el equipo, se observó que los gallos que fueron eyaculados previamente por el masaje dorso abdominal eyaculaban con un ciclo menor que aquellos con entrenamiento previo. Sin embargo, más trabajos son necesarios para corroborar la observación, y desde luego la comparación entre el volumen y concentración del eyaculado dorso abdominal contra el electroeyaculador (Figura 2).



Figura 2. Electroeyaculador para gallos (modelo de utilidad UACJ en trámite).

La conservación del semen de aves ha sido estudiada por más de 50 años. La forma como se conserva el semen es por medio de la técnica de criopreservación y de la cual se han desarrollado una variedad de procedimientos, y cada procedimiento con su particularidad variante: uso de diluyente, tasa de dilución, tasa de congelación, crioprotectores, tasa y tipo de incorporación del crioprotector, condiciones de congelación, tipo de empaçado durante la congelación y procedimientos de descongelación.

Entre algunas ventajas en la criopreservación del semen de aves o la reproducción asistida en aves destacan algunos puntos importantes:

- 1) La criopreservación de gametos es una **alternativa de conservación *ex situ*** de los recursos genéticos animales en riesgo o peligro de extinción.
- 2) La criopreservación tiene por finalidad mantener la viabilidad espermática durante un ciclo de congelación, descongelación y **almacenamiento indefinido** en nitrógeno líquido.
- 3) La fácil recolección de semen y el procesamiento, ha permitido su utilización de forma extensiva en **la inseminación artificial (IA) con semen fresco** (Sexton, 1979; Lake, 1986; Donoghue y Wishart, 2000).
- 4) El semen **descongelado tiene baja fertilidad** comparado con el semen fresco y/o refrigerado (5°C).

Por otra parte, también existen dificultades en la reproducción asistida en aves, mismas que se enfocan a las concentraciones y productos usados durante la congelación del semen, y que son en la actualidad donde se está generando la investigación para mejorar la fertilidad y motilidad espermática ante de la inseminación artificial. Entre ellos destacan:

1) **Criopreservación.-**

- Glicerol (>11%).- pueden interferir en el almacenamiento de los espermatozoides en la espermáteca, lo que determina que el semen así congelado requiera de un lavado previo para retirar el glicerol, dificultando el uso práctico de la inseminación artificial.
- Yema de huevo.- puede interferir con el proceso de fertilización y generar reacciones alérgicas en las aves inseminadas.

2) **Búsqueda de diluyentes (extensores):** preservar la capacidad fecundante de los espermatozoides y su motilidad. Además tamponar la acidificación del medio consecuencia del metabolismo de los espermatozoides y eventualmente aportar nutrientes esenciales de tipo energético. Lecitina de soya, Aloe vera.

3) **Búsqueda de crioprotectores.-**

- Dimetilacetamida (DMA).
- Dimetilsulfóxido (DMSO).

4) **Proceso de criopreservación.-** Elevada sensibilidad a los efectos de una dilución excesiva y la morfología filiforme, que determina mayor sensibilidad al estrés osmótico y a lesiones mecánicas (ej. pipeteado, centrifugación).

5) **Proceso de descongelación.-** El tiempo de descongelamiento del semen y la temperatura se encuentra en rangos realmente variable de entre 4°C y 50°C por un tiempo igualmente variante en el tiempo de descongelamiento entre 10 segundos y 7 minutos.

6) **La característica del ciclo sexual del ave (gallina).-** espermatozoides eyaculados en la vagina, almacenando en las espermáticas, liberación media de 14 días (periodo de duración media de la fertilidad de un eyaculado de gallo) hasta alcanzar el infundibulum donde se produce la fertilización del ovocito (Etches, 1996).

La tasa media de fecundación de los huevos pasa del 8 al 96% cuando el número de espermatozoides pasa de 1 a 100-200 millones por dosis pero si esta dosis se aumenta no se consiguen mejoras en el porcentaje de fecundaciones.

En la Figura 3, se observa que los huevos pueden ser fértiles hasta 5 días después post inseminación.

Days after AI	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Hen A	○	○	○	○	○		○	○	○	○	○	○	○	○
Hen B		○	○	○	○	○	○	○	○	○		○	○	○
Hen C	○	○		○	○	○		○		○	○		○	○
Hen D	○	○	○	○	○	○	○	○	○		○	○	○	○
Hen E	○	○	○	○		○	○	○	○	○		○	○	○

FIGURE 1. Pattern of lay of fertilized (shaded) and unfertilized (open) eggs by artificially inseminated hens. The proportions of fertile eggs laid by hens A, B, C, D, and E are 92, 75, 30, 77, and 58% and the fertile periods are 14, 12, 5, 12, and 9 d each, respectively.

1999 Poultry Science 78:428-436

Figura 3. Tiempo de fertilidad del huevo post inseminación de la gallina (*Gallus gallus domesticus*).

En la Figura 4, se observa que hay cambios morfología del espermatozoide cuando se usa un diluyente y un crioprotector comercial, y los niveles o porcentajes de concentración del crioprotector pueden modificar su morfología, causando baja en la motilidad y como consecuencia fertilidad del espermatozoide.

TABLE 1. Liver and morphologically normal fowl spermatozoa (eosin-nigrosin) incubated in Lake diluent with the addition of glycerol, DMA, or DMSO¹

Cryoprotectant level	Glycerol	DMA	DMSO
	(%)		
0	93 ± 0.8 ^a	92 ± 1.3 ^a	94 ± 0.7 ^a
4	76 ± 2.1 ^b	68 ± 1.6 ^{cd}	22 ± 1.4 ^{ef}
6	72 ± 2.5 ^{bc}	62 ± 1.9 ^d	20 ± 1.7 ^f
8	74 ± 2.7 ^b	68 ± 2.8 ^{cd}	26 ± 2.6 ^e
11	74 ± 2.6 ^b	62 ± 2.6 ^d	27 ± 2.6 ^e

^{a-f}Means ± SE with no common superscript differ significantly (n = 8, P < 0.05).

¹DMA = dimethylacetamide; DMSO = dimethylsulfoxide.

1999 Poultry Science 78:586-590

Figura 4. Cambios observados en la morfología del espermatozoide según el porcentaje del crioprotector usado antes de la congelación.

Como se ha mencionado el glicerol interfiere con la fertilidad y puede causar que la hembra (ave) quede estéril. Diversas investigaciones han sido llevadas a cabo para demostrar y sugerir la forma de como “lavar” el glicerol usado durante la criopreservación del semen.

En la Figura 5, se observa que el semen descongelado que fue centrifugado para eliminar la mayor cantidad de glicerol y su posterior evaluación en la fertilidad del huevo.

TABLE 3. Individual and mean \pm SE fertility rates obtained from fowl semen frozen with glycerol or dimethylacetamide (DMA) in diluents submitted to various temperature, equilibration, and packaging conditions

Treatment	Cryoprotectant	Temperature of chamber during cooling (C)	Time of equilibration (min)	Packaging	Fertility (n eggs)					Mean fertility (n eggs)
					Successive artificial inseminations					
					1	2	3	4	5	
1	Glycerol	5	30	Straws	67.4 (132)	62.9 (132)	57.4 (127)	62.3 (130)	67.9 (131)	63.9 \pm 1.9 ^b (652)
2		5	1	Straws	36.2 (138)	62.3 (130)	56.8 (125)	61.4 (135)	52.5 (139)	53.7 \pm 4.7 ^b (667)
3	DMA	-6	1	Pellets	73.7 (118)	88.5 (131)	92.4 (133)	94 (134)	97 (136)	92.7 \pm 4.1 ^a (630)
4		5	1	Pellets	78.9 (109)	81.2 (133)	83 (124)	87 (131)	92.4 (132)	84.7 \pm 5.3 ^a (629)
5		5	1	Straws	25.9 (135)	42.5 (134)	27.5 (127)	22.3 (130)	15.4 (136)	26.7 \pm 4.5 ^c (662)
Control	Fresh undiluted semen				94 (167)		94.9 (197)		95.5 (112)	94.7 \pm 0.4 ^a (476)

^{a-c}Means with no common superscript differ significantly ($P < 0.05$).

Figura 5. Fertilidad del huevo de gallina inseminada.

El diluyente Lake 7.1 es uno de los mayormente recomendados en la preservación del semen de aves, tanto en el eyaculado como en el obtenido *post mortem*, y en condiciones de refrigeración. Sin embargo, se pueden encontrar otros productos en el mercado internacional (Figura 6). Diversas investigaciones sobre el tipo de diluyente usado han demostrado que la fertilidad del huevo puede ser afectada negativamente, el semen puro tiene un fertilidad del 94.20%, un semen diluido a 1:1 con diluyente comercial puede descender hasta un 89.38%, un semen diluido con un diluyente natural (agua de coco) desciende hasta un 84.57%.

AVES

DILUYENTE PARA SEMEN DE AVE
 El diluyente para semen de aves, Beltsville Poultry Semen Extender II, contiene gentamicina y mantiene una fertilidad aceptable del esperma hasta por seis horas cuando se usa de acuerdo a las recomendaciones. La temperatura del diluyente debe de ser de 68° F a 77° F (20° C a 25° C) antes de ser mezclado con el semen. La dilución recomendada es 1 a 1.

DILUYENTE PARA PAVOS
 Frascos de Nalgene: Se vende individualmente
 P2-7450 Frasco de 50 ml, 50 por caja
 P2-7520 Frasco de 125 ml, 25 por caja
 Ampollas de vidrio: se venden 100 por caja, 8 cajas por cartón
 P2-7425 Ampolla de 10.0 ml
 P2-7475 Ampolla de 5.0 ml
 P2-7375 Ampolla de 2.5 ml

DILUYENTE PARA GALLO
 Ampollas de vidrio:
 100 por caja, 8 cajas por cartón
 P2-7200 Ampolla de 2.5 ml.
 P2-7225 Ampolla de 5.0 ml
 P2-7240 Frasco de 50 ml, 50 por caja

DILUYENTE PARA PATO
 Haga su pedido de diluyente para pato con 12-16 semanas de anticipación. Ampollas de vidrio:
 100 por caja, 8 cajas por cartón.
 P2-7250 Ampolla de 2.5 ml



50 ml & 125 ml



2.5 ml, 5.0 ml, 10.0 ml

Figura 6. Diluyentes comerciales para aves.

El semen se considera fresco si es utilizado entre los 30 y 45 minutos de su obtención y no es necesario diluirlo, si es mayor se deberá diluir y refrigerarlo entre 12 y 15°C. Se recomienda usar diluciones de 1:1, diluciones excesivas originan una disminución de la motilidad y la capacidad fecundante de los espermatozoides.

Con relación a los tiempos de pre congelación, congelación y descongelación del semen de aves a continuación se presente un pequeño protocolo del mismo:

- **Periodo de precongelación:** La mezcla de semen y diluyente (relación 1:1) fue enfriada a 5°C por 20 minutos. El semen enfriado se combina con el crioprotector y se enfría a 5°C por 30 minutos.
- **Periodo de congelación:** Las pajillas se colocan en la unidad de congelación y se congelan de 5 a -35°C a 7°C/min y de -35 a -140°C a 20°C/min. Las pajillas posteriormente se sumerge en nitrógeno líquido.
- **El tiempo de descongelamiento** del semen y la temperatura se encuentra en rangos realmente variable de entre 4°C y 50°C por un tiempo igualmente variante en el tiempo de descongelamiento entre 10 segundos y 7 minutos.

En el Cuadro 1, se observa la valoración espermática del semen fresco y descongelado en gallos.

CUADRO 1: Valoración espermática del semen fresco y descongelado de gallo de raza murciana

Semen Fresco			
Variable	Unid.	Promedio	EE
Volumen	ml	0,55	0,07
Concentración	x10 ⁹ /ml	4,55	0,28
Motilidad	%	4,04	0,11
Vitalidad	%	82,63	3,21
SPZ sin daño de membrana	%	87,33	2,66
SPZ con daño de membrana	%	12,67	2,66
Semen Descongelado			
Motilidad	%	3,57	0,14
Vitalidad	%	62,73	5,66
SPZ sin daño de membrana	%	31,50	3,50
SPZ con daño de membrana	%	68,50	3,50

EE= Error estándar, SPZ= Espermatozoide

Finalmente, no obstante, la aplicación práctica de reproducción asistida en aves dista mucho todavía de la situación en otras especies domésticas, como el bovino, dado la variabilidad en la fertilidad obtenida, la falta de normalización entre laboratorios de protocolos de criopreservación eficaces, y el requerimiento de varias inseminaciones, generalmente 2 inseminaciones semanales, durante 15 días, para obtener resultados de fertilidad aceptables. La idiosincrasia del espermatozoide aviar, así como la peculiar fisiología reproductiva en esta especie determina diferencias importantes a la hora de abordar el desarrollo de tecnologías reproductivas.

Referencias

- Abad JC. 2003. Reproducción e Incubación en Avicultura. Biblioteca de Avicultura. Real Escuela de Avicultura. España.
- Álvarez Gallardo H, Urban Duarte D, Castellanos Rodriguez JR, Padilla Ramirez FJ y De la Torre Sanchez JF. (Octubre 2016). Efecto de la temperatura de descongelacion sobre la viabilidad del

- semen criopreservado del gallo. Congreso nacional sobre conservación y utilización de los recursos genéticos. 5, 140-142.
- Bonadonna T. 1989. Reproducción Animal e Inseminación Artificial. Editorial Hemisferio Sur. España.
- Cole H, Cupps P. 1984. Reproducción de los Animales Domésticos. Editorial Acribia. España.
- De Leeuw FE, AM de Leeuw, JHG Den Dass, B Coenbranden, AJ Verkleij. 1993. Effects of various cryoprotective agents and membranestabilizing compounds on bull sperm membrane integrity after cooling and freezing. *Cryobiology* 30, 32-44.
- Derivaux J. 1961. Patologías de la Reproducción e Inseminación Artificial de los Animales Domésticos. Editorial Acribia. España.
- DONOGHUE AM. 1999. Prospective Approaches to Avoid Flock Fertility Problems: Predictive Assessment of Sperm Function Traits in Poultry. *Poultry Science* 78:437-443.
- García-Sacristán A. 1995. Fisiología Veterinaria. Editorial Interamericana. España.
- Hafez ESE, Hafez B. 2000. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7ma ed. Mc Graw-Hill. Interamericana.
- Lierz M, Reinschmidt M, Muller G, Wink M, Neumann D. 2013. A novel method for semen collection and artificial insemination in large parrots (Psittaciformes). *SCIENTIFIC REPORTS* | 3: 2066 | DOI: 10.1038/srep02066.
- Mackenzie BM, Buhr MM. Reactive Oxygen Species and Boar Sperm Function. *Biol Reprod.*2009; 81:553-561 Del Valle, I., A, Gomez-Duran., W.V., Holt., T, Muiño-Blanco y J.A., Cebrian-Perez. 2012. Soy lecithin interferes with mitochondrial function in frozen thawed ram spermatozoa. *Journal of Andrology* 33(4):717-725
- Melara-Sánchez RG, Lazo-Recinos FM. Desarrollo de un prototipo de electro-eyaculador para aves. *ING-NOVACIÓN*. No. 5, Diciembre de 2012 – Mayo de 2013 •Reporte de Investigación 107.
- N. Duchi Duchi, L. Almela Veracruz, B. Peinado Ramón, A. Poto Remacha. Criopreservación de semen de gallo: una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza murciana. Instituto Murciano de Investigación y Desarrollo Agrario y Alimentario (IMIDA). 30150 La Alberca, Murcia. España, nelduchi@yahoo.com
- Rowe M, Griffith SG, Hofgaard A, Lifjeld JT. 2015. Subspecific variation in sperm morphology and performance in the Long-tailed Finch (*Poephila acuticauda*). *Avian Res.* 6:23.
- Santiago-Moreno J, Coloma MA, Toledano-Díaz A, Gómez-Brunet A, Pulido-Pastor A, Zamora-Soria A, Carrizosa JA, Urrutia B, López-Sebastián A. 2008. A comparison of the protective action of chicken and quail egg yolk in the cryopreservation of Spanish ibex epididymal spermatozoa *Cryobiology* 57: 25-29.
- Santiago-Moreno J, Toledano-Díaz A, Dorado J, Pulido-Pastor A, Coloma MA, López-Sebastián A. 2007. Recovery and Cryopreservation of Spanish Ibex Epididymal Spermatozoa. *Archives of Andrology: Journal of Reproductive Systems*, 53:309-316.
- Tselutin K, Seigneurin F, Blesbois E. 1999. Comparison of Cryoprotectants and Methods of Cryopreservation of Fowl Spermatozoa. *Poultry Science* 78:586-590.
- Wishart GJ, Staines HJ. 1999. Measuring Sperm:Egg Interaction to Assess Breeding Efficiency in Chickens and Turkeys. *Poultry Science* 78:428-436.

EXPERIENCIAS DEL MEJORAMIENTO GENÉTICO EN ABEJAS (*APIS MELLIFERA* L.) PARA TOLERANCIA A *VARROA DESTRUCTOR*

¹Utrera-Quintana Fernando, ¹Reséndiz-Martínez Roberto, ¹Hernández-Hernández Jorge E.,
¹Jiménez-Cortez Herminio I., ²Castillo-González Fernando

INTRODUCCIÓN

La apicultura es una de las actividades que explota de manera sostenible los recursos naturales de una región y que requiere relativamente de poca inversión y tiempo, además de que provee de un ingreso importante que contribuye a la estabilidad económica en la vida de los productores, puede considerarse como una forma de diversificación del ingreso de la familia rural, al ofrecer un ingreso adicional al obtenido en la producción agrícola (Cajero, 2003). Las abejas (*Apis mellifera* L.) son esenciales para el mantenimiento del equilibrio ecológico por medio de la polinización que realizan, esto ayuda a que se mantenga la diversidad de las plantas en ambientes naturales, ocasionando a que exista una relación directa entre las abejas y las plantas (Klein et al., 2007). En los cultivos agrícolas el proceso de polinización ayuda a incrementar la producción y a evitar la consanguinidad de los cultivos por medio de la polinización cruzada (Partap, 2011), sin embargo, en los últimos años diversos estudios revelan que la cantidad de abejas como polinizadores están disminuyendo (VanEngelsdorp et al., 2008). Además de la disminución de las colmenas de abejas, otro problema que enfrenta la apicultura nacional es la enfermedad conocida varroosis la cual es ocasionada por el ácaro *Varroa destructor* (Anderson and Trueman, 2000).

La infestación en colmenas de abejas por el ácaro varroa es un problema de la apicultura a nivel mundial, por los daños que causa y por el incremento de los costos en la producción generados por los tratamientos contra el ácaro (Boecking y Generch, 2008). Varroa se encuentra estrechamente vinculada a su hospedero *Apis mellifera* porque carece de una etapa de vida libre. El ciclo de vida de varroa tiene dos etapas: durante la etapa forética permanece sobre la abeja adulta (zángano u obrera) y en la reproductiva invade a la celda de cría de obrera o zángano, y en infestaciones muy severas puede infestar celdas de reina (Rosenkranz et al., 2010). La abeja *Apis mellifera*, no es su hospedero natural, pero a principios de este siglo entraron en contacto colonias de abejas europeas exportadas a Asia con colonias silvestres de *Apis cerana* (huésped original) donde se infestaron con este parásito (Oldroy, 1999). A partir de este hecho, la rápida adaptación a su nuevo hospedero y el movimiento indiscriminado de colonias provenientes de áreas infestadas provocó su dispersión por distintas regiones de Europa, África y Sudamérica, a excepción de Australia, en donde hasta la fecha no se tiene reporte (Rosenkranz et al., 2010). Varroa fue introducida a América en 1971, cuando Paraguay importó de Japón abejas infestadas con este ácaro, provocando dispersión en el Continente. La varroosis en México se detectó por primera vez en el año 1992 en apiarios del Rancho Torreón del Molino, propiedad de la Facultad de Veterinaria de la Universidad Veracruzana en el estado de Veracruz (Rodríguez Dehaibes et al., 1992); al estado de México el ácaro llegó a principios de 1994. Actualmente se encuentra distribuida en todo el país (Espinosa-Montaña y Guzmán-Novoa, 2007).

Existen tratamientos para el control de varroa, y estos son biológicos, químicos, aceites esenciales y ácidos orgánicos. En el control biológico se utiliza el panal trampa efectivo para controlar poblaciones de colmenas pequeñas, pero con apicultores que manejan más de 100 colmenas, el uso de este control se vuelve tedioso (Calderone y Kuenen 2003). En el mercado existen diferentes tratamientos químicos que

¹ Profesores Investigadores de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia-BUAP. **Contacto**, email: Fernando Utrera Quintana, fernando.utrera@correo.buap.mx

² Profesor Investigador titular del Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas Campus Montecillo. Instituto de Recursos Genéticos y Productividad-Genética. Email: fcastill@colpos.mx