

**EFFECTOS DE LA 25 HIDROXI VITAMINA D₃ Y CANTAXANTINA SOBRE LAS
CARACTERÍSTICAS REPRODUCTIVAS Y FERTILIDAD DE MACHOS
REPRODUCTORES PESADOS COBB 500**

DIANA MERCEDES SANABRIA MARTÍNEZ

**UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ZOOTECNIA
FUSAGASUGÁ – CUNDINAMARCA
2017**

**EFFECTOS DE LA 25 HIDROXI VITAMINA D₃ Y CANTAXANTINA SOBRE LAS
CARACTERÍSTICAS REPRODUCTIVAS Y FERTILIDAD DE MACHOS
REPRODUCTORES PESADOS COBB 500**

Trabajo de tesis para optar al título de zootecnista

DIANA MERCEDES SANABRIA MARTÍNEZ

Código 150206268

DIRECTOR:

Carlos Alberto Ardila Monsalve

Médico Veterinario Zootecnista – U.T.

CODIRECTOR:

Ana Rosa Puentes Martínez

Bacterióloga y Lab. Clínica cMSc. - UCMC, U.T.

**UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ZOOTECNIA
FUSAGASUGÁ – CUNDINAMARCA
2017**

Nota de aceptación

Presidente del jurado

Jurado

Jurado

Ciudad _____

Fecha _____

DEDICATORIA

A Dios todo poderoso.

A mi hijo Martin

A mi padre Jorge

A mis hermanos

A Cesar Andrés

A mis tías Alejita y Elisabeth

A mi prima María Alejandra.

A la Sra. Olga Lucia Muñoz

A Sta. Junny Jiménez

A mi gran amiga Laura Gutiérrez

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por permitirme estudiar tan maravillosa carrera y en toda mi vida, no puedo más que reconocer su gracia y favor para conmigo.

A las empresas Colombiana de Incubación-Incubacol SAS y DSM por proporcionar los recursos e instalaciones para la realización de este proyecto.

Al Dr Cesar A. Camargo Serrano por brindar todo el apoyo necesario para el desarrollo del proyecto de igual forma a los doctores: Carlos Alberto Ardila Monsalve, Carlos Lozano y Ana Rosa Puentes Martínez por su colaboración en la realización del proyecto.

A los señores Germán Santiago Vergara, Oscar Mauricio Sanabria, Orlando Bohórquez, Roberto Díaz, Diego Aldana, Edgar Santos, Yacson Andredy Tapiero, Edgar Benítez, Yeison Andrés Sánchez y Guiomar Stefanny Díaz, Juan Diego Rodríguez por su apoyo constante en el desarrollo de la investigación y realización de la parte experimental del proyecto.

A mi padre porque siempre estuvo a mi lado a pesar de todos los contratiempos dándome su apoyo y amor incondicional.

Un agradecimiento muy especial a mi madre (q.e.p.d) quien siempre fue mi apoyo incondicional y aunque hoy no está aquí sé que donde se encuentre siempre va a tener una sonrisa y una felicitación por cada meta que culmino.

Ha sido una experiencia muy enriquecedora y bonita, mi corazón se regocija y reboza de gratitud para con todo aquel que llegó a mí con una palabra de aliento, con una idea, o que se dejó usar por Dios, para establecer conexión con quienes me pudieran respaldar en el desarrollo de este proyecto.

CONTENIDO

INTRODUCCIÓN.....	17
1. OBJETIVOS.....	20
1.1. Objetivo General.....	20
. Objetivos Específicos.....	20
2. MARCO REFERENCIAL	21
2.1. Evaluación de fertilidad del gallo.....	21
2.2. Estructura anatómica del gallo	22
2.3. Estructura del testículo	22
Vías deferentes	26
Órgano copulador	27
2.4. Desarrollo testicular y espermatogénesis.....	28
2.5. CARACTERÍSTICAS DEL SEMEN Y EL ESPERMATOZOIDE AVIAR	30
2.6. Principales características del semen	32
2.7. Volumen y contenido de los eyaculados	33
2.8. HORMONAS SEXUALES DEL MACHO.....	34
2.8.1. Hormonas andrógenas.....	34
2.8.2. Inicio de la pubertad.	35
2.8.3. Gonadotropinas (FSH y LH).	36
2.9. CARACTERÍSTICAS SEXUALES SECUNDARIAS	38
2.9.1. Cresta	38
2.9.2. Barbilla	38
2.10. FACTORES QUE AFECTAN LA FERTILIDAD DEL MACHO REPRODUCTOR.....	39
2.10.1. Factores nutricionales.....	40
2.10.2. Energía metabolizable y proteína cruda	40
2.10.3. Factores fisiológicos.....	41
2.10.4. Factores externos.....	42

2.10.5.	Temperatura ambiental	42
2.10.6.	Quimioterapia	42
2.10.7.	Toxinas.	43
2.11.	RELACIÓN ENTRE CARACTERÍSTICAS FENOTÍPICAS Y FERTILIDAD:.....	43
2.11.1.	Pechuga.....	44
2.11.2.	Dedos rectos.	45
2.11.3.	Patas largas.	45
2.11.4.	Espalda recta.....	45
2.11.5.	Pico.....	45
2.11.6.	Cresta.	46
2.11.7.	Tamaño testicular.	46
2.11.8.	Ancho de cadera.	47
2.12.	Métodos de obtención del semen	48
2.12.1.	Recolecta del semen.	48
2.12.2.	Obtención del semen mediante masaje.	49
2.12.3.	Obtención del semen con ayuda de una hembra estimuladora.....	49
2.12.4.	Anormalidades en el semen.....	50
2.12.5.	Técnicas para valoración del semen.	52
2.12.6.	Volumen.....	52
2.12.7.	Color del semen.	53
2.12.8.	Pureza del semen.	53
2.12.9.	PH del semen.	53
2.12.10.	Motilidad espermática.	54
2.12.11.	Concentración de espermatozoides.	55
2.12.12.	Factores nutricionales.....	55
2.12.13.	Alimentación.	58
2.12.14.	Clasificación de los machos.....	59
2.12.15.	Spiking.....	59
2.12.16.	Intra-spiking.	60
2.12.17.	Ovoscopia.....	61
2.12.18.	% Nacimiento.	61
3.	METODOLOGÍA	62

3.1.	Localización	62
3.2.	Materiales	63
3.2.1.	Animales.....	63
3.2.2.	Universo	63
3.2.3.	Población.....	63
3.2.4.	Muestras	63
3.2.5.	Técnicas.....	74
3.2.6.	Reportes.....	93
3.2.7.	Método de análisis.....	93
3.2.8.	Infraestructura y Equipos.....	93
3.3.	Recursos	93
	Humanos.....	93
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	94
5.	CONCLUSIONES.....	112
6.	RECOMENDACIONES.....	113

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Volumen y contenido en espermatozoides de los eyaculados de diferentes especies domesticas (Sauveur, de Reviere, 1992).	33
Tabla 2. Tamaño (μm) de los espermatozoides de distintas especies de aves (Fujihara, 1991) (Sauveur, de Reviere, 1992).	34
Tabla 3. Correlación entre las características fenotípicas y la fertilidad, en los grupos hy chick y control	98
Tabla 4. Valor Delta de la Cresta, Barbillas, Tarsos.....	99
Tabla 5. Concentracion, motilidad y vitalidad espermatica de los grupos estudiados.....	102

LISTA DE FLUJOGRAMAS

Flujograma 1. Procedimiento por Muestreo.....	65
Flujograma 2. Manejo Huevo en Granja.....	68
Flujograma 3. Manejo de Alimentación en Machos.....	70
Flujograma 3.1 Manejo de Alimentación de Machos por Tratamiento.....	71
Flujograma 4. Toma de muestra de Semen.....	72
Flujograma 5. Colorimetria.....	73
Flujograma 6. Espermograma.....	74
Flujograma 7. Toma de Muestra Sem 26,36,44,50,54.....	75
Flujograma 8. Toma de muestra en Sangre en Aves.....	77
Flujograma 9. Procedimiento Huevo Incubable.....	78
Flujograma 10. Procedimiento Precalentamiento.....	79
Flujograma 11. Procedimiento de Transferencia.....	81
Flujograma 12. Proceso de Nacimiento.....	82
Flujograma 13. Proceso de Control de Calidad.....	83

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Peso promedio de Machos por Muestreo	94
Gráfico 2. Longitud de tarsos promedio por Muestreo	96
Gráfico 3. Valor Promedio del Tarso frente a la fertilidad en los dos Grupos	97
Gráfico 4. Delta color de Cresta , Barbillas , Tarsos	99
Gráfico 5. Porcentaje de Fertilidad por Muestreo	101
Gráfico 6. Concentracion Espermatica y Fertilidad por Muestreo	103
Gráfico 7. Porcentaje de Fertilidad y Nacimiento	104
Gráfico 8. Porcentaje de Nacimiento de acuerdo a tratamiento en cada semana	105
Gráfico 9. Porcentaje de Fertilidad y Nacimiento por Semana	106
Gráfico 10. Porcentaje de Vitalidad Espermatica.....	107
Gráfico 11. Porcentaje de Normalidad Espermatica	108
Gráfico 12. Porcentaje de Motilidad Espermatica Promedio por Muestreo	109
Gráfico 13. Porcentaje de Anormalidades de Cola Espermatica Promedio.....	110
Gráfico 14. Porcentaje de Anormalidades Cabeza Espermatica Promedio	111

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Estructura general del testículo (Vieira, F. 2009)	22
Figura 2. Estructura interna del testículo (Johnson, P.D. Sturkie 2000)	23
Figura 3. Estructura interna del testículo del pollo (Johnson, A.L. & Sturkie, P.D. 2000)	24
Figura 4. Canal eyaculatorio de los pollos (Johnson, A.L. & Sturkie, P.D. 2000)	25
Figura 5. Vías deferentes (Sauveur, 1992), citado por Peralta, M. & Miazzo, R. 2002	27
Figura 6. Espermatozoides de gallos adultos (Johnson, A.L. & Sturkie, P.D. 2000)	30
Figura 7. Partes del espermatozoide (Johnson, A.L. & Sturkie, P.D. 2000)	32
Figura 8. Hormonas sexuales del macho (Johnson, A.L. & Sturkie, P.D. 2000)	34
Figura 9. Valoración de las pechugas según su conformación rangos: de 1 a 5	44
Figura 10. Anormalidades en el espermatozoide de las aves domésticas. (Segura y Aguayo, 1995)	51

GLOSARIO

Cantaxantina: Es un carotenoide rojo que se presenta en forma natural y se puede encontrar en algunos hongos y como parte del sistema de coloración de las plumas de cardenales, flamencos y orioles.

Carotenoides: Son pigmentos que se encuentran de forma natural en las plantas, algas y distintos microorganismos, hasta el punto que se han identificado más de 750 distintos en forma rojos y naranjas y amarillos son responsables de la coloración de muchos seres vivos desde plantas hasta aves en lo que contribuye en forma importante a la diferenciación de las características sexuales secundarias.

Cresta: es una protuberancia caruncular situada de forma longitudinal que presentan algunas especies de aves galliformes en la parte superior de la cabeza. Las crestas de las aves generalmente están vivamente coloreadas. Es un carácter sexual secundario que se desarrolla totalmente con la madurez sexual y distingue a los machos de las hembras. La intensidad de su coloración y turgencia están regulados por las hormonas sexuales y se intensifican durante la época de cría.

Barbillas: Son pliegues dobles de piel pendiente, con una cara medial y otra lateral, suspendida en la región molar mandibular.

Espermatozoide: el espermatozoide en las aves en general es de forma alargada. La cabeza es una curva filamentosa y mide de 12 a 13 μm , se corona por el acrosoma de 2 μm de largo

RESUMEN

La nutrición es uno de los factores que afecta la fertilidad de los machos, además de la temperatura, fotoperiodo, patologías y baja calidad espermática (Grabados, 1996). Según Danikowski et al. (2002), el manejo nutricional de las hembras ha recibido mayor atención, mientras que los machos en este aspecto han quedado en segundo plano. Por esto en la actualidad el uso de aditivos alimentarios derivados de la biotecnología moderna, mejoran la rentabilidad que aumenta la productividad, alterando los factores reproductivos. (Araujo, 2005).

Es importante emplear las correlaciones entre las características sexuales secundarias y fertilidades presentadas en campo y de esta manera poder ofrecer una herramienta para seleccionar futuros machos reproductores en campo, teniendo presente que las identificaciones de los rasgos fenotípicos nos ayudan a indicar una fertilidad fiable de los machos

Por esta razón se quiere realizar correlaciones entre las características sexuales secundarias (cresta, barbillas, coloración de tarsos) de los machos reproductores pesados Cobb 500 y su fertilidad medida por espermograma, ovoscopia, embriodiagnóstico, porcentaje de nacimiento, de esta forma determinar su estado reproductivo. El presente proyecto se llevó a cabo en la granja avícola San Roque de la empresa Colombiana de Incubación S.A.S (Incubacol S.A.S), ubicada en la vereda Espinalito Alto municipio de Fusagasugá – Cundinamarca, donde se utilizaron cuatro galpones (5, 9, 10,11), con un área útil de 3.555 m² que se dividen en 28 corrales respectivamente, para ser utilizados por el lote 854 desde la semana 22 hasta la semana 55 de edad. Por tanto, el número inicial de aves fue de: 19.648 Hembras de Prueba, y 2.357 Machos que corresponden al 12 % de la población inicial, donde solamente el 50% de estos machos recibirán alimento suplementado con Hy CHICK y el restante 50% se tomará como grupo control el cual recibirá alimento sin suplementar.

La evaluación de las características sexuales secundarias se realizará tomando las siguientes mediciones: Medición de Cresta, medición de tarsos, medición de coloración de crestas, barbillas y tarsos. Para realizar la evaluación de la fertilidad se efectuarán tres procedimientos, los cuales son: ovoscopia, embriodiagnóstico y espermograma, los cuales serán determinantes en el análisis de los resultados.

INTRODUCCIÓN

Los bajos índices de la fertilidad en las producciones avícolas de Colombia en la mayoría de los casos son a la falta de evaluación de reproductores por la carencia de técnicas adecuadas y prácticas que permitan detectar las variaciones y/o anomalías de la estructura de los tejidos testiculares y la calidad seminal. En una explotación avícola el diez por ciento (10%) de la población son machos, teniendo un porcentaje tan bajo la influencia del macho en la genética del sistema productivo avícola es muy alta, en los reproductores pesados la variable más importante es alcanzar los pollitos por ave encasetada que exige la guía de la línea, dentro de esto una de las variables que más impacta es la fertilidad de los machos o el mantener la fertilidad de los machos durante todo el ciclo productivo, para esto las empresas establecen manejos especiales como: densidad más baja, dietas especiales, intraspiking, pesajes, para buscar la fertilidad se realizan investigaciones paralelas para llegar a este punto, es por esto que Colombiana de Incubación SAS (Incubacol SAS) recibe al primer día de edad el 15 por ciento de machos respecto a las hembras en las granjas de reproductoras provenientes de la Planta de Incubación. Para evitar presencia de infertilidad en los machos la empresa realiza controles como: control de peso en levante y producción, restricción alimenticia, rejilla antimacho, crecimiento y talla uniformes, distribución adecuada de alimento, dietas diferentes para el macho de cuanta energía y porcentaje de proteína, de igual modo las proporciones de machos (8%, 10% y 11%). Se estableció un proceso en el cual se introducen machos jóvenes, que tengan entre 28 y 30 semanas de edad, a un lote hembras que se encuentre entre semana 35 a 40 de edad con el fin de soslayar infertilidad.

Para tener una visión general de la fertilidad en los machos de raza Cobb 500 en la empresa Colombiana de Incubación SAS se plantea el presente proyecto en donde se evalúa el efecto 25 Hidroxi vitamina D₃ y cantaxantinas sobre las

características reproductivas y de fertilidad de machos reproductores pesados Cobb 500 y su relación entre las diferentes características fenotípicas (cresta, barbilla y tarsos), el recuento espermático y otras variables como son: peso corporal, temperatura, consumo de agua, consumo de alimento, fertilidad y porcentaje de nacimiento.

Basados en la investigación realizada por Becker et al., en el año 2010 en la cual observa cambios en los animales que fueron suplementados con cantaxantina combinada con 25 hidroxicalciferol.

Estudios realizados con suplementación de carotenoides en machos reproductores afirman su importancia en la señalización de los caracteres sexuales secundarios junto con el mejoramiento del vigor, motilidad y reducción de malformaciones espermáticas. (Griffith et al., 2006).

Durante el desarrollo y fertilidad de los machos reproductores de raza Cobb 500 la espermatogénesis, características y el espermatozoide aviar, hormonas sexuales del macho, junto con las características sexuales secundarias son aspectos importantes a evaluar (Manual Coob 2013).

La fertilidad en reproductores es determinante para la industria avícola que se viene desarrollando a través de una intensa selección genética y mejoras de nutrición, para obtener un rápido incremento en las tasas de crecimiento de pollos. (Pampin et al., 1997) (Bramwell, 2002).

La fertilidad de las aves se ve fuertemente afectada por la edad, tipo de espermatozoides, raza, lo cual se puede evaluar con la calidad espermática, (Kirby et al., 1998) (Parker et al., 2002). Es por esto que la evaluación de las características del semen es un criterio que se debe tomar en cuenta, como una medida directa de la fertilidad del macho.

Con este estudio se evaluó el efecto sobre las características reproductivas y fertilidad de machos reproductores pesados Cobb 500 en la granja San Roque, se tuvieron dos grupos de machos, uno fue suplementado con Hy Chick el cual es un aditivo de tipo carotinoide que contiene cantaxantina con 25 Hidroxi vitamina D₃, funciones antioxidantes, pigmentos, pro-vitamina e inmunomoduladores, que se encargan de atrapar radicales libres, para proteger las membranas de las células. (Becker, 2010) y el otro fue un grupo control.

1. OBJETIVOS

1.1. Objetivo General

Evaluar el efecto 25 Hidroxi vitamina D₃ y cantaxantina sobre las características reproductivas y fertilidad de machos reproductores pesados Cobb 500.

. Objetivos Específicos

1.2.1. Determinar correlaciones entre las características sexuales secundarias de los machos reproductores pesados Cobb 500 y su fertilidad.

1.2.3 Definir parámetros de selección de machos reproductores basados en las características sexuales secundarias.

1.2.4 Evaluar el porcentaje de nacimiento y la fertilidad en los machos reproductores de los grupos estudiados.

1.2.5 Determinar la correlación del peso corporal de los machos vs los porcentajes de fertilidad y nacimientos.

1.2.6 Establecer la técnica estándar de toma de muestra de semen de machos reproductores y elaboración de espermograma.

1.2.7 Identificar valores asociados al eyaculado y espermograma de machos reproductores pesados durante el ciclo reproductivo.

2. MARCO REFERENCIAL

La selección de los gallos más fértiles permite a los avicultores obtener reproductores de alta calidad, evitando de esta manera pérdida de tiempo y posibles fracasos económicos ya que la importancia del macho reproductor para la fertilidad es mayor que la de cualquier hembra (McGary y Pollock, 2002). Una de las maneras de conocer la fertilidad de los gallos es realizar un estudio de las características del semen (Santiago y Moreno, 2009); pero no existen técnicas de laboratorio que permitan conocer de forma eficaz la capacidad fertilizante del semen. Algunos autores han empleado correlaciones significativas entre rasgos seminales y fertilidad de los gallos (Phillips, 1996) (McGary, et.al., 2002) (Kristen y Edwards 2012)

Avances de la genética se centran en lograr mejores machos reproductores que demuestren las bondades de la raza como se ve reflejado en la Raza Cobb 500 que presenta mayor eficiencia en cuanto a conversión alimenticia , mejor rendimiento y excelente calidad de carne y textura , por lo anterior se considera la raza más eficiente por su mejor tasa de crecimiento y viabilidad, con una alimentación de baja densidad y menos costos, esto le permite una mayor ventaja competitiva por su costo más bajo (Morris, 2015).

2.1. Evaluación de fertilidad del gallo

El aporte del macho a la fertilidad corresponde principalmente a la calidad de su semen, seguido de la actividad reproductiva (frecuencia de cópulas y cópulas efectivas). El potencial de fertilización del gallo es dependiente de la cantidad y calidad del esperma producido por los testículos. Respecto a la calidad del esperma se mide: concentración, viabilidad, motilidad, espermatozoides con normalidad y anomalías en su membrana celular (Johnson y Sturkie, 2000).

2.2. Estructura anatómica del gallo

Los testículos son órganos pares, de forma arriñonada, internos, situados entre la base de los pulmones y el segmento intermedio de los riñones. Aunque están próximo a los sacos aéreos, su temperatura es la misma que la temperatura corporal del animal (41 - 43° C). En consecuencia, la espermatogénesis tiene lugar a esa temperatura y no a una inferior, como ocurre en algunos mamíferos. (Sturkie y Opel, 1976) (McGary, et.al, 2002).

2.3. Estructura del testículo

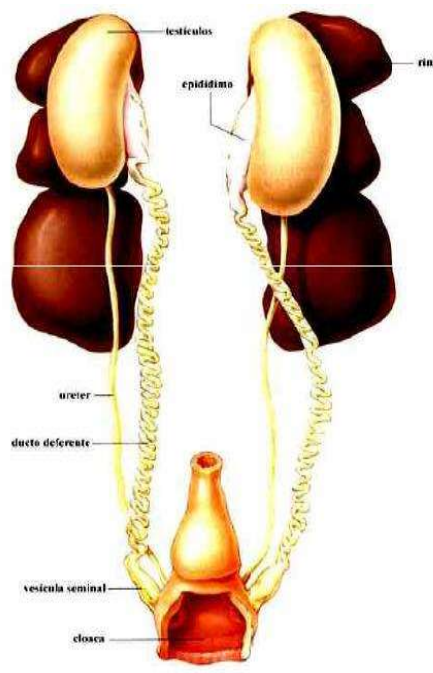


Figura 1. Estructura general del testículo tomado de (Vieira, F. 2009)

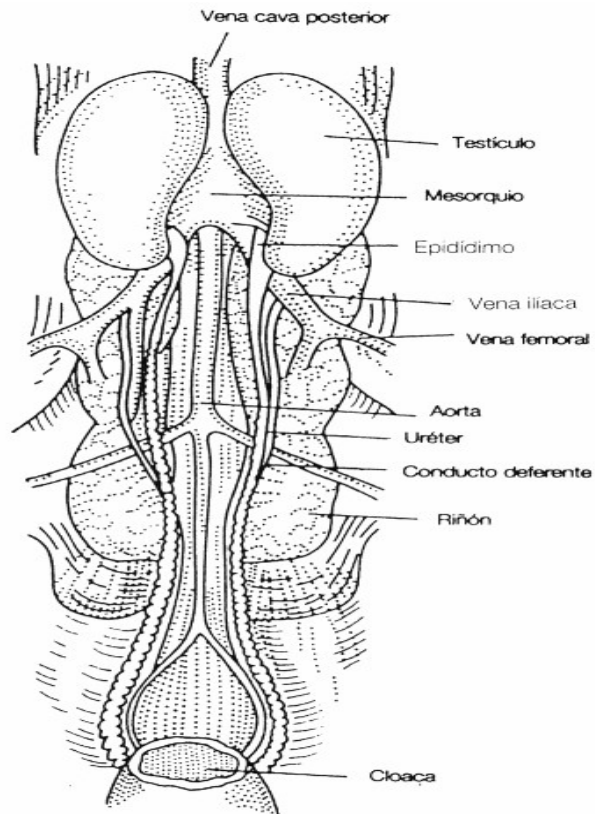


Figura 2. Estructura interna del testículo (Sturkie, 2000)

El parénquima testicular no está tabicado, a diferencia de lo que ocurre en algunos mamíferos. Está compuesto de:

- ✓ Compartimiento tubular: (aproximadamente el 85 - 95 % del volumen testicular), constituido por los tubos seminíferos. En el epitelio de estos túbulos se efectúa la espermatogénesis. (Peralta y Miazzo, 2002) (McGary et al., 2002).

- ✓ Compartimiento intertubular: incluye algo de tejido conjuntivo, una red arteriovenosa y linfática y una red nerviosa, adrenérgica y colinérgica. (Peralta y Miazzo, 2002) (McGary et al., 2002).
- ✓ Vías deferentes: Los tubos seminíferos se terminan en la proximidad inmediata del cordón testicular, donde se conectan con los túbulos de la rete testis, que se comunican a su vez con los conductos eferentes, que desembocan lateralmente en el canal del epidídimo. (Peralta y Miazzo, 2002) (McGary et al., 2002).

2.3.1. Órgano copulador: Esta denominación abarca el conjunto de los repliegues linfáticos de la cloaca, el falo y los cuerpos vasculares paracloacales. (Peralta y Miazzo, 2002) (Zhao, et al .2010).

Contiene, además, las células de Leydig, que secretan los andrógenos, dentro de los cuales se destaca la testosterona

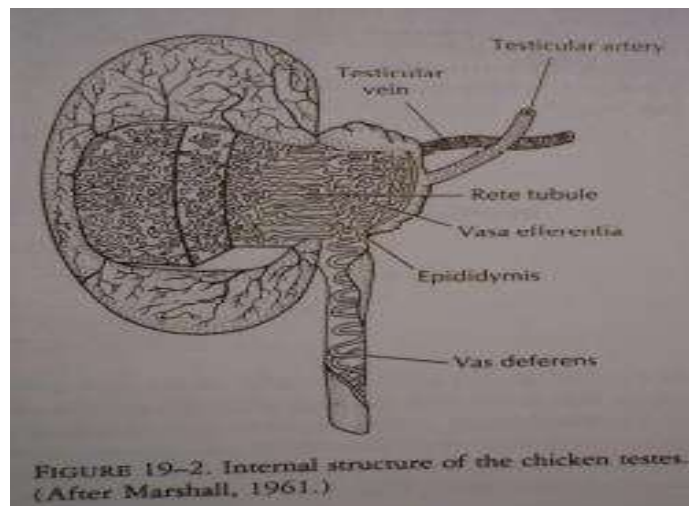


Figura 3. Estructura interna del testículo del pollo (Sturkie, 2000)

Los órganos sexuales accesorios de los machos incluyen los vasos eferentes y epidídimos, los ductos deferentes y el canal eyaculatorio y el falo (pene). Las aves no tienen órganos similares a la próstata, la glándula bulbo uretral o vesícula seminal, y el plasma seminal se produce de los vasos eferentes y los túbulos seminíferos (Lake, 1981) (Donoghue y Wishart, 2000). El falo del macho maduro y muchas otras aves es más pequeño y surge como una modificación de la cloaca ver Figura No. 4. La erección del falo ocurre cuando los pliegues en la cloaca se distienden por la acumulación de linfa. (Johnson y Sturkie, 2000)

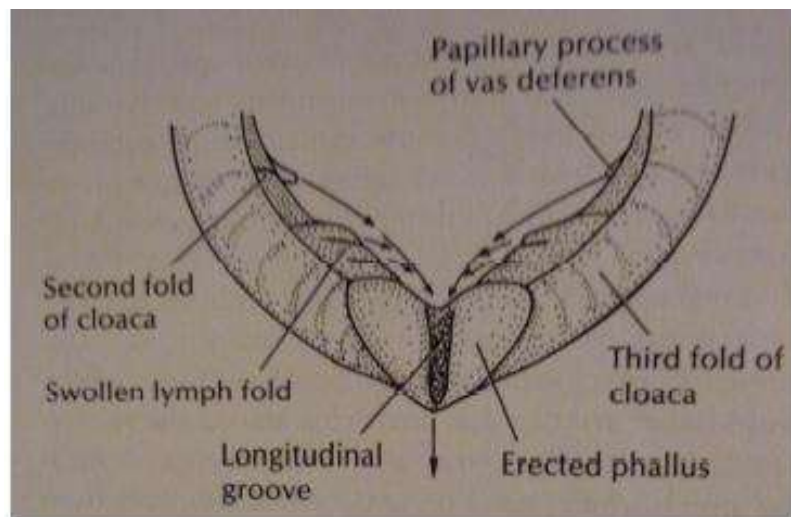


Figura 4. Canal eyaculatorio de los pollos (Johnson y Sturkie, 2000)

La penetración no ocurre en pollos ni en pavos; sin embargo, el semen es transferido a la vagina de la hembra por el posicionamiento del falo plétórico de linfa en contacto con la cloaca evertida de la hembra. En contraste, el falo de los machos patos y otras varias especies es un saco muy vascularizado, con forma espiralada con un conducto eyaculatorio que puede ser protruido por los músculos y por la infiltración linfoidea y retraído por un ligamento similar a un cartílago. La región del conducto eyaculatorio del pato es un órgano accesorio dependiente de andrógenos,

como fue demostrado mediante la administración de testosterona a patos machos jóvenes causando el desarrollo del conducto eyaculatorio hasta ser comparable al de los machos patos adultos, mientras que la castración del adulto causa involución de dicho órgano (Fujihara y Nishiyama, 1976) referenciado por Johnson y Sturkie en el año 2000.

Vías deferentes

Los tubos seminíferos se terminan en la proximidad inmediata del cordón testicular, donde se conectan con los túbulos de la red de testis, que se comunican a su vez con los conductos eferentes, que desembocan lateralmente en el canal del epidídimo. Este último se prolonga por el conducto deferente, muy replegado, donde se realiza la maduración y almacenamiento de los espermatozoides, y puede ser comparado con el epidídimo de mamíferos. Este desemboca, a través de la vesícula espermática, en el urodeo. Cada una de las dos vesículas espermáticas concluye en una papila eyaculadora con estructura de pene (Peralta y Miazso 2002) (McGary, et al 2002).

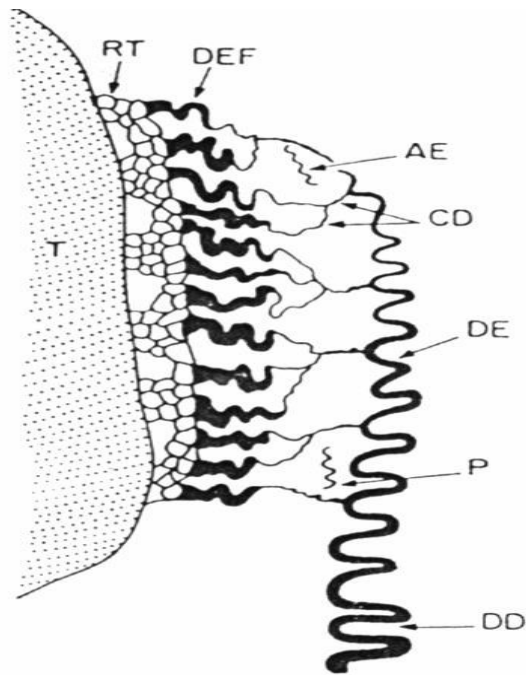


Figura 5. Vías deferentes (Sauveur, 1992), citado por Peralta y Miazzo, 2002

Órgano copulador

Esta denominación abarca el conjunto de los repliegues linfáticos de la cloaca, el falo y los cuerpos vasculares paracloacales. Estos últimos son cuerpos ovoides, incrustados en la pared de la cloaca, que se llenan de linfa en el momento de la erección. Dicha linfa transuda en la cloaca, a través de los repliegues linfáticos, en forma de un fluido transparente, que puede mezclarse con el semen. En el momento de la erección, los repliegues redondeados de la cloaca se hinchan, formando una ligera protuberancia hacia el exterior de la cloaca y constituyen un pequeño canal por donde se evacua el esperma.

El falo, vestigial en el gallo y el pavo, está bien desarrollado y provisto de un canal de forma espiral en las palmípedas. En el momento de la cópula, solamente hay un

contacto entre las cloacas del macho y la hembra en el primer caso, mientras que, en el segundo, hay una verdadera penetración. (Peralta y Miazzo, 2002) (Zhao., et al .2010).

2.4. Desarrollo testicular y espermatogénesis

El origen embrionario de los testículos es el epitelio germinal del mesonefros, el cual se diferencia hacia el cuarto a quinto día de la incubación. Del mesonefros también se deriva el epidídimo y los conductos deferentes, el cual se observa hacia el día 18 de la incubación (Peralta y Miazzo, 2002) (Zhao., et al .2010).

El crecimiento y desarrollo de los testículos está influenciado por diferentes factores de liberación hipotalámica y la secreción de hormonas gonadotrópicas. Sin embargo, la actividad neurosecretora del hipotálamo, está influenciado por la etapa de la edad y el estímulo medio ambiental (fotoperiodo) (Boni, et, al, 2007) (Johnson & Sturkie 2000).

Recientemente se ha comprobado que la Hormona Folículo Estimulante (FSH) estimula el crecimiento, la diferenciación y la actividad espermatogénica de los túbulos seminíferos, y que la Hormona Luteinizante (LH) afecta la actividad esteroidogénica de las células de Leydig (Brown et al., 1975) (Johnson y Sturkie 2000) (Sapp, et. al. 2004).

En cuanto a la madurez sexual, el aumento de los niveles en plasma de LH en machos jóvenes al inicio de la pubertad puede ser el resultado de una disminución de la sensibilidad de las neuronas secretoras de la hormona liberadora de LH (LHRH) al *feed back* negativo causado por los esteroides testiculares (Sharp y Gow, 1983) (Peralta y Miazzo 2002) (Sapp, et. al. 2004) (Casanovas, 2004).

También se ha estudiado la epífisis y su importancia en el desarrollo sexual de los machos, pues se ha logrado comprobar que es muy importante en el crecimiento de los testículos, la espermatogénesis y las concentraciones plasmáticas de hormonas androgénicas, especialmente la testosterona (Cogburn y Harrison, 1977) (Peralta y Miazzo, 2002) (Boni, et, al,2007).

Durante las primeras 5 semanas de edad (en los pollos), los túbulos seminíferos se organizan y la multiplicación de las células de la capa basal (la espermatogonia) ocurre. Los espermátocitos primarios empiezan a aparecer cerca de la sexta semana de edad. Durante las siguientes 2 a 3 semanas, el crecimiento de los espermátocitos primarios se lleva a cabo junto con la multiplicación de la capa de las espermatogonias (Johnson y Sturkie 2000).

Los espermátocitos secundarios comienzan a aparecer hacia la décima semana de edad como el resultado de la división de los espermátocitos primarios. Las espermátides (espermatozoides inmaduros) comienzan a aparecer en los túbulos seminíferos hacia las 12 semanas de edad, y hacia la semana 20 están usualmente presentes a lo largo de todo el túbulo. El inicio de la pubertad en los pollos jóvenes se caracteriza por una fase del rápido crecimiento testicular y la espermatogénesis completa. Este periodo generalmente ocurre en un periodo de 8 – 10 semanas (desde las 16 a las 24 semanas de edad) (Johnson y Sturkie 2000) (Sapp, et. al. 2004) (Zhao, et al .2010).

La espermatogénesis en los testículos de los machos adultos, tiene todos los diversos estados desde las células germinales hasta los espermatozoides en una multicapa de células epiteliales. Desde la pared del túbulo hacia el lumen pueden ser encontrados las espermatogonias, espermátocitos primarios, espermátocitos secundarios, espermátides, células de Sertoli (a las cuales las espermátides están fijadas), y los espermatozoides (Zhao, et al .2010) (Sapp, et. al. 2004).

En los gallos, la espermatogénesis completa, desde los espermatocitos primarios hasta su transformación en espermatozoides maduros es de aproximadamente 12 días (Takeda, 1969) (Peralta y Miazzo, 2002) (Zhao, et al .2010).

2.5. CARACTERÍSTICAS DEL SEMEN Y EL ESPERMATOZOIDE AVIAR

Los espermatozoides de las aves son más pequeños si se le comparan con los espermatozoides de los mamíferos (Lake, 1971). El acrosoma es simple y encapsulado por una membrana celular; la cabeza contiene el núcleo; y la cola esta subdividida en el cuello, pieza media, pieza principal y pieza final (Lake et al., 1968) (Bakst y Howarth, 1975) (Donoghue y Wishart, 2000) (Sapp, et. al. 2004).

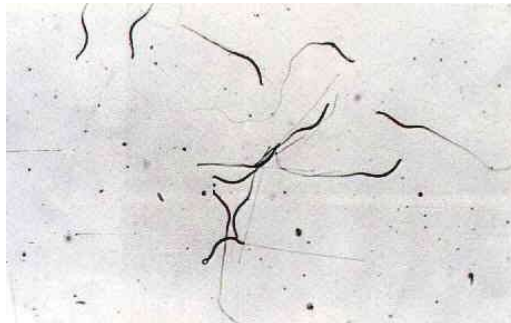


Figura 6. *Espermatozoides de gallos adultos tomado de (Johnso y Sturkie, 2000)*

“El acrosoma del pollo tiene una longitud aproximada de 2 μm de longitud, la cabeza (o el núcleo), tiene cerca de 12.5 μm de longitud; la pieza media (una centriola cilíndrica distal rodeada por una funda de mitocondria), 4 μm de longitud; y la pieza de la cola es de 80 a 90 μm de longitud”, según publicación realizada por Lake en 1981 (Etches, 1998) (Donoghue y Wishart, 2000).

Para la penetración de los espermatozoides al ovulo durante la fertilización, el acrosoma de varias especies aviares contiene cierta actividad enzimática similar a la tripsina (Langford y Howarth, 1974) (Wilson 2006). La región de la cabeza contiene principalmente material genético (DNA y gránulos de cromatina) (Bakst y Howarth, 1975; Lake, 1981) (McGary, et al 2002). Otros componentes del espermatozoide en menor proporción son lípidos, fosfolípidos y minerales (Howarth, 1981) (Etches, 1998) (Donoghue y Wishart, 2000) (Peralta y Miazzo, 2002) (Casanovas,2004).

Dado que las aves no poseen vesículas seminales, ni próstata y el epidídimo es muy rudimentario si se le compara con el de los mamíferos, la composición y las propiedades físicas del semen son muy diferentes (Johnson y Sturkie 2000) (Donoghue y Wishart, 2000) (Zhao, et al .2010).

Harris y Goto en 1984 reportaron la relación entre la actividad de la anhidrasa carbónica en los testículos o en los vasos deferentes y el volumen de semen, espermatozoides y plasma seminal. Esta relación muestra la importancia del balance ácido – base en la maduración y transporte de los espermatozoides y la producción de semen o plasma seminal (Donoghue y Wishart, 2000).

Las características físicas del semen de los gallos incluyen color blanco y opaco, particularmente cuando la concentración de espermatozoides es baja, el pH es de 7.0 – 7.6, dependiendo de la cantidad de fluido transparente presente (Lake, 1971) (McGary, et al 2002).

La colecta de semen y el método usado para esto, determina en gran medida el volumen de semen eyaculado por los machos. Otro factor muy importante es la raza y la variedad entre estos. El volumen de semen promedio es de 0.11ml (cuando se colecta desde la cloaca de la gallina) o 1ml (cuando la colecta es directamente desde el macho). El promedio de la concentración de espermatozoides por

milímetro de semen es 3.5 millones, o, en 0.5 a 1.0 ml de semen, 1.7 a 3.5 billones de espermatozoides (Lake, 1957) (Vilorio, 2010) reporta de 7 billones y un máximo de 8.2 billones en promedio por eyaculado en gallos Brown Leghorn.

La concentración de espermatozoides varía de acuerdo a si las estirpes aviares son de tasas de crecimiento rápido o lento. Así pues, en aves de lento crecimiento la concentración promedio es de 4.9 millones de espermatozoides/ml, y en aves de rápido crecimiento 2.3 millones de espermatozoides/ml (Marini y Goodman, 1969). También se presentaron diferencias en el número de espermatozoides anormales entre las dos estirpes aviares (Donoghue y Wishart, 2000) (Casanovas, 2004) (Boni, et, al, 2007).

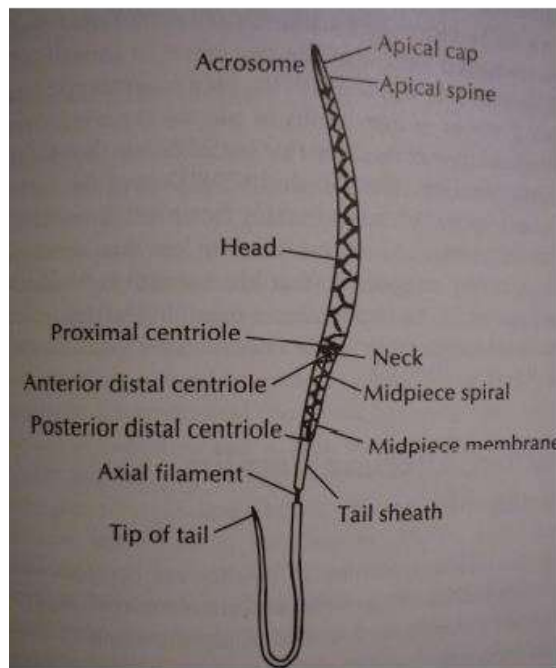


Figura 7. Partes del espermatozoide tomado de (Johnson y Sturkie, 2000)

2.6. Principales características del semen

2.7. Volumen y contenido de los eyaculados

El volumen de los eyaculados, su contenido en espermatozoides y en consecuencia el número total de espermatozoides por eyaculado varían considerablemente en función de:

- ◆ La especie y la estirpe
- ◆ El individuo y su estado fisiológico
- ◆ Las condiciones y el método de recolección, este último puede ser por masaje abdominal, con “ordeño” de la cloaca, o por interrupción de la cópula natural. En general, las distintas especies presentan gran concentración de espermatozoides (Johnson y Sturkie, 2000) (Donoghue y Wishar, 2000). En la tabla 1 se puede observar los volúmenes de semen que obtienen.

Especie	Volumen de los eyaculados(ml)	Contenido en espermatozoides del Semen (x 10 ⁴ /ml)
Gallo		
Estirpe Ligera	0,2 – 0,8	1- 4
Estirpe Pesada	0,3 -1,5	3 – 10
Pavo	0,2 – 1	6 – 12
Pato Común	0,2 – 1,2	1 – 4

Tabla 1. Volumen y contenido en espermatozoides de los eyaculados de diferentes especies domesticas Tomado de (Sauveur, 1992).

En la tabla 2 se describe la morfología de los espermatozoides en las diferentes especies de aves:

Especie	Cabeza	Cola	Total (Cabeza + Cola)
Gallo	13	87	100
Pato	16	81	97
Pavo	19	71	90
Codorniz	22	217	239

Tabla 2. Tamaño (μm) de los espermatozoides de distintas especies de aves (Fujihara, 1991) (Sauveur, 1992).

2.8. HORMONAS SEXUALES DEL MACHO

2.8.1. Hormonas andrógénas.

En los testículos se producen y se secretan un número de esteroides los cuales están involucrados en un efecto de *feed back* en la secreción de la gonadotropina, principalmente LH (Sharp y Gow, 1983) y en el estímulo del desarrollo y mantenimiento de órganos sexuales secundarios (Lofts y Masa, 1980) (Ottinger et. al, 2002) (Chen et. al, 2006) (Chen et, al, 2010).

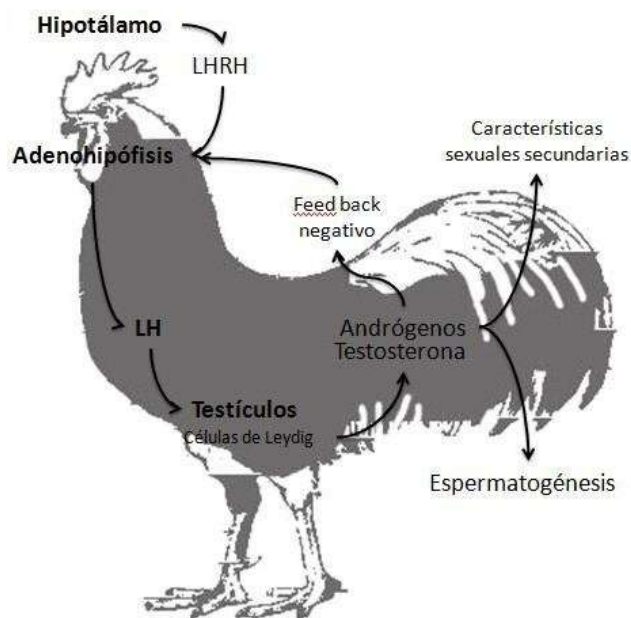


Figura 8. Hormonas sexuales del macho (Johnson y Sturkie, 2000)

Los estudios llevados a cabo *In vitro*, sugieren que la testosterona es el principal esteroide producido y secretado por los testículos de los pollos sexualmente maduros (Galli et al., 1973), (King, 2002) aunque también se encuentran relativamente grandes cantidades de progesterona y pequeñas cantidades de estradiol - 17β (Tanabe et al., 1979) (Wajchenberg, 2000). Se considera que las células de Leydig son probablemente el sitio de la producción de andrógenos. Debido a la foto estimulación, el número de las células de Leydig aumenta. Los niveles plasmáticos de la testosterona también aumentan (Lam y Farner, 1976) (Johnson y Sturkie, 2000).

El metabolismo esteroideo varía dependiendo del estado reproductivo. La elevación en la producción de testosterona durante el estado fotosensible sugiere que hay un efecto estimulador de andrógenos en la espermatogénesis, mientras que el estado de regresión testicular puede representar un *feed back* negativo para inhibir la secreción de gonadotropinas por el hipotálamo y/o la hipófisis (Lofts y Murton, 1973) (Johnson y Sturkie, 2000) (Boni, et, al ,2007).

2.8.2. Inicio de la pubertad.

Durante la aparición de la pubertad en los pollos jóvenes (de 16 a 24 semanas de edad), hay un incremento significativamente alto de hormona luteinizante (LH) en el plasma, seguido en las 1 a 2 semanas posteriores de un aumento en la testosterona plasmática (de 2.3ng/ml a las 16 semanas a 9.5ng/ml a las 24 semanas) y de la androstenediona (de 3.5 a 6.7ng/ml) (Johnson y Sturkie, 2000) (Boni et,al, 2007).

Se ha demostrado que los niveles sanguíneos de la testosterona presentan un ritmo diurno (Schanbacher et al., 1974) (Gulati et al., 1981) y además también tiene

liberación al torrente sanguíneo de manera pulsátil (Wilson et al., 1979) (Ottinger, 1983) (Johnson & Sturkie 2000) (Boni, et, al, 2007).

Las concentraciones plasmáticas de estrógenos en los pollos adultos (Tanabe et al., 1979) son tan bajas y casi indetectables independiente del estado de la actividad reproductiva (Johnson y Sturkie, 2000).

2.8.3. Gonadotropinas (FSH y LH).

El número de sitios de unión de la FSH parece que está regulada por la FSH que actúa de manera sinérgica con la testosterona (Tsutsui y Ishii, 1980). Los receptores específicos de la LH en tejido testicular de aves aún no se han aclarado completamente. Sin embargo, la LH en pollos estimula la actividad de las células intersticiales y la síntesis de andrógenos, alguna evidencia sugiere que la acción de la LH esta mediada por la unión específica de la LH a las células de Leydig y las células intersticiales (Maung & Follett, 1977) (Ottinger, 2002) (Che, et.al, 2006) (Chen et, al, 2010) (Zhao et al 2010).

La testosterona es el principal esteroide producido y secretado por los testículos de los pollos sexualmente maduros (Galli et al., 1973), aunque también se encuentran relativamente grandes cantidades de progesterona y pequeñas cantidades de estradiol - 17 β (Tanabe et al., 1979). Se considera que las células de Leydig son probablemente el sitio de la producción de andrógenos. Debido a la fotoestimulación el número de las células de Leydig aumenta al igual que los niveles plasmáticos de testosterona (Lam y Farner, 1976) (Johnson y Sturkie 2000).

El metabolismo esteroideo varía dependiendo del estado reproductivo. La elevación en la producción de testosterona durante el estado fotosensible, sugiere que hay un

efecto estimulador de andrógenos en la espermatogénesis, mientras que el estado de regresión testicular puede representar un feed back negativo para inhibir la secreción de gonadotropinas por el hipotálamo y/o la hipófisis (Lofts y Murton, 1973) (Johnson y Sturkie, 2000) (Boni et. al 2007).

Durante la aparición de la pubertad en los pollos jóvenes (de 16 a 24 semanas de edad), hay un incremento significativamente alto de la hormona luteinizante (LH) en el plasma, seguido de 1 a 2 semanas posteriores de un aumento en la testosterona plasmática (2.3 ng/ml a las 16 semanas a 9.5 ng/ml a las 24 semanas) y de la androstenediona (de 3.5 a 6.7ng/ml) (Johnson y Sturkie, 2000) (Boni, et, al.,2007).

Se ha demostrado que los niveles sanguíneos de la testosterona presentan un ritmo diurno (Schanbacher, et.al., 1974) (Boni et, al, 2007) (Gulati et al., 1981). Además, tiene liberación al torrente sanguíneo de manera pulsátil (Wilson et al., 1979) (Ottinger, 1983) (Johnson y Sturkie, 2000) (Boni et, al 2007).

Las células intersticiales producen varios andrógenos, pero la principal hormona en la sangre es la testosterona. Cuando se alcanza la madurez sexual, la producción de testosterona esta estimulada por las concentraciones sanguíneas de la gonadotropina, (LH). En el animal maduro, las concentraciones de LH en sangre se mantienen por un mecanismo de retrofuncionalidad negativa, en el que las elevadas concentraciones de testosterona inhiben la secreción de la hormona liberadora de gonadotropina (GnR), que inhibe a su vez la secreción de LH. Cuando la secreción de ésta disminuye, declina la de andrógenos y por tanto aumenta la de GnR y la de LH. En ausencia de la retrofuncionalidad negativa, que es el caso de los castrados, la concentración de LH es 20-30 veces mayor que la de un macho intacto (McGary y Ottinger, 2002) (Chen et.al., 2006) (Chen.T., et.al., 2010).

2.9. CARACTERÍSTICAS SEXUALES SECUNDARIAS

El potencial de los rasgos músculo-esqueléticos, específicamente DPW (anchura pélvica dorsal), y otras características sexuales secundarias se estimaron para indicar niveles de fertilidad del macho en algunas variedades genéticas de reproductores de pollos de engorde. Por ejemplo, la DPW se correlacionó con los niveles de fertilidad, sugiriendo un impacto directo de la conformación pélvica en cuanto a la capacidad física para montar e inseminar con éxito (Mc Gary et.al. 2003).

Las características sexuales secundarias que pueden diferenciar a los machos de las aves incluyen el tamaño de la cresta, el plumaje, la estructura de las plumas, vocalización y conductas. En general, todos estos aspectos son regulados por los andrógenos (McGary, et.al 2002) (Casanovas, 2004). Existe un vínculo claro entre el peso corporal, el peso testicular y la fertilidad, por lo que es esencial un adecuado manejo de los gallos, así el desarrollo de los testículos será el adecuado. Aun así, el peso corporal del macho no es la solución definitiva para lograr una fertilidad óptima (Powley, 2008).

2.9.1. Cresta

El efecto de los andrógenos en el crecimiento de la cresta ha sido bien estudiado y ha sido usado como la base de bioensayos en los cuales se usan andrógenos (Munson y Sheps, 1958) (McGary, et.al 2002). La testosterona induce el crecimiento de la cresta (Etches,1998) (McGary, et al 2002).

2.9.2. Barbilla

Son pliegues dobles de piel pendiente, con una cara medial y otra lateral, suspendida de la región mandibular. Al aumentar la edad, la masa de las gárgolas empuja los pliegues hacia abajo. La estructura histológica de las barbillas es similar a la cresta, la capa intermedia también de tejido mucofibroide (Sisson y Grossmann, 1982) (Catala, 2005).

Desde la Semana 13 hasta la semana 24 se preparan las aves para la madurez sexual. Se desarrollan los caracteres sexuales secundarios (gracias al aumento en la producción de hormonas sexuales) como la cresta y las barbillas y aparecen los primeros cantos. Se completa el desarrollo del aparato reproductor (los testículos llegan a pesar 25 – 30 g) y comienza la producción de esperma. Cualquier fallo en el manejo durante esta fase será perjudicial para el crecimiento testicular y la fertilidad futura, es por ello que debemos asegurar que el ave gane peso semanalmente. A partir de las 15 semanas, el desarrollo sexual acelera, razón por la cual es esencial mantener pesos recomendados durante todo el periodo hasta el momento crítico del alojamiento y el apareamiento (catalana, 2005).

2.10. FACTORES QUE AFECTAN LA FERTILIDAD DEL MACHO REPRODUCTOR

La fertilidad es la capacidad real, en condiciones de granja, para fertilizar los huevos mediante monta natural. El potencial de la fertilidad depende de las características del semen (calidad y cantidad), libido, frecuencia y efectividad de las cópulas y características físicas que garanticen la transmisión de la genética (Pollock, 2002).

Sobre la fertilidad de un lote, tanto machos como hembras tienen responsabilidad, pero la incidencia por parte del macho es mayor, lo cual se hace evidente cuando en lotes viejos se consigue mantener o mejorar la fertilidad por medio de la IA o la introducción de machos reproductores jóvenes (Irtton, 2000). (McGary, et al 2002) (Casanovas, 2004).

La disminución de la fertilidad puede ser el resultado de varios factores medioambientales, nutricionales, médicos o de comportamiento y así mismo ser

consecuencia de intoxicaciones o factores de manejo que lleven a la producción de estrés. Es importante aclarar que la disminución de la fertilidad o infertilidad podría ser de ocurrencia natural y no ser consecuencia de enfermedad (McGary et al 2002) (Casanovas, 2004).

La intensa selección para mejorar la expresión de características altamente heredables como el crecimiento, peso, producción, eficiencia alimenticia y características de la carcasa han sido extremos en el desarrollo del pollo moderno. Sin embargo, estos mejoramientos genéticos podrían estar acompañados por una disminución en las variables reproductivas como un retraso en la madurez sexual y una reducción en la fertilidad generalmente asociada a exceso de peso (Brake et.al, 2007) (McGary, et al 2002).

2.10.1. Factores nutricionales.

Los requerimientos nutricionales de los machos son diferentes al de las hembras, aun así, lo más común es que los machos en el periodo de producción reciban dietas que han sido formuladas para hembras. En general, los pollos comen para satisfacer sus necesidades de energía y al alimentarse con dieta de hembra consumen calcio y proteína por encima de sus necesidades metabólicas. (Zhang, 1999) (Brake, 2007). Los niveles de proteína cruda (PC) no afectan el volumen seminal y la concentración espermática durante el periodo de recría; Los casos donde se pueden evidenciar alteraciones de las características seminales y disminución en la fertilidad se relacionan con un bajo consumo de energía metabolizable durante el periodo de producción

2.10.2. Energía metabolizable y proteína cruda

Aunque se ha demostrado que administrar a los machos dietas con bajo contenido de proteína cruda (PC) durante el periodo de recría no afecta el volumen seminal ni la concentración espermática, se ha reportado que el bajo consumo de energía

metabolizable durante el periodo de producción puede ser responsable de las alteraciones de las características seminales y una disminución en la fertilidad (Zhang, et al, 1999) (Brake y col., 2007).

2.10.3. Factores fisiológicos.

Se ha sugerido que los niveles circulantes de FSH y no los de testosterona están altamente relacionados con el tamaño testicular, producción espermática y teóricamente con un alto desarrollo reproductivo (Kirby y col, 1998) (Santiago, et, al, 2009).

En un estudio en donde se evaluó la relación de la FSH en la fertilidad de machos reproductores de 28 a 30 semanas de edad, se demostró que los niveles de FSH circulatorios estuvieron relacionados con el tamaño testicular y la producción espermática; así mismo se encontró que los niveles de FSH se pueden alterar por condiciones de manejo (restricción alimenticia, disminución en el consumo de agua, estrés prolongado) y finalmente reducir la producción de esperma.

En estudios experimentales se ha interrumpido el desarrollo testicular normal implementando una restricción alimenticia entre la sexta y octava semana de edad, dando como resultado una reducción en el tamaño testicular y la producción espermática (Kirby y col, 1998) (Boni, et, al, 2007).

Al mismo tiempo los hallazgos de piedras calcificadas en el conducto eferente del epidídimo de diferentes machos podrían resultar en un completo bloqueo del tránsito espermático y reducir dramáticamente la fertilidad. Todavía no se ha dilucidado las causas que llevan a la formación de estas piedras, pero se cree que están relacionadas con la nutrición (Kirby et. al, 1998) (Boni et, al, 2007).

2.10.4. Factores externos

Después de la estimulación lumínica, el desarrollo físico de los testículos es significativo; en este proceso, las aves se vuelven sexualmente maduras y se inicia la producción de esperma. También es importante resaltar que el desarrollo de los testículos y la producción de semen ocurren entre las 28 y 30 semanas de edad. Después del pico, el tamaño de los testículos y la fertilidad naturalmente disminuyen (Powley, 2008).

2.10.5. Temperatura ambiental

Unas temperaturas por encima de 34 °C y debajo de 5 °C, pueden reducir la producción de espermatozoides disminuyendo la fertilidad, como la producción de espermatozoides es de aproximadamente 15 días, estos factores podrán provocar una caída de fertilidad mínima de 15 días, luego es necesario que se detecten precozmente las anomalías de manejo (Etches, 1998) (Irton, 2000).

2.10.6. Quimioterapia

Las Sulfas pueden causar una disminución en fertilidad de hasta 40%, ellas destruyen algunas camadas de las células germinativas y el problema aparece 2 a 3 semanas después.

La Furazolidona arriba de 280 partes por millón, provoca baja de fertilidad. Su efecto parece estar relacionado a la motilidad espermática y el cuadro es reversible. (Johnson y Sturkie, 2000).

2.10.7. Toxinas.

Numerosas toxinas pueden afectar la espermatogénesis en las aves; se ha reportado que la exposición a mercurio disminuye notoriamente la espermatogénesis. Se ha encontrado que algunos fungicidas a base de cobre en el alimento causan supresión de la espermatogénesis e induce atrofia testicular. Una degeneración testicular cística ha ocurrido en aves las cuales han sido alimentadas con furazolidona (Brake et.al, 2007).

2.11. RELACIÓN ENTRE CARACTERÍSTICAS FENOTÍPICAS Y FERTILIDAD:

Antes de hablar de las relaciones entre características fenotípicas y fertilidad es imprescindible mencionar que es de vital importancia garantizar un tamaño de esqueleto para poder aparearse eficazmente durante todo el periodo de puesta del lote, lo cual se logra con un buen desarrollo en la fase de cría para que tengan un buen arranque (McGary, 2002) (Sapp, et. al. 2004).

Dentro de las características que se deben tener en cuenta para hacer una buena relación entre estas y una buena fertilidad hay que tener en cuenta:

- Pechuga
- Dedos rectos
- Patas largas
- Espalda recta
- Pico en buen estado (resultado del corte)
- Cresta
- Tamaño testicular
- Ancho de cadera

2.11.1. Pechuga.

La conformación de machos con pechuga demasiado grande tiene un impacto negativo en la capacidad de apareamiento. Debido a que existe una disminución de la fecundidad ya que los machos de pecho grande no logran alcanzar un contacto completo cloacal con las hembras (Wolanski et.al. 2004).

Sirve para determinar la conformación de las aves la cual es producto de una alimentación favorable a esta se le asigna una valoración de 1 a 5 según el diagrama, siendo los valores ideales entre 3 (a las 30 semanas) y 4 (hasta las 60 semanas) (Boni, et, al,2007).

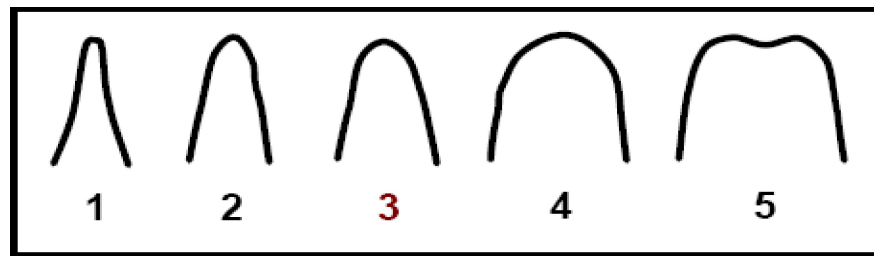


Figura 9. Valoración de las pechugas según su conformación rangos: de 1 a 5

Machos de conformación de pechuga fina, tienen mayor capacidad de equilibrio durante la cópula, al contrario, machos con exceso de peso, tienen una postura más horizontal y tienden a perder el equilibrio durante el proceso y se deslizan sobre las hembras y/o las pisotean para encontrar la posición adecuada, volviéndose más agresivos, provocando cortes accidentales en las hembras, causando aumento de mortalidad.

Una mayor conformación de pechuga no significa necesariamente un mayor tamaño testicular.

2.11.2. Dedos rectos.

Esta característica es esencial debido a que en gran medida el éxito de una copulación depende de un correcto agarre del macho sobre la hembra y esto gracias a una correcta posición del dedo intermedio ya que este se engancha en la raíz del ala permitiendo que el macho se balancee sobre la hembra y logre fertilizarla.

2.11.3. Patas largas.

Aunque el estudio realizado por Kirby en 1998, mostro que no existe correlación positiva ni negativa en cuanto a esta característica y fertilidad, pero si le es más fácil para un macho de patas largas poder dar el beso cloacal de manera más ágil y rápida a la hembra que un macho que tanga las patas cortas.

2.11.4. Espalda recta.

Esta característica le confiere al macho una mayor estabilidad al momento de la copula por lo cual es favorable a nivel reproductivo pues las copulas de estos machos van a ser efectivas. (Johnson y Sturkie, 2000).

2.11.5. Pico.

Se les corta el pico en los primeros días de vida esto debe hacerse con mucho cuidado, ya que un mal corte trae como consecuencia una des-uniformidad en los lotes provocando bajos índices de fertilidad y aumento de descarte de machos. (Johnson y Sturkie, 2000).

2.11.6. Cresta.

La cresta es una característica fenotípica que se desarrolla dependiendo de los niveles hormonales relacionados el desarrollo reproductivo por esto se dice que esta es una característica secundaria a la reproducción. Lo mencionado ha motivado la realización de estudios en los que se ha demostrado que el tamaño (área) de la cresta está relacionado de manera positiva con el estado de fertilidad del gallo teniendo como base que el desarrollo que esta tubo se debe a la influencia de las hormonas que a su vez promueven el desarrollo testicular y por ende el estado reproductivo favorable del animal (Johnson y Sturkie, 2000) (Sapp et. al. 2004).

La cresta simple de un gallo consta de las siguientes partes: base, cuerpo, puntas y pala. La base de la cresta está unida a la cabeza y es más larga y ancha que el cuerpo de la cresta, el cual presenta una forma roma; la pala se proyecta caudalmente desde el cuerpo (Sisson y Grossmann, 1982) (Sapp, et. al. 2004).

Las gárgolas o barbillas son pliegues dobles de piel pendiente, con una cara medial y otra lateral, suspendida de la región mandibular. Al aumentar la edad, la masa de las gárgolas empuja los pliegues hacia abajo. La estructura histológica de las barbillas es similar a la cresta, la capa intermedia también de tejido mucofibroide, (Sisson y Grossmann, 1982) (Sapp, et. al. 2004).

2.11.7. Tamaño testicular.

El crecimiento y desarrollo de los testículos es ampliamente dependiente de factores de liberación hipotalámica y la secreción de hormonas gonadotrópicas. Por otra parte, la actividad neurosecretora del hipotálamo, está influenciado por la etapa de la madurez sexual (edad) y el estímulo medio ambiental (fotoperiodo). Este motivo es la explicación del por qué se genera el desarrollo testicular al momento del incremento lumínico alrededor de la semana 25 a 28 cuando empieza la etapa

de madurez reproductiva del macho. Del crecimiento que se logre depende en gran medida la habilidad reproductiva ya que se ha demostrado que el tamaño testicular está relacionado de forma positiva con la fertilidad, teniendo en cuenta como valores de referencia mostrados por avigen, se puede pronosticar que el macho con peso testicular menor a 6 gramos son infértiles, así mismo el tamaño testicular está relacionado de forma directa con el peso corporal de manera que una disminución marcada de peso genera de forma inmediata una regresión testicular no regenerativa por lo cual es de suma importancia mantener controlado el peso para tener un macho con la habilidad de copular (evitar sobrepeso) y con gran capacidad de fertilizar su harem (Johnson y Sturkie 2000).

2.11.8. Ancho de cadera.

Las primeras cuatro características son importantes al momento de copular, ya que si alguna o varias no son favorables en el macho este a pesar de ser fértil, no va a poder fertilizar a la hembra que es el propósito principal, en cuanto al pico, su relación con la fertilidad es directa pues de que el macho aproveche el alimento depende su nivel productivo y las últimas tres características (cresta, tamaño testicular y ancho de cadera) se ha demostrado que poseen una correlación positiva con la fertilidad del macho es decir que si estas características fenotípicas cumplen con los parámetros de la estirpe se puede predecir que este macho es fértil por lo tanto es apto para la reproducción (Johnson y Sturkie 2000).

Se debe mencionar el papel de la hembra en la reproducción en las granjas avícolas ya que la capacidad para fertilizar del esperma está directamente relacionada con la viabilidad de las células que se encuentran en el tracto reproductivo de la hembra, de tal modo se encuentra que hembras de mayor edad tienen células muertas o moribundas que disminuyen la probabilidad de sobrevivencia del esperma disminuyéndose así la fertilidad (Johnson y Sturkie, 2000).

Es importante resaltar que cambios en el medio ambiente y en la nutrición, podrían disminuir el volumen de eyaculado y motilidad, aumentando el número de anomalías en espermatozoides, considerando que la producción de espermatozoides es un proceso continuo, la cual se mide por un tiempo específico (Chacón, 2000 citado por López en 2007); queriendo así decir que de una cuidadosa valoración de la fertilidad, dependerá la utilización futura del material seminal y el grado de aprovechamiento de los eyaculados obtenidos durante su vida reproductiva; es decir, las dosis producidas por eyaculado en función del número de espermatozoides viables (Johnson y Sturkie, 2000).

La eficiencia reproductiva es el factor más importante que afecta la rentabilidad del sistema de producción, teniendo un mayor impacto sobre el retorno económico en la producción de carne que la tasa de crecimiento o la calidad del producto. En conjunto, la eficiencia reproductiva del macho y de la hembra contribuye a expresar el desempeño reproductivo (Chacón, 2000) citado por López, A. en 2007.

2.12. Métodos de obtención del semen

2.12.1. Recolecta del semen.

Entre los métodos más utilizados y eficaces para la obtención del semen está el masaje dorso-abdominal con ordeño de la cloaca, descrito por Burrows y Quinn en 1935. Otro método utilizado en patos y rapaces es el de recogida con vagina artificial siempre que se disponga de una hembra estimuladora o en el caso de las rapaces que el animal esté improntado. (Manual de inseminación artificial Granja la Constancia- Tolima)

Independientemente de la técnica empleada siempre se debe efectuar un entrenamiento antes de la puesta en práctica.

2.12.2. Obtención del semen mediante masaje.

Esta técnica requiere de la mano de dos personas. Una es la que realiza el masaje en la región dorso-abdominal al macho y lo sujeta, al cabo de dos o tres pasadas de la mano el ave levanta la cola y muestra la cloaca muy manifiesta con el pene en semieversión, se oprime la región lateral de la cloaca, lugar donde se encuentran las vesículas espermáticas consiguiendo la expulsión del semen. Es entonces cuando la segunda persona debe recoger el semen por aspiración evitando coger paralelamente orina, heces etc...ya que estos fluidos tienen efectos desfavorables sobre la calidad espermática y poder fecundante del semen obtenido (Manual de inseminación artificial Granja la Constancia- Tolima).

2.12.3. Obtención del semen con ayuda de una hembra estimuladora.

La obtención del semen mediante una hembra estimuladora es el más utilizado en los patos, alojando los machos en jaulas individuales, se les presenta una hembra para estimularlos y si la hembra esta receptiva y el macho sexualmente activo, el cortejo se produce rápidamente. Es entonces cuando se va a producir la cópula cuando el operario debe hacer salir el pene haciendo una ligera presión encima de la cloaca con la posterior erección de este y su consecuente salida de semen tomado del Manual de inseminación artificial Granja la Constancia-Tolima.

Para poder adiestrar los machos estos deben de iniciarse en el momento en que empiezan a ser sexualmente activos. En el caso de las aves rapaces improntadas el que actúa como estímulo sexual para el macho, es el propio criador (maestro cetrero), aunque el mecanismo por el cual se produce este estímulo en el ave no está muy claro, la técnica consiste en hacer subir a la rapaz encima de una especie de gorro que se pone en la cabeza el criador y que actúa

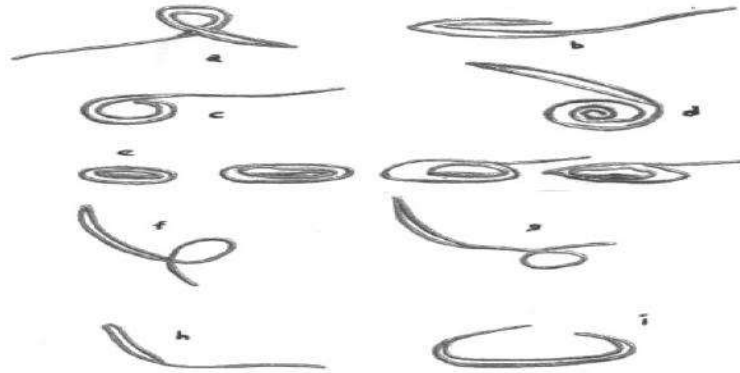
como mecanismo de recogida del semen según se sugiere en el manual de inseminación artificial de la granja la Constancia Tolima

2.12.4. Anormalidades en el semen.

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 en 1957 (Hafez, B. 2002), es una anormalidad 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 más 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, Del mismo modo la abundante presencia de espermatozoides con gotas protoplasmática indica escasa madurez y animales sometidos a un régimen sexual extremado (Pérez, 1966) (Hafez, 2002).

El semen contiene normalmente cierta proporción de espermatozoides morfológicamente anormales; cuando esta proporción sobrepasa ciertos límites, generalmente más del 20 por ciento, influye negativamente sobre la fertilidad. El método más 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) (South, 2000) (Hafez, 2002).



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.

Figura 10. Anormalidades en el espermatozoide de las aves domésticas. (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
- 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) (Hafez, 2002).

2.12.5. Técnicas para valoración del semen.

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 (Hafez, 2002) (Johnson y Sturkie 2000). Se ha observado que la mayor cantidad del epitelio seminífero se atrofia a las 60 semanas, lo que sugiere una disminución en el rendimiento espermático relacionado con la edad (Wolanski, et.al. 2004).

2.12.6. Volumen.

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 pollo es muy variable, y depende de factores como: edad, raza, método de eyaculación y frecuencia de eyaculado. (Sturkie, 1968) (Hafez, 2002) (Segura et al, 1991) (Hafez, 2002), indican que las producciones de espermatozoides tienden a declinar con la edad, igualmente mencionan que existen diferencias en el volumen, pero no en la fertilidad. En los pollos 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 (Donoghue y Wishart, 2000).

Juárez y Conejo en el 2004 indican que el volumen espermático, así como la motilidad y la concentración de espermatozoides en el semen varía de un gallo a otro. Bilcik en el año 2005 detecto en gallos reproductores pesados con altas concentraciones espermáticas tienen baja fertilidad. Aunque observe que estos mismos gallos tienen una alta fertilidad cuando están alojados en jaulas individuales

y sugiere que la fertilidad del macho es un parámetro relativo que depende de la calidad reproductiva de otro macho; competidor del mismo grupo. Se espera que la edad influya sobre la calidad espermática del gallo, es decir, que a mayor edad menor calidad del eyaculado.

2.12.7. 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) (Hafez, 2002). Las primeras eyaculaciones del pavo adulto, pueden ser de aspecto lechoso y más claras las siguientes (Zemjanis, 1970) (Donoghue y Wishart, 2000) (Hafez, 2002).

2.12.8. 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) (Donoghue y Wishart, 2000).

2.12.9. 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 más 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) (Donoghue y Wishart, 2000) (Hafez, 2002).

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) (Donoghue y Wishart, 2000) (Jacome, 2005).

2.12.10. 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. 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) (Turkey, 2000). 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 más fácilmente el movimiento espermático (Holy, 1983). (Johnson y Sturkie 2000) (Donoghue y Wishart, 2000). (Jacome 2005)

2.12.11. 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 (A.L. Johnson, P.D. Sturkie 2000) (Donoghue.A & Wishart G, 2000).

2.12.12. Factores nutricionales.

El hallazgo de piedras calcificadas en el conducto eferente del epidídimo de diferentes machos podría resultar en un completo bloqueo del tránsito espermático y reducir dramáticamente la fertilidad. (Kirby et.al., 1998; Boni.l., et.al., 2007).

Para maximizar la rentabilidad, es necesario tener una alta producción de huevo, concomitante a la optimización de la tasa de nacimientos y la calidad de pollitos de 1 día. La industria avícola se apoya en los factores nutricionales que influyen en el desempeño reproductivo de machos de acuerdo con la importancia que tienen para la cadena reproductiva. Entre ellos se encuentran los aditivos, como los carotenoides los cuales ayudan a que el sistema de defensa enzimática controle el daño causado por los radicales libres en las células (Kirby et.al., 1998; Boni.l., et.al., 2007).

Surai (2003), demostró que la inclusión del carotenoide cantaxantina en la dieta materna reduce la susceptibilidad a la peroxidación lipídica de los tejidos, en pollos de 1 día de edad. Esta acción podría ser benéfica para las aves de corral, debido al

efecto negativo asociado con los radicales libres formados bajo estrés, crecimiento rápido, las altas tasas de reproducción.

Los carotenoides son pigmentos liposolubles sintetizados por las plantas y microorganismos fotosintéticos (Goodwin, 1986; Olson, 1996) (Carranco J 2011). Estas moléculas pueden actuar como sistemas libres de eliminación de radicales y atenuadores físicos, absorber y disipar el exceso de energía de las especies químicas altamente reactivas (Böhm et al., 1997) (Carranco J 2011). Otras funciones que han sido atribuidas a los carotenoides incluyen la promoción de las células diferenciales (Zhang et.al, 1991; Rock et.al, 1995) regulación de la proliferación celular (Krinsky, 1991) (Carranco J 2011). El mejoramiento de la función inmune (Bendich, 1991) (Carranco J 2011) (Melendez M 2007).

Koutsos et.al. (2003) reportan que el contenido de carotenoides en la dieta materna influyó en la concentración de estos compuestos en los tejidos de la progenie hasta 28 días de edad. Además, las dietas de pollos enriquecidas con carotenoides han demostrado ser el factor determinante de la presencia de carotenoides en hígado en los pollos durante la primera semana de vida (Karadas et al., 2005).

Basado en el importante papel de los carotenoides como antioxidantes y estimulantes del sistema inmune, agentes inmediatamente después de la eclosión. Souza et.al. (2008), reportaron una reducción en el número de huevos infértiles y mortalidad embrionaria y una mejora en la capacidad de eclosión cuando adicionaban 6mg de cantaxantina/K de peso vivo, en pollos de engorde.

Se aplica el nombre de vitamina D a dos componentes: El ergocalciferol o vitamina D2 y el colecalciferol o vitamina D3 (Mattila et al. 2004) (Agudelo González, 2008).

D2 y D3 dietarios son absorbidas a través del intestino delgado y luego transportadas por sangre hasta el hígado, donde se convierten a 25-hidroxi-colecalciferol (25-OHD₃), la principal forma de circulación de la vitamina D₃, que es transportada a los riñones, donde se convierte a 1,25 dihidroxi-colecalciferol (1,25-OH₂D₃), el cual, es la forma metabólica más activa de la molécula (Khan et al 2010). La vitamina D₃ es requerida por las aves para el adecuado metabolismo del calcio y fósforo y su acción, junto con la paratohormona, contribuye a mantener el nivel sanguíneo de calcio, necesario para la formación del esqueleto óseo, pico, uñas y la cascara del huevo (Agudelo González, 2008) (Goncalves et al. 2010).

El producto Hy Chick contiene cantaxantina y 25 Hidroxi vitamina D₃ (precursor aditivo de la vitamina D₃). Los resultados indican un mejoramiento en parámetros reproductivos como: calidad seminal, concentración, fertilidad e incubabilidad, teniendo en cuenta que el alto metabolismo de los espermatozoides y el requerimiento de oxígeno inducen la formación de radicales libres y especies reactivas de oxígeno. Un sistema antioxidante eficiente es esencial para mantener la integridad de la membrana de los espermatozoides, fluidez, flexibilidad y permeabilidad, La cantaxantina (CX), es uno de los carotenoides que ha mostrado buenas propiedades para bloquear radicales libres a bajos niveles de oxígeno (Candelo et, al 2014). Los espermatozoides contienen altos niveles de vitamina E, C, Glutación, Glutación peroxidasa, Superoxido dismutasa. La cantaxantina también reduce la formación de TBARS (Sustancias Reactivas al Ácido Tiobarbitúrico) durante el inicio de las etapas de incubación y en los huevos almacenados.

Una de las ventajas que posee la CX ante los demás carotenoides, es el elevado porcentaje que se transfiere a la yema de huevo respecto al total ingerido en la dieta y de allí al hígado del embrión (Candelo et, al 2014).

Al momento de realizar la estimación colorimétrica, el colorímetro de minolta es uno de los métodos más usados es para yemas de huevo y pollos de engorde, se basa en la expresión de los grados de colores en una esfera que va del blanco al negro en los polos y gira entre verde, amarillo, azul y rojo en el ecuador, es una medición objetiva que permite hacer una evaluación instantánea y computarizada del color exacto de la superficie en estudio (Cisneros, 2013).

2.12.13. Alimentación.

Los alimentos que poseen carotenoides, al ser ingeridos se liberan en el estómago a través de la acción mecánica del tracto digestivo en forma de gotitas de grasa. Posteriormente, se emulsionan en gotas más pequeñas a través de sales biliares. Es así que los carotenoides se incorporan en las micelas compuestas de ácidos biliares, ácidos grasos libres, monoglicéridos y fosfolípidos que serán absorbidos por las células de la mucosa duodenal mediante un mecanismo que involucra la difusión pasiva, mecanismo similar al colesterol. Todos carotenoides, provitamínicos o no, se incorporan a los quilomicrones y son transportados a la mucosa intestinal hacia el torrente sanguíneo a través del sistema linfático. Los carotenoides también pueden ser transportados por otras lipoproteínas, como la lipoproteína de alta densidad (VLDL) (Becker P. 2010). El 25-OH-D parece utilizar como primera medida el sistema porta como sistema de transporte y en segunda medida la linfa. Sin embargo, otro estudio sugiere que toda forma de vitamina D es conducida en la linfa después de ser absorbida, es transportada allí por los quilomicrones, y el 25-OH-D3 por una proteína transportadora de conexión propia, que posee una acentuada afinidad por ese compuesto. De cualquier forma, se sabe que el compuesto 25-OH-D3 es menos dependiente de bilis y mejor absorbido que la vitamina D. (Becker P. 2010).

Las aves alimentadas con dietas que contenían 25-OH-D3 y Cantaxantina, presentaron mejores tasas de eclosión y fertilidad, además de contribuir a una

reducción del porcentaje de mortalidad embrionaria. Así mismo, hubo mejor motilidad y vigor espermático en los gallos que consumieron dietas con Cantaxantina, 25- (OH) -D3, y Cantaxantina más 25- (OH) -D3, por lo que se considera que es un factor contribuyente para mejorar la fecundación de los espermatozoides en las aves (Becker P. 2010).

Becker P. 2010, reporta que cuando se añaden Cantaxantina y 25-OH-D3 a la dieta asociados o aisladamente mejoran la motilidad (%) y el vigor (0 a 5) espermático de gallos reproductores. Además, las dietas que contienen 25-OH-D3 y la cantaxantina mejoran la concentración espermática (número de células x10⁸ / ml) de los gallos. También afirma que la utilización de 25-OH-D3 y Cantaxantina más 25-OH-D3 reduce significativamente la incidencia de alteraciones morfológicas de los espermatozoides del gallo.

2.12.14. Clasificación de los machos.

La clasificación del peso corporal ayuda a mantener uniformidad en los lotes si se hace correctamente. Las hembras deben ser clasificadas entre 23 y 28 días. Los machos deben ser clasificados después de los 35 días de edad. Puede ser necesario hacer una clasificación adicional al final de la fase de mantenimiento. Esta clasificación se debe hacer basada en conformación corporal, condición y pesos corporales. Un monitoreo periódico de peso corporal y condición de las aves es necesario para determinar cambios en composición corporal, condición y reservas corporales en las aves (Guía cobb).

2.12.15. Spiking.

Se le llama spiking a la adición de machos jóvenes a lotes de hembras de más edad con el fin de compensar la disminución de fertilidad que ocurre usualmente después de las 45 semanas de edad. Esta disminución puede ser debido a falta de interés

por apareamiento después de (35 - 40 semanas de edad) o por una reducción en la calidad del esperma, menor eficiencia de cópula (deficiencias en manejo que conlleva a machos con pobre condición física tanto como peso, o defectos en patas y pies, etc.) y exceso de mortalidad del macho debido a una reducida proporción macho-hembra (Guía cobb). Algunos resultados esperados con este manejo son evidentes aproximadamente luego de 2-3 semanas y generalmente con un 2-3% de mejoramiento de incubabilidad. Se espera además estimular la actividad sexual en los machos viejos, la cual dura entre 6-8 semanas.

Hay varios caminos para cometer errores en un programa de spiking. Los errores más críticos son ignorar la salud y el estado parasitario de los machos agregados, uso de machos con pobre condición física, uso de machos inmaduros o agregar jóvenes a un radio de alta población de gallos viejos (Wilson, 2006) Alrededor de las 40 semanas de edad, algunos gallos pierden su vida sexual activa por problemas de sobrepeso o pododermatitis. El manejo para una óptima fertilidad es un proceso activo que persiste durante la vida productiva de la parvada y se requiere pesar frecuentemente aves de ambos sexos y agregar machos jóvenes cuando sea necesario (Wilson, 2006).

2.12.16. Intra-spiking.

Intra-spiking simplemente significa intercambiar del 25-30% de los machos originales entre las casetas de la misma granja sin traer machos jóvenes, para así crear un estímulo similar en la actividad sexual al que se ve cuando se hace spiking. Al igual que spiking, intra-spiking da mejores resultados cuando se hace antes de las 45 semanas. Intra-spiking a las 40 y 48 semanas de edad puede producir buenos resultados (Guía cobb).

2.12.17. Ovoscopia

Se realiza en el día 9 de incubación donde se toma una bandeja al azar del lote cargado y se observa la cantidad de huevos infértiles por bandeja.

2.12.18. % Nacimiento.

Huevos cargados / Pollitos Nacidos.

3. METODOLOGÍA

3.1. Localización



Tomado de Google earth

El estudio se llevó a cabo en la granja San Roque, Vereda Espinalito alto, municipio de Fusagasugá, ubicado en la región del Sumapaz en el departamento de Cundinamarca, correspondiente al trópico medio con una temperatura promedio de 24°C, altura sobre el nivel del mar 1467, con una precipitación superior a los 1.250 mm³; en

Se utilizaron machos reproductores pesados de la línea Cobb 500 de emplumé lento en la etapa de producción de la empresa Colombiana de Incubación S.A.S - Incubacol S.A.S.

En la Granja San Roque el grupo de estudio fue dividido en 4 Galpones 5, 9,10 y 11 con un área útil de 3.555 m² en 28 corrales respectivamente, pertenecientes al lote 854 el cual tenía 19.648 Hembras de Prueba, y 2.357 Machos (12%), donde solamente el 50% de estos machos consumieron Hy Chick (grupo HC) y el otro 50% se tomaron como control (grupo C) por un periodo de estudio de la semana 22 a la 55 de edad.

3.2. Materiales

3.2.1. Animales

Machos reproductores pesados de la línea Cobb 500 en etapa productiva (semana 22 – 25, peso promedio: 3900 gramos), de la granja San Roque, perteneciente a la empresa Colombiana de Incubación (Incubacol SAS).

3.2.2. Universo:

Lote 854

- ✓ Galpones 5, 9, 10, 11
- ✓ Área útil de 3.555 m² dividida en 28 corrales respectivamente.
- ✓ Línea Cobb 500 lote 854 (19.648 hembras de prueba, y 2.357 Machos).

Grupo tratamiento: 1178 Machos (Aprox 1200) Suplementados con HyChick.

- ✓ Grupo control: 1178 Machos sin suplemento.
- ✓ Periodo de estudio: Semana 22 hasta la Semana 55 de edad.

3.2.3. Población

Grupo experimental, 2.357 machos lote 854.

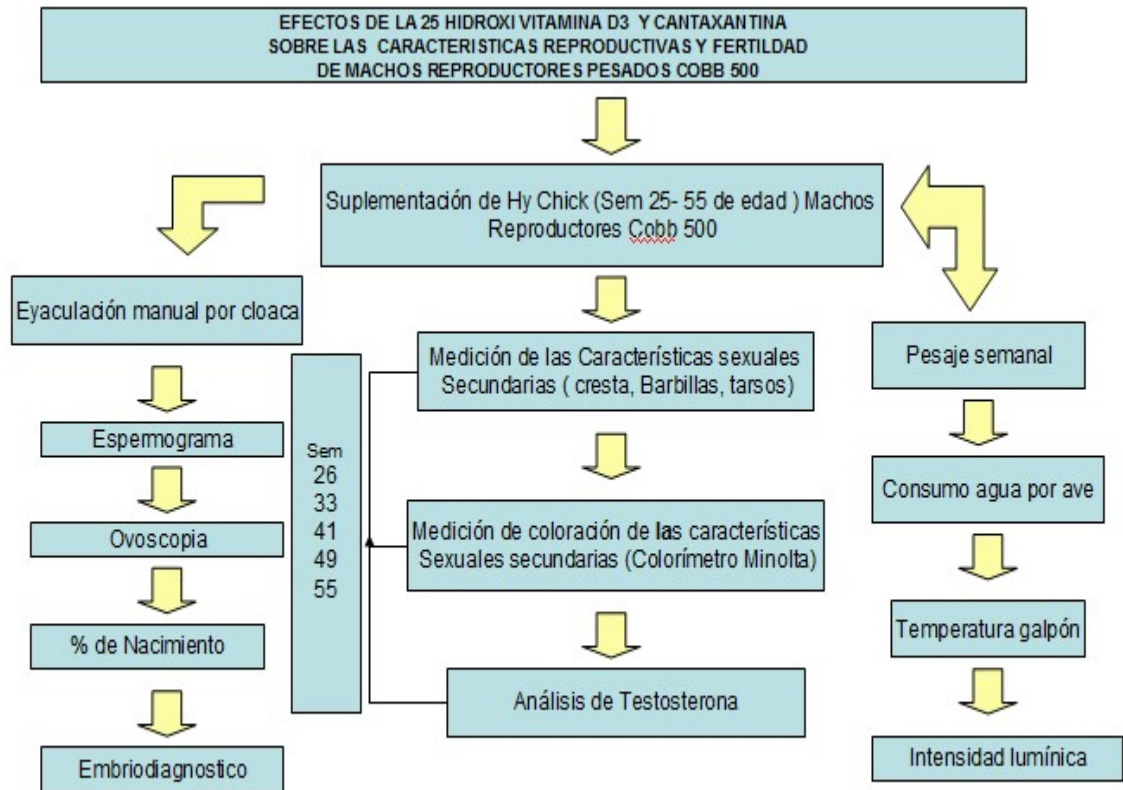
3.2.4. Muestras

84 de 3 ejemplares por corral para cada uno de los muestreos realizados, esta muestra se decidió así por los ejecutores del proyecto para garantizar facilidad en el manejo de los machos y por tiempo ya que los animales no debían ser expuestos altos niveles de estrés y así de este no generar pérdidas en la producción, otras muestras tomadas fueron peso corporal, suero sanguíneo, líquido seminal. Medición de características sexuales secundarias, coloración de cresta, barbillas y tarsos, longitud de crestas y tarsos con el calibrador pie de rey tomadas en milímetros.

Durante cada muestro de las semanas (26,36,4,50,54) se recolectaban los huevos en las mismas recogidas establecidas por la empresa y se enviaban marcados los huevos por corral y tratamiento para así ser incubados. Los huevos Control con negro y los huevos Hy Chick con Rojo.

Los 4 galpones fueron divididos por corrales donde los galpones 5 y 9 tenían 6 corrales, 3 eran Control y otros 3 eran suplementados con Hy Chick, en los galpones 10 y 11 se dividieron en 8 corrales 4 para el grupo Control y 4 Suplementados con Hy Chick, en los galpones 9 y 11 se dejó una reserva de Macho para mantener el número de la muestra.

Los corrales con cada uno de los tratamientos fueron seleccionados al azar, grupo C y grupo HC.



Flujograma 1: . *Diagrama de Procedimientos por muestreo.*

Distribución de las aves por Galpón

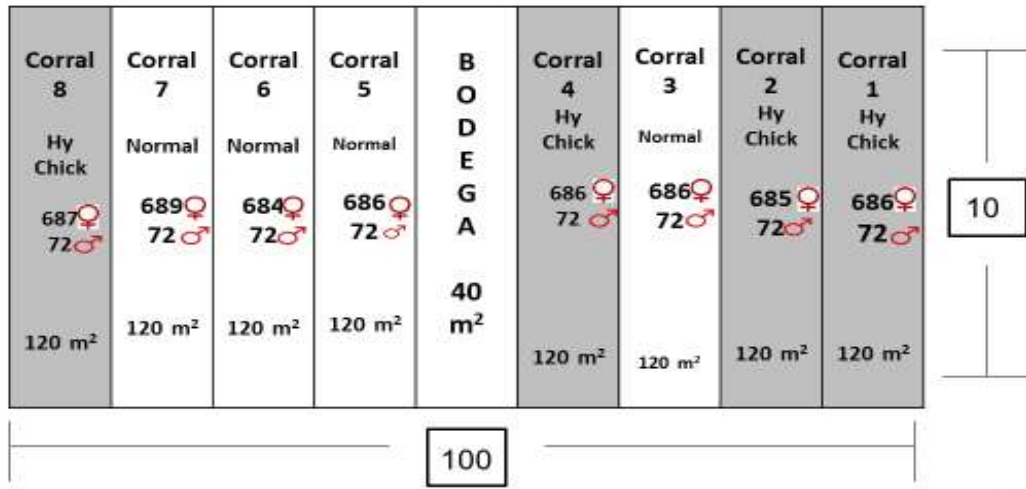
Galpón 5

Corral 1	Corral 2	Corral 3	B O D E G A	Corral 4	Corral 5	Corral 6	10	
Hy Chick	Hy Chick	Normal		Normal	Hy Chick	Normal		
914♀ 96♂	686♀ 72♂	687♀ 72♂		686♀ 72♂	686♀ 72♂	686♀ 72♂		
120 m ²	120 m ²	160 m ²	40 m ²	120 m ²	120 m ²	120 m ²		
							80	

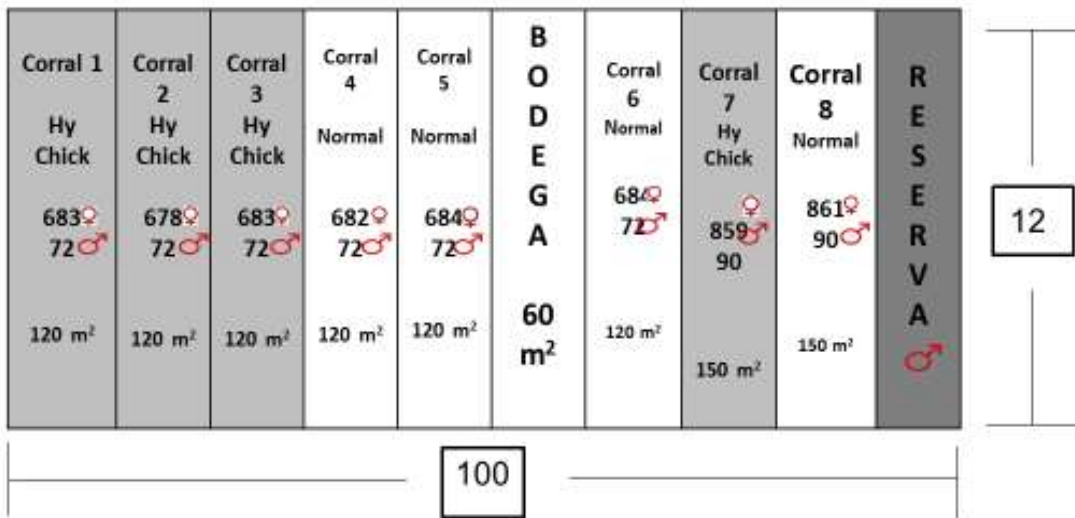
Galpón 9

B O D E G A	Corral 1	Corral 2	Corral 3	Corral 4	Corral 5	Corral 6	12	
96 m ²	Hy Chick	Normal	Normal	Hy Chick	Hy Chick	Normal		
25 m ²	544♀ 58♂	545♀ 58♂	547♀ 58♂	546♀ 58♂	546♀ 58♂	548♀ 58♂		
23m ²	96 m ²	96 m ²	96 m ²	96 m ²	96 m ²	96 m ²		
							60	

Galpón 10



Galpón 11



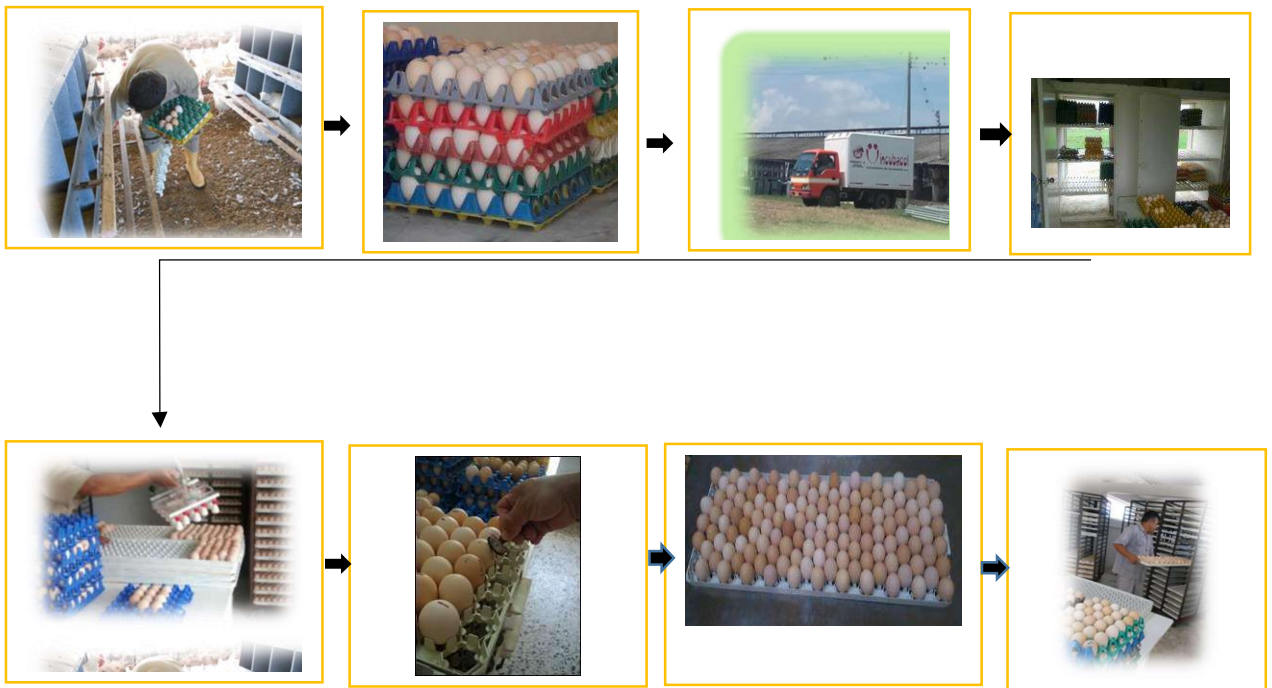
Manejo de Huevo en Granja

Recolección
de Huevo
Incubable

Lavar las manos,
al inicio década
recogida, entre
las recogidas de
huevo de piso y
huevo de nido

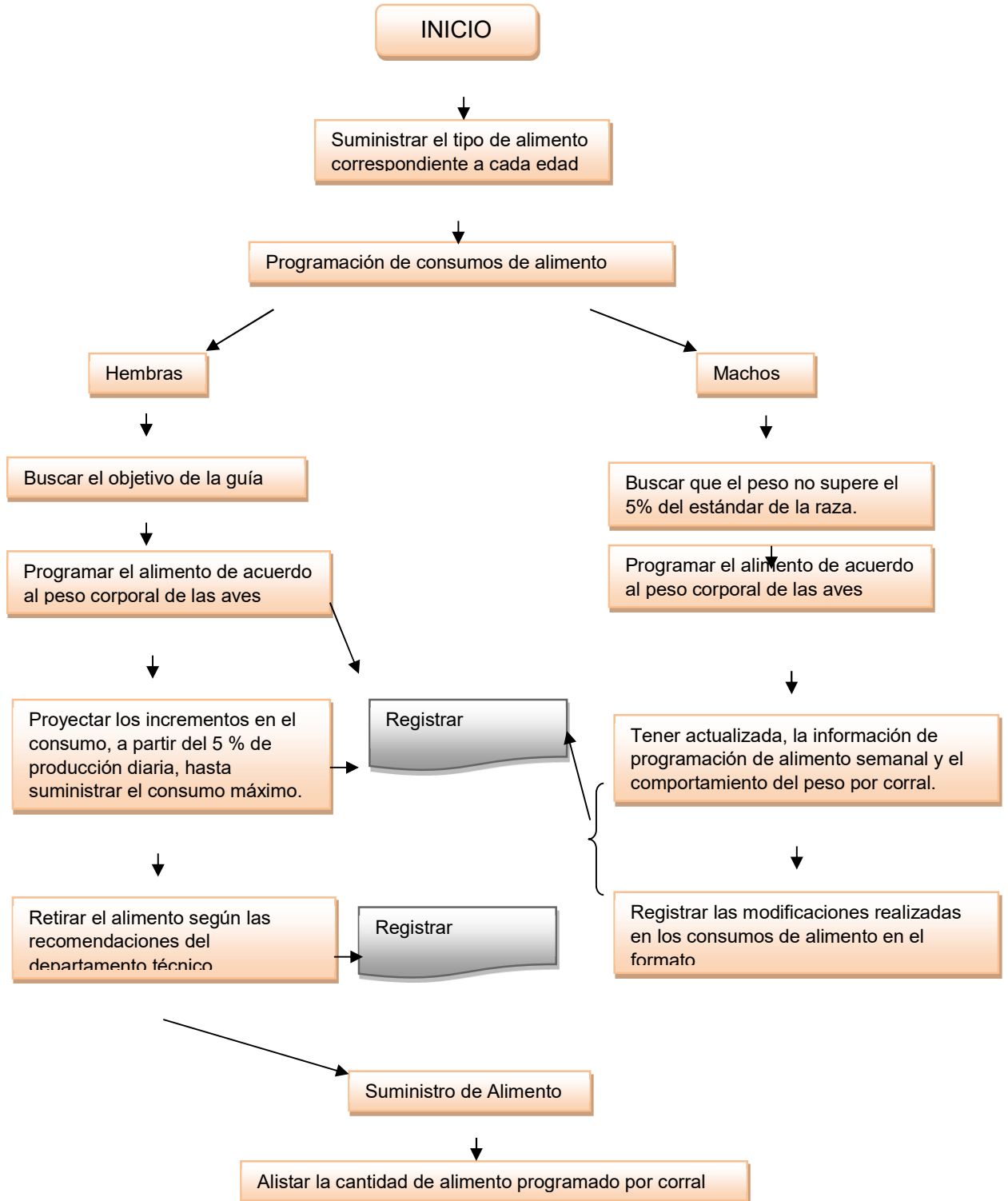
Recoger el
huevo de los
galpones 7
veces al día

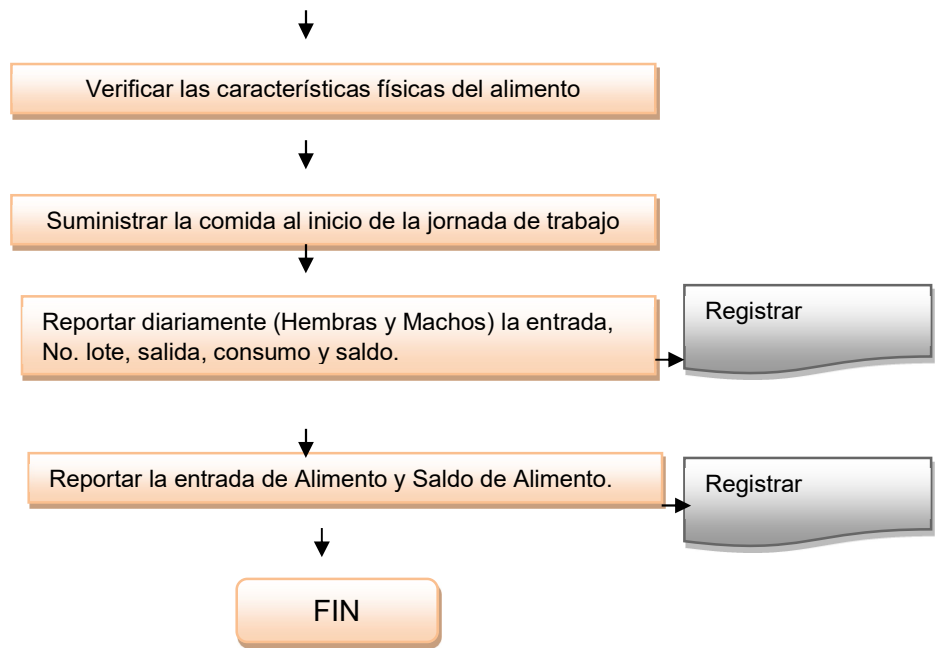
Recogida	Hora
1	7:45 am
2	8:45 am
3	10:15 am
4	11:15 am
5	1:30 pm
6	2:30 pm
7	3:45 pm



Flujograma 2. Manejo Huevo en Granja

Manejo de alimentacion en Machos





Tomado del Manual de Granja San Roque / Procedimiento operativo para manejo de Alimento PR03.01.01.MP006

Flujograma 3. Manejo de Alimentación de Machos



Pesaje de Alimento

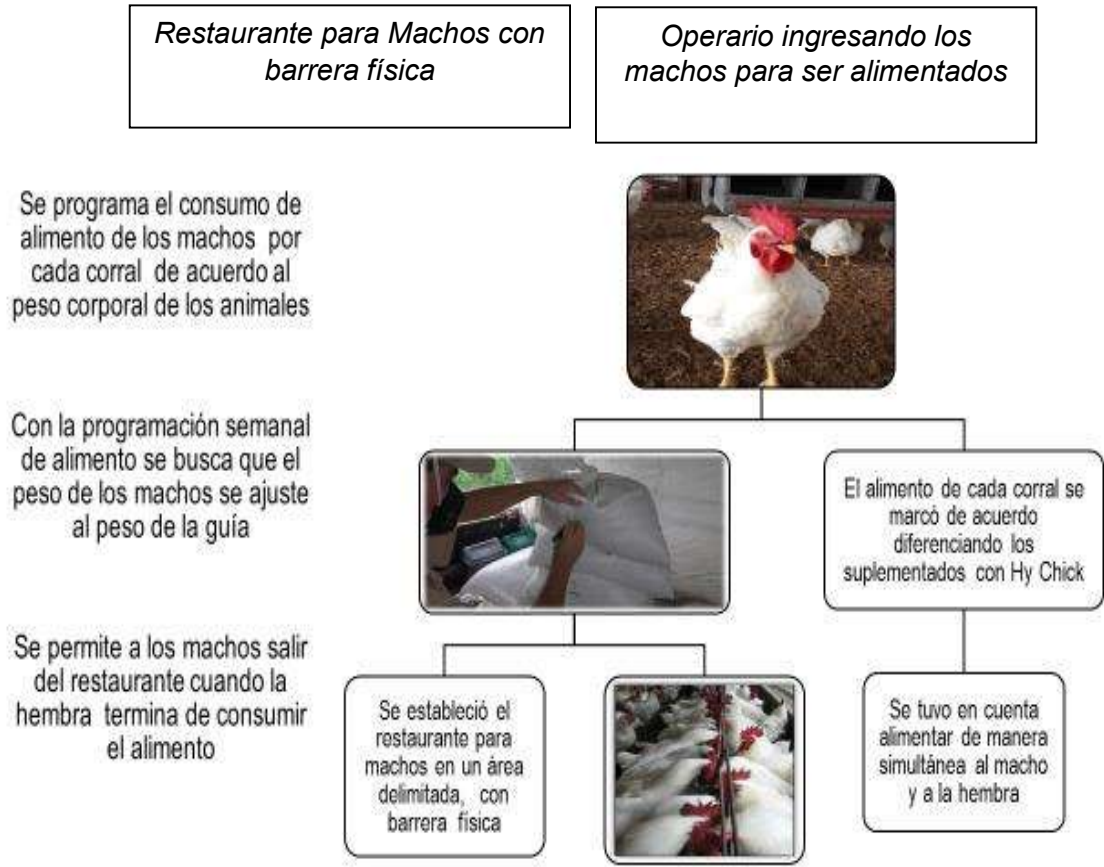


Distribución de Alimento Manual



Comedores de canal para macho

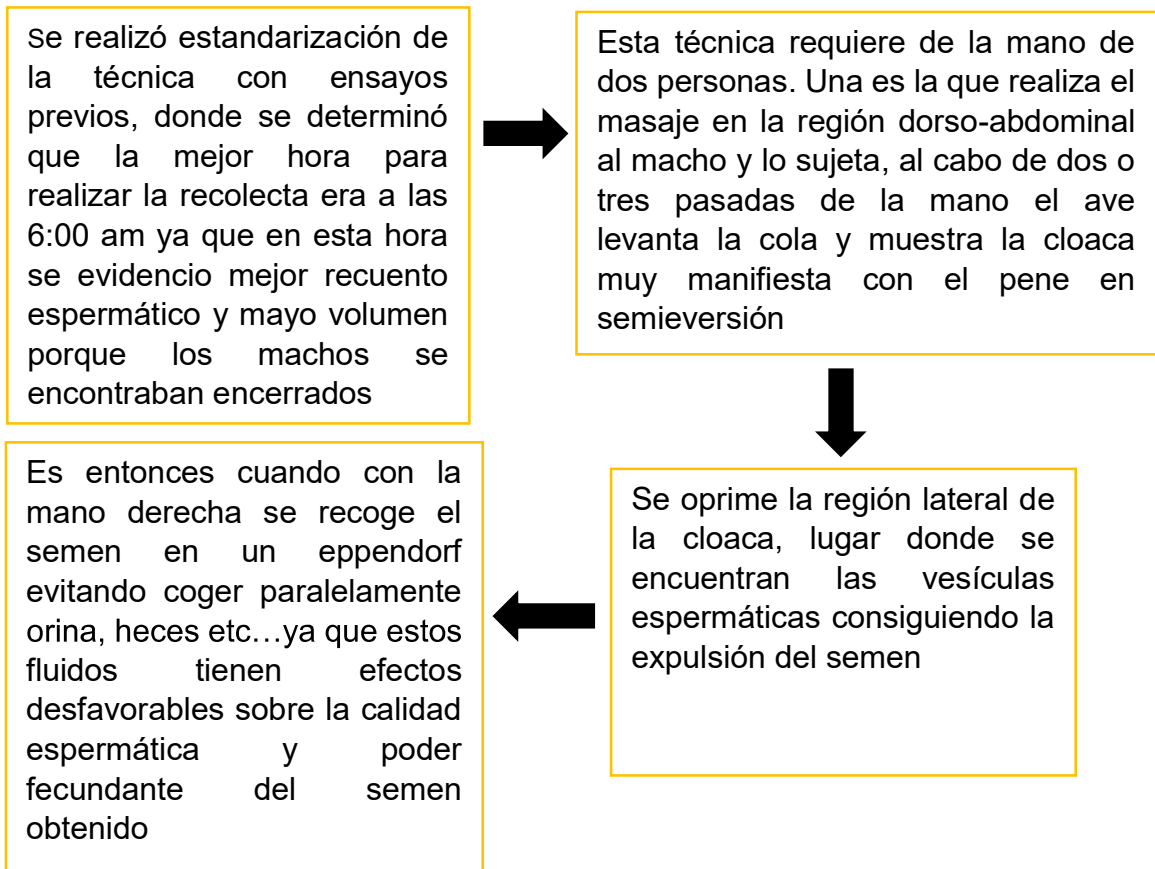




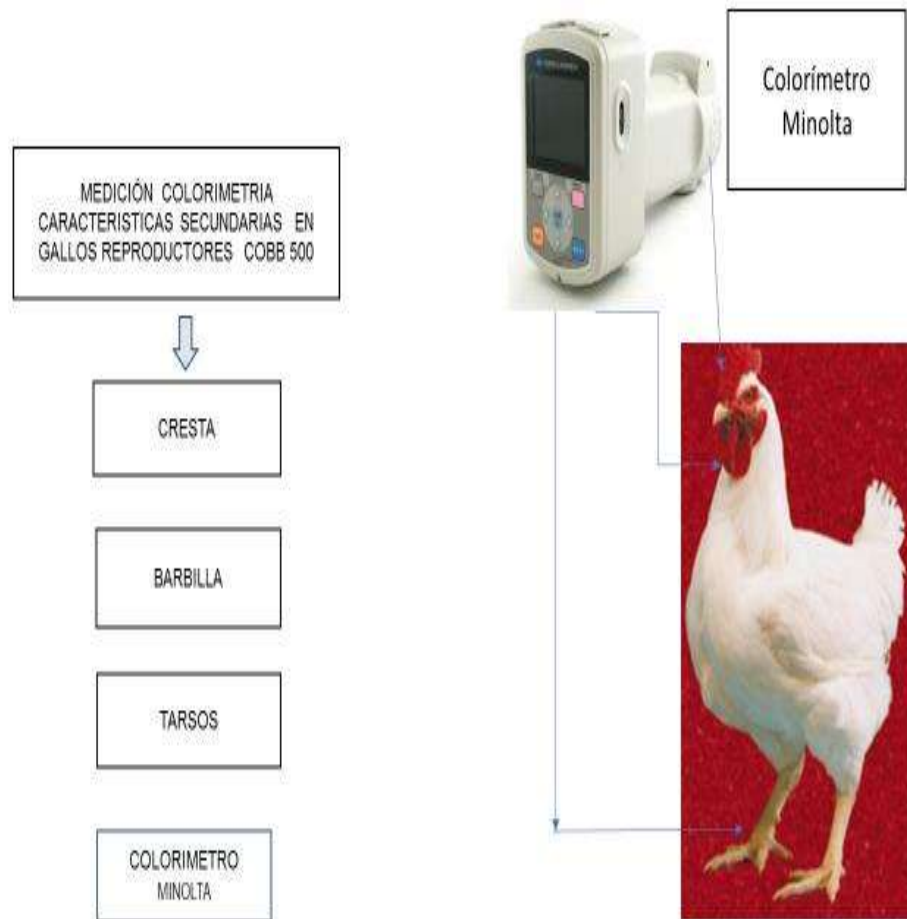
Flujograma 3.1. Manejo de Alimentación de Machos por tratamiento

Las aves fueron alimentadas todos los días. Sin embargo, existieron situaciones en las cuales se adoptó un programa de alimentación alternativo. Alimentación skip-a-day Este programa utiliza las mismas cantidades de alimento semanales que las recomendadas en el programa diario. Sin embargo, desde el día 21 o 28 hasta que las aves tengan 140 días de edad, el alimento que equivale a dos días se da en uno solo día. La alimentación skip-a-day puede ser favorable cuando el espacio de alimentación es limitado, ya que provee alimento durante un período más prolongado de tiempo, permitiendo que las aves tímidas o baja jerarquía social puedan ser alimentadas apropiadamente (Guía cobb).

Toma de muestra de Semen



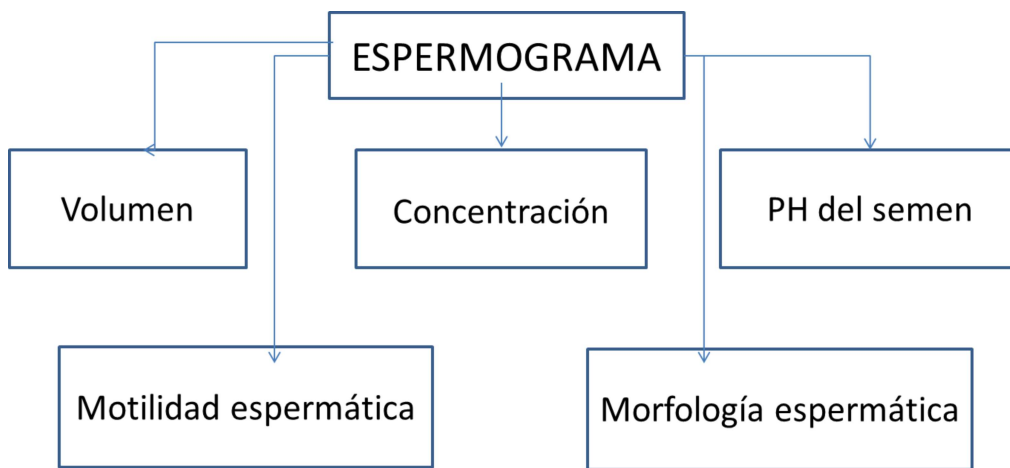
Flujograma 4. Toma de Muestra de Semen



Flujograma 5. Colorimetría

3.2.5. Técnicas:

Recuento espermático o Espermograma es una prueba esencial en el análisis de la infertilidad, el análisis del semen nos aporta información importante en cuanto el proceso de espermatogénesis y la función de los espermatozoides



Realizado por el Autor

Flujograma 6. Espermograma



Fotos tomadas por el Autor

Flujograma 7. Toma de Muestras Semana 26,36,44,50,54

Procedimiento toma muestra de Sangre

Las agujas desechables deben cambiarse de 5 a 10 veces para prevenir trauma en el tejido y la contaminación cruzada



Las jeringas desechables de 5ml y las agujas calibre 22 son ideales para extraer sangre de la vena del ala de las aves



Paso 1: Toma el ave de las dos patas



Paso 2: Coloque las patas debajo del codo de la mano que no domina



Paso 3: Las manos deben quedar libres para tener acceso del bajo del ala



Paso 4: Quite las plumas para poder bien la vena braquial



Paso 5: Visualice la vena Braquial



Paso 6: Oriente la aguja alineada con la vena, con el bisel apuntando hacia arriba, con la punta de la aguja apuntando hacia la punta del ala



Paso 7: La aguja debe insertarse primero bajo la piel y luego dentro de la vena entre el codo y las articulaciones dl hombro



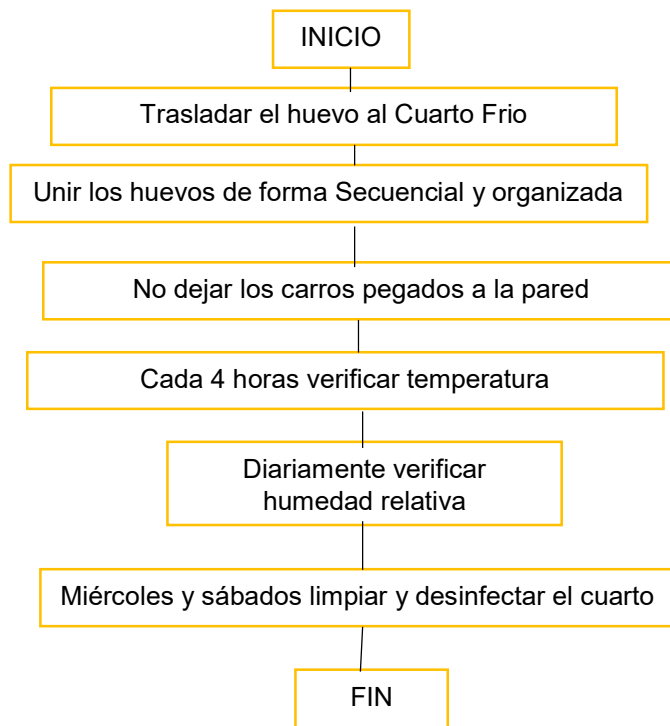
Paso 8: Si la aguja está en la vena Braquial, la sangre fluirá en la jeringa con un mínimo jalón del embolo. Si jala el embolo con demasiada fuerza va a crear alta presión negativa, provocando que la vena se colapse y se detenga el flujo de la sangre en la aguja

Flujograma 8. Toma de muestra de sangre en aves (boletín tecnico Hy Line 2016)

Manejo en Planta

A continuación, por medio de diagramas se explica el procedimiento que se le dio a los huevos recolectados por cada uno de los tratamientos posteriormente llevados a la planta de Incubación Suarez.

Procedimiento almacenamiento Huevo Incubable

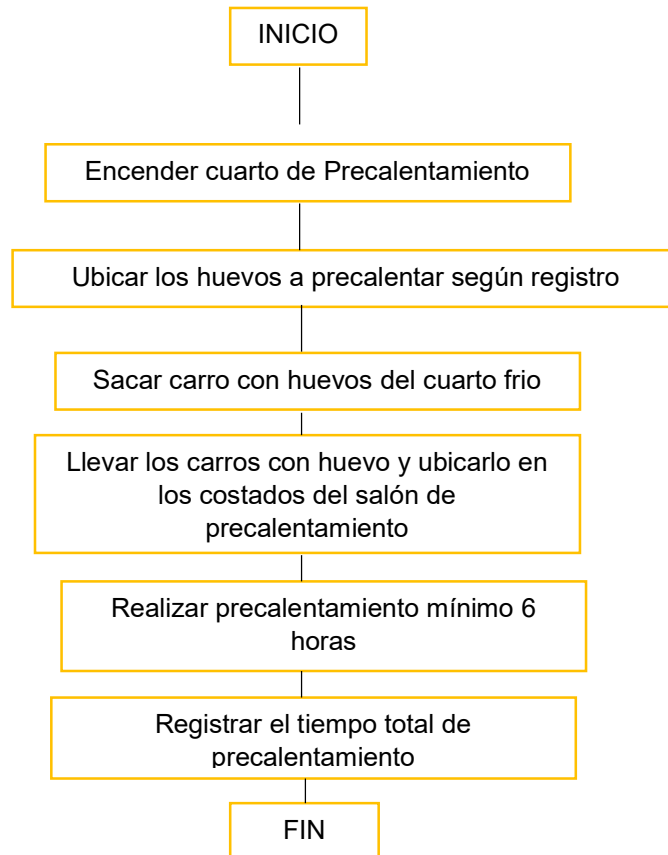


Tomado Manual de Planta Suárez/ Procedimiento Huevo Incubable

PR03.02.02.MP006

Flujograma 9. Procedimiento huevo Incubable

Proceso de Precaentamiento

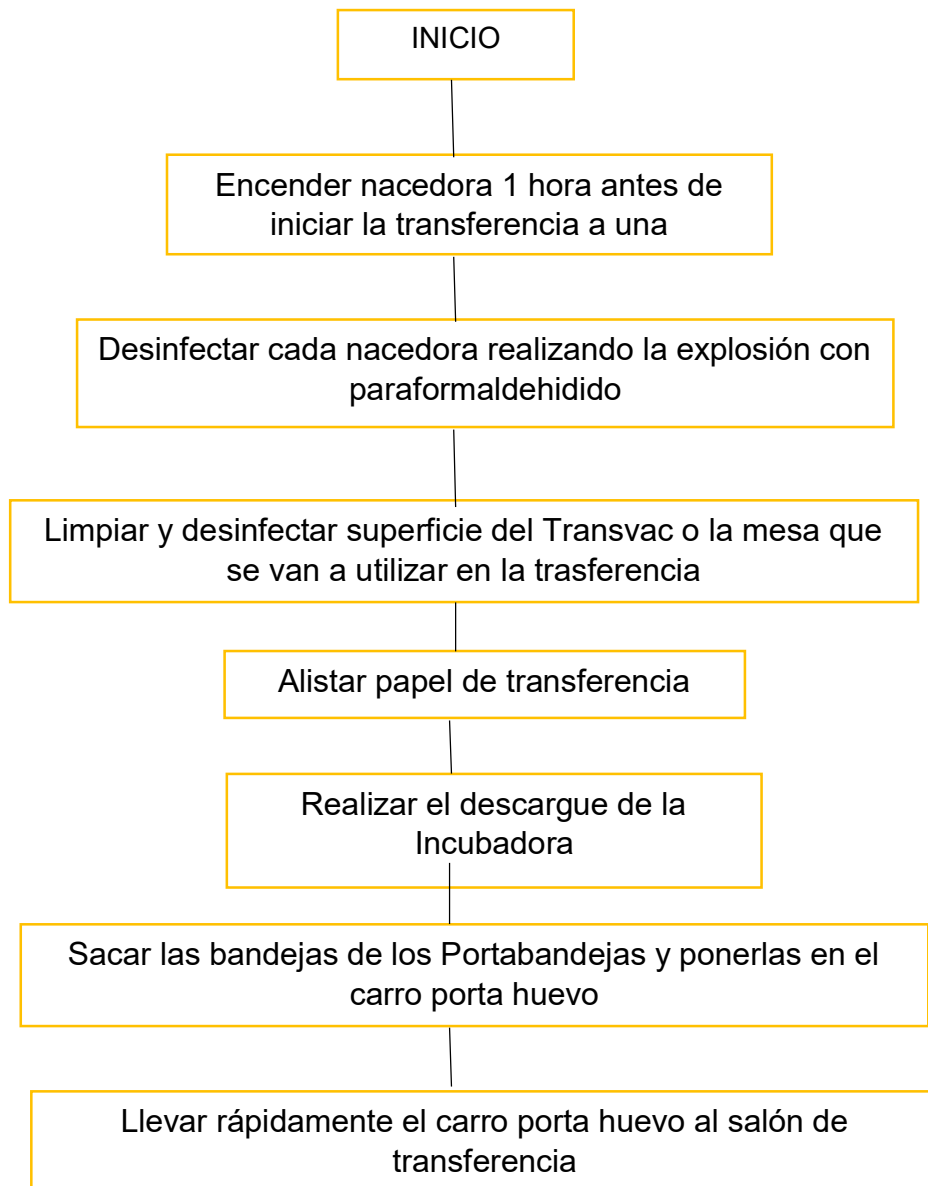


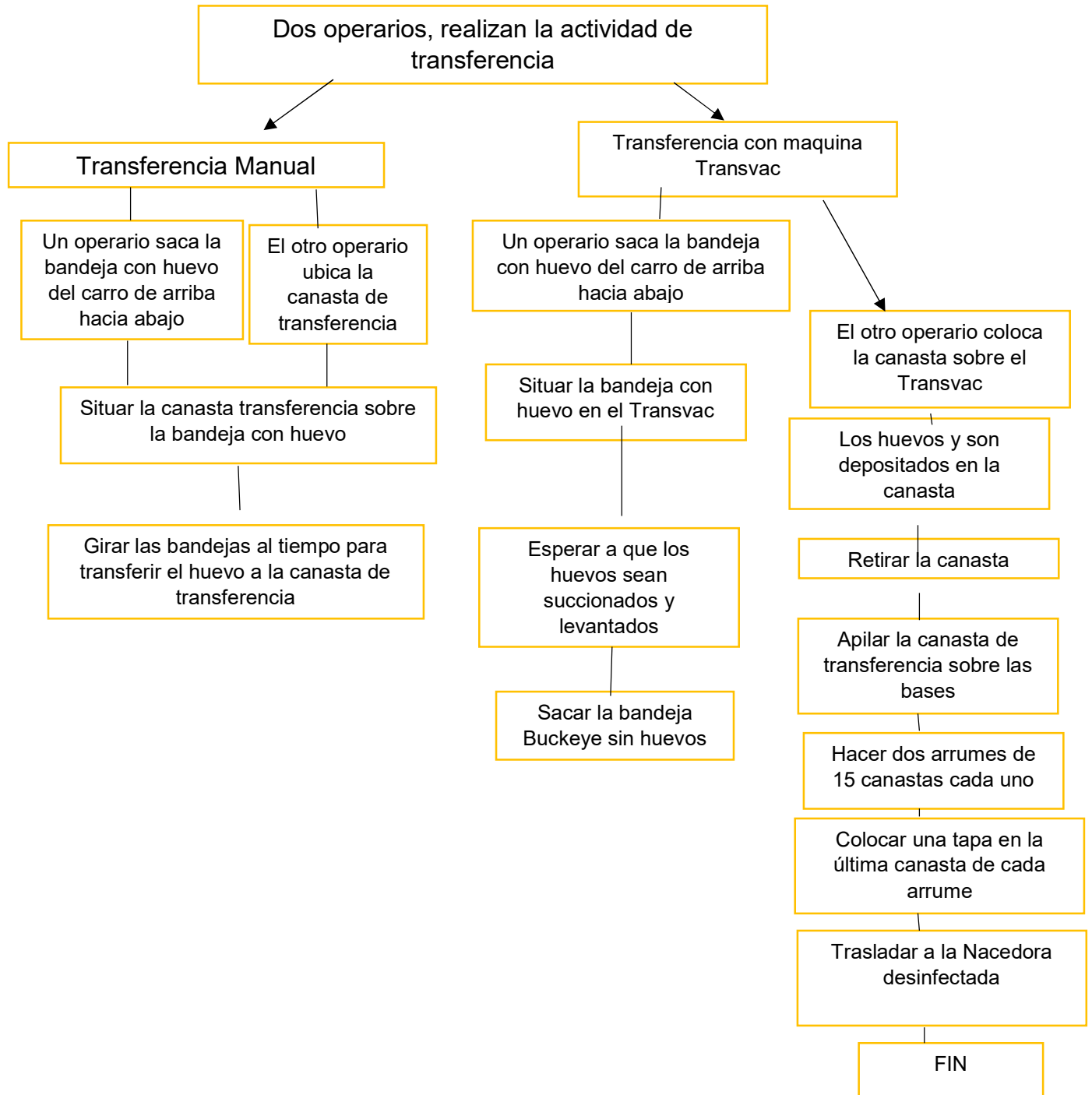
Tomado Manual de Planta Suárez/ Procedimiento proceso de Precaentamiento

PR03.02.02.MP007

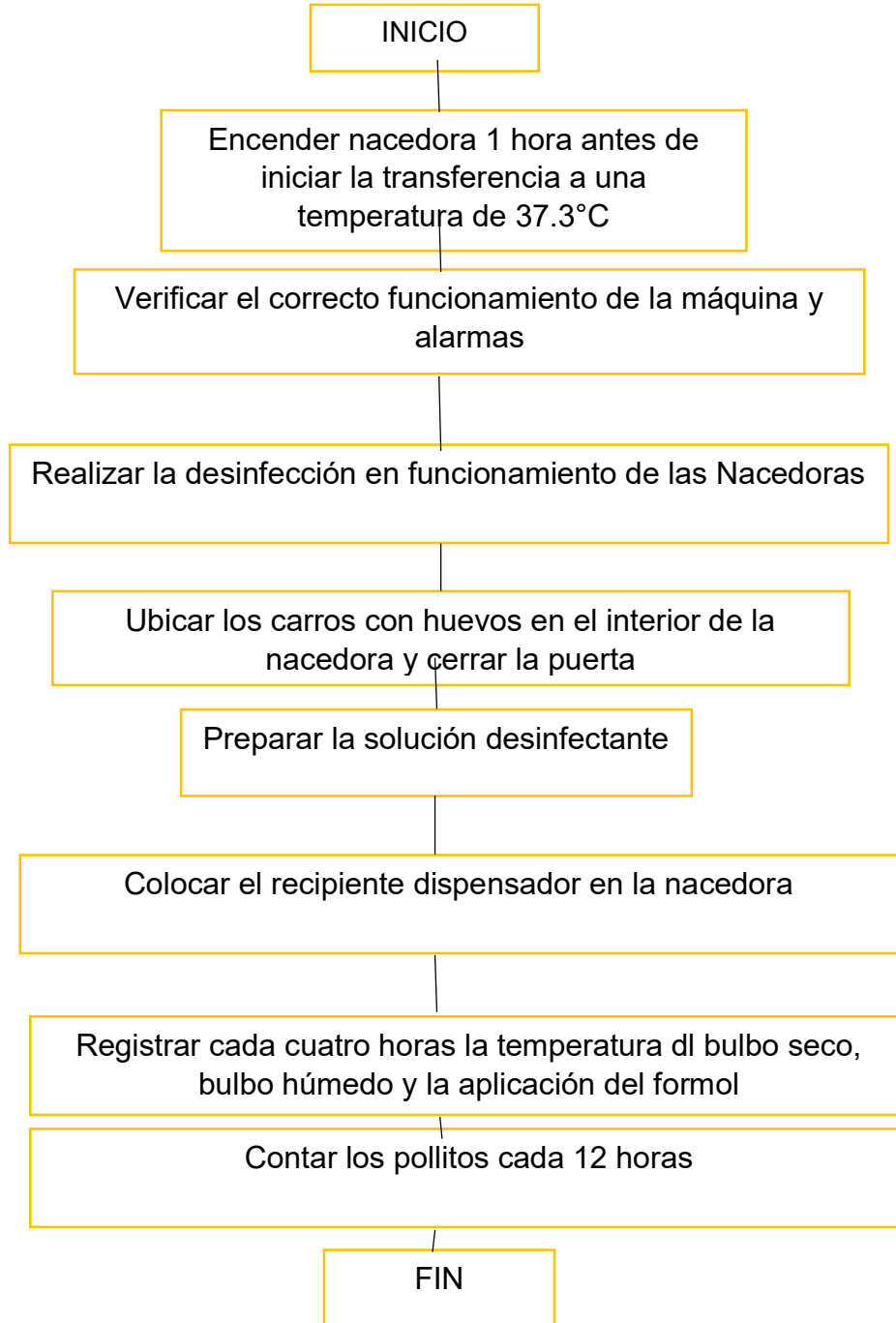
Flujograma 10. Procedimiento de Precaentamiento

Procedimiento Operativo Para Transferencia



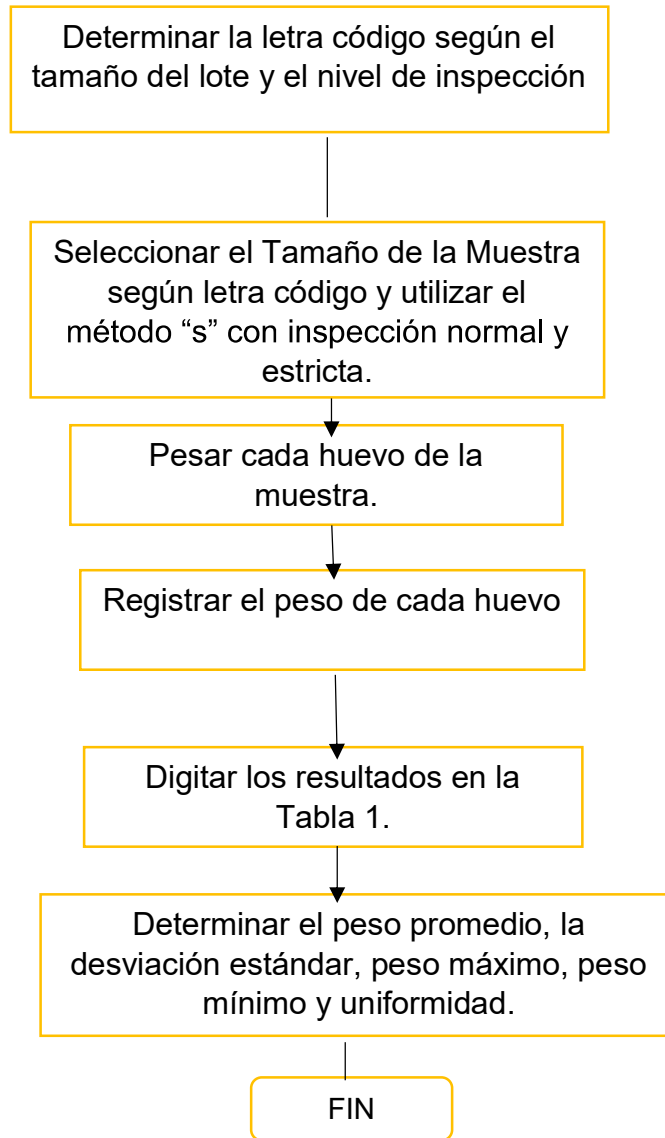


Flujograma 11. Procedimiento de Transferencia



PR03.02.02.MP009

Flujograma 12. Proceso de Nacimiento



Tomado Manual de Planta Suárez/ Procedimiento proceso de Control de Calidad

PR03.02.02.MP009

Flujograma 13. Proceso de Control de Calidad

Procedimiento de Ovoscopia

- Ingresar a la máquina incubadora.
- Ubicar los lotes con 15 días de incubación.
- Tomar una muestra de seis bandejas por lote, por cada nacimiento.
- Colocar la bandeja sobre la mesa de Ovoscopia.
- Identificar cada bandeja con los números 1,2,3,4,5 y 6 según corresponda.
- Alumbrar con una linterna huevo por huevo de toda la muestra.



Imagen 5. Alumbrado de cada huevo con linterna.

- Eliminar aquellos que claramente no absorben luz (huevos claros). Estos huevos no han sido fertilizados o han muerto en un estado temprano de embrio desarrollo.



Imagen 6. Huevo Claro

- Colocar los huevos claros en una bandeja y marcar con la información de número de lote, número de bandeja y fecha de producción.



Imagen. Identificación de Huevos Claros


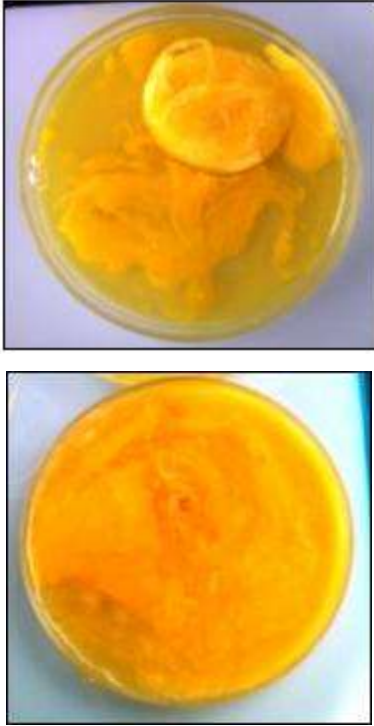
- Ubicar las bandejas con huevos claros en un carro Portabandejas.


Apertura


- a) Realizar apertura de las bandejas con los huevos que salieron de la Ovoscopia.
- b) Abrir los huevos por lotes y bandejas.
 - Tomar el huevo por el polo obtuso y hacer una grieta en la cáscara con ayuda del borde de la mesa.

- Sacar el contenido (yema y albúmina).
- c) Identificar las siguientes características Tabla 6.

Características de huevos claros y Posibles Causas.

Características	Posibles Causas
<p>Huevo Infértil</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Machos infértiles 2. Nutrición Inadecuada o Insuficiente ingesta de agua. 3. Machos y hembras con sobrepeso. 4. Problemas sanitarios.
<p>Mortalidad Embrionaria Temprana 1 – 3 días</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Huevos expuestos a almacenamiento prolongado o incorrecto. Severas fluctuaciones de temperatura. 2. Transporte. 3. Temperatura muy alta o muy baja durante los primeros días de incubación. 4. Contaminación. 5. Pobre desarrollo embrionario al

	<p>momento de la ovoposición.</p> <ol style="list-style-type: none"> 6. Deficiencias nutricionales. 7. Fumigación o desinfección inapropiada. 8. Ventilación.
<p>Mortalidad Embrionaria Temprana 4 – 7 días</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Temperatura muy alta o muy baja durante los primeros días de incubación. 2. Contaminación. 3. Ventilación.
<p>Mortalidad Embrionaria Intermedia</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1. Nutricionales 2. Temperaturas extremas o problemas de

	<p>humedad, volteo o ventilación.</p> <ol style="list-style-type: none"> 3. Contaminación. 4. Genes Letales.
---	--

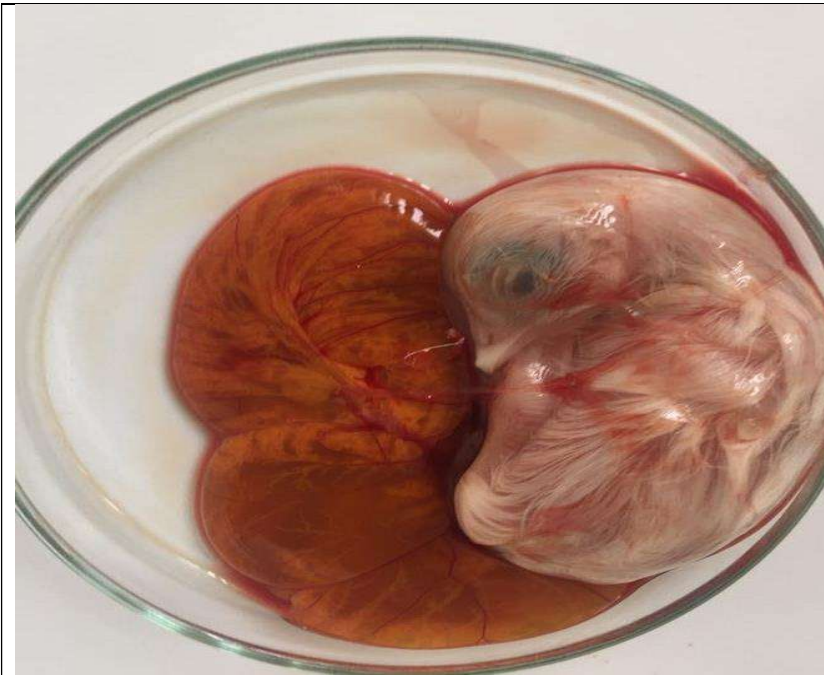
- Se registraban en el formato de Embriodiagnóstico los huevos de cada una de las características.

Embriodiagnóstico

El inspector de Control de Calidad o el operario asignado, debe realizar el embriodiagnóstico después de la sacada del pollito de la nacedora.

- Utilizar las 6 bandejas por lote de cada nacimiento, a las que se le realizó la Ovoscopia.
- Llevar las bandejas al área de Embriodiagnóstico.
- Apertura
 - Realizar apertura
 - Abrir los huevos por lotes y bandejas.
 - Identificar las siguientes características

Características	Posibles Causas
Mortalidad Embrionaria Avanzada	1. Volteo






2. Temperatura
3. Humedad
4. Ventilación
5. Almacenamiento prolongado
6. Enfriamiento excesivo después de transferencia
7. Enfermedad de las reproductoras.
8. Accidentes durante el desarrollo embrionario.
9. Hereditario



Huevos Picados (alto)



1. Albumen residual excesivo debido a alta humedad o baja temperatura durante la incubación.
2. Humedad muy alta en incubadoras.

	<ol style="list-style-type: none"> 3. Baja temperatura en incubadoras. 4. Cascaras muy gruesas. 5. Baja humedad en Nacedoras.
<p>Huevos Picados (Invertido)</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Baja humedad durante incubación o nacimiento. 2. Temperatura muy alta durante el nacimiento. 3. Temperatura muy baja durante periodos prolongados. 4. Falla de ventilación, excesiva fumigación durante nacimiento. 5. Volteo inadecuado.

	<ol style="list-style-type: none"> 6. Transferencia. 7. Almacenamiento prolongado. 8. Fumigación. 9. Huevos Invertidos.
<p>Huevos Rotos Temprano</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Calidad de la cascara 2. Manejo brusco 3. Volteo Inadecuado
<p>Huevos Rotos Transferencia</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Calidad de la cascara 2. Manejo brusco
<p>Huevo Contaminado</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1. Contaminación en granja 2. Desinfección inapropiada.

	<ol style="list-style-type: none"> 3. Contaminación en plata de incubación. 4. Huevos sudados 5. Contaminación a partir de huevos rotos
<p>Pollito Invertido</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Huevos Incubados con el extremo menos ancho hacia arriba o sin dar tiempo de reposo. 2. Alta temperatura en incubadoras. 3. Volteo inadecuado. 4. Alta Humedad. 5. Porcentaje alto de huevos redondos o muy grandes. 6. Deficiencias Nutricionales.

Tomado del Manual De Planta Suarez

3.2.6. Reportes

pesaje de machos, consumo de Alimento, porcentaje diario de producción, la medición de características sexuales secundarias, con calibrador pie de rey y la medición de coloración de: cresta, barbilla y tarsos, con el Colorímetro Minolta.

3.2.7. Método de análisis

Paquete informático estadístico S.A.S. versión 9.2 (2008).

3.2.8. Infraestructura y Equipos

Granja: San Roque, 4 galpones con un área útil de 3.555 m² dividida en 28 corrales. Machos reproductores de la línea COBB 500 lote 854 (19.648 hembras de prueba, y 2.357 Machos), microscopio, bascula digital de pesajes, Planta de Incubación Suárez (incubadora, nacedora) Laboratorio de control y calidad de Incubacol SAS, alimento y carros para el transporte de huevo Incubable.

3.3. Recursos

Humanos

- Mano de obra de:
 - Operarios de clasificación de huevo en granja
 - Transportadores
 - Operarios en planta de incubación
 - Mano de obra de galponeros en granja y operarios de la planta de incubación.
 - Supervisor de granja
 - Administrador de granja
 - Estudiante

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Para cumplir con los objetivos propuestos en esta investigación se realizó análisis estadístico de los resultados obtenidos con el paquete informático estadístico S.A.S. versión 9.2 (2008).

El peso de los machos obtenido en las semanas que tomó el estudio se puede observar en la gráfica 1.

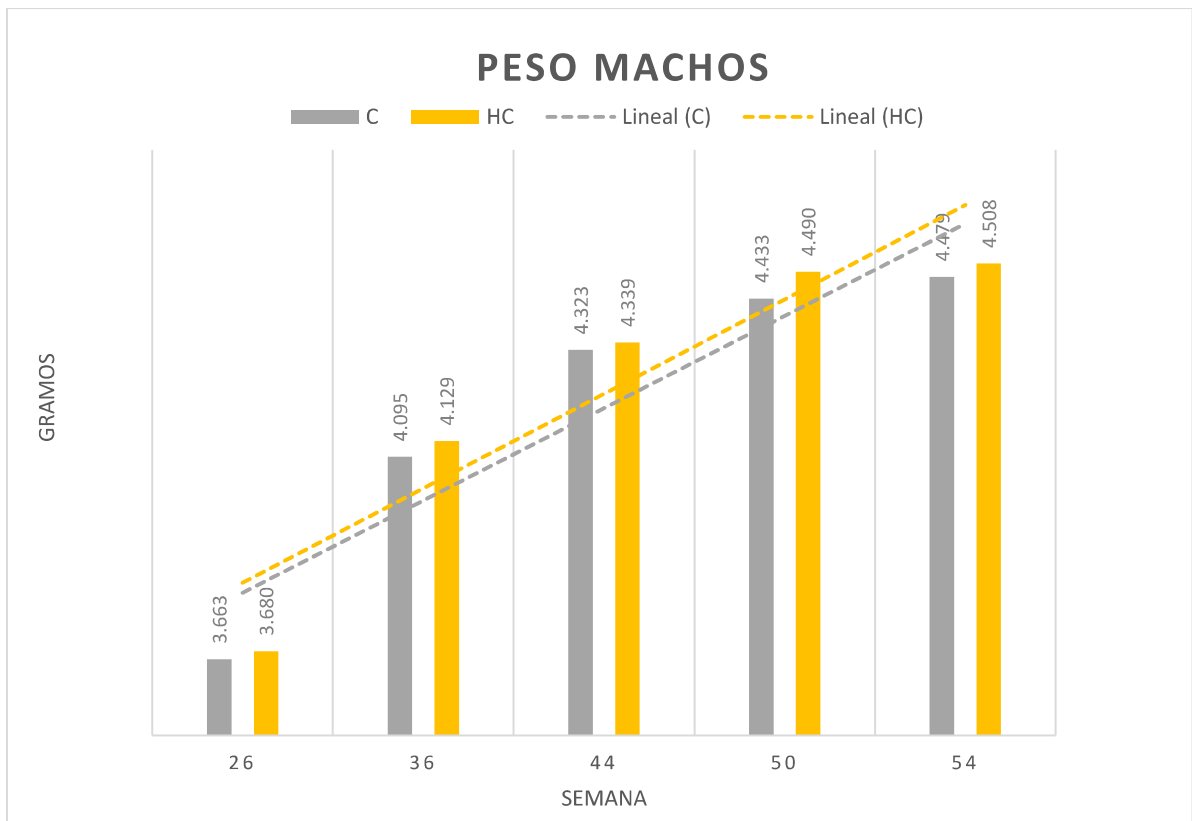


Gráfico N°1. Peso promedio de machos por muestreo (realizada por el autor).

Error cuadrado medio de 9,05, diferencia significativa de 0,562

El peso corporal de los machos evaluados en este trabajo tuvo un constante incremento con la edad en los dos grupos (HC y C), y aunque los machos alimentados con HC obtuvieron una mayor ganancia de peso en cada muestreo en relación al C; hubo una diferencia significativa entre los dos grupos de 0,562. Este estudio se puede correlacionar con los resultados obtenidas por Becker (2010), en el cual evalúa varios tratamientos y el peso de las aves suplementadas con cantaxantina es más significativo que en los otros grupos de estudio. Estudios expuestos por Zaragoza en el 2009 en el simposio científico de avicultura XLVI difieren ya que expone que el tamaño y el peso corporal no son directamente proporcionales a la fertilidad.

También se evaluaron características fenotípicas como longitud de tarso y cresta, con relación a estos, se observa que ambos grupos (HC y C) tuvieron un comportamiento similar. En la gráfica N° 2 se observa que los tarsos en el primer muestreo (semana 26) lograron una longitud similar entre el HC y C. Para las siguientes mediciones, se aumenta la longitud y se mantiene la tendencia.

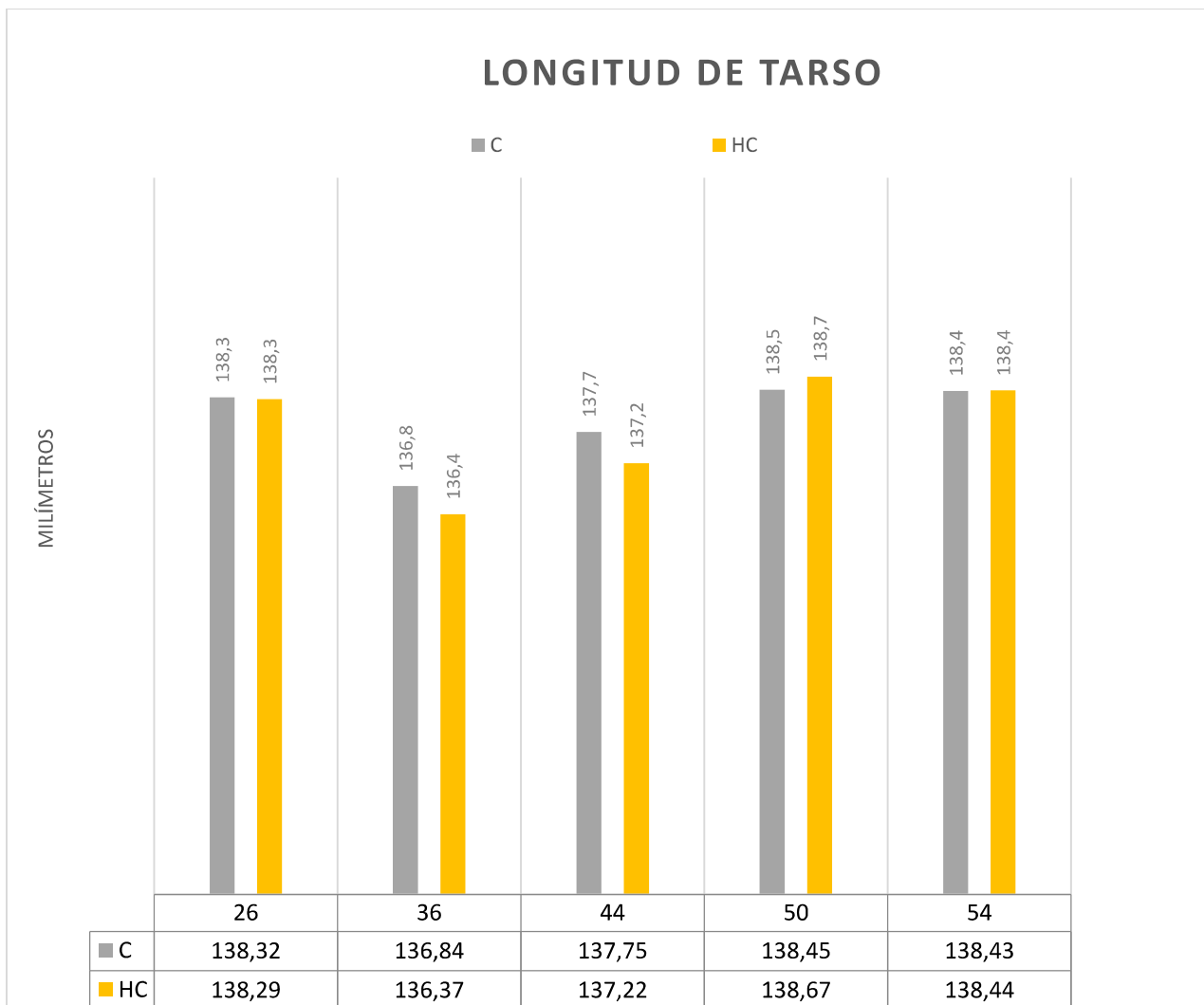


Gráfico N° 2. Longitud de tarsos promedio por muestreo (realizada por el autor)

En la gráfica 3 se puede observar la correlación entre el tamaño del tarso y la fertilidad en los dos grupos tanto el C como el HC.

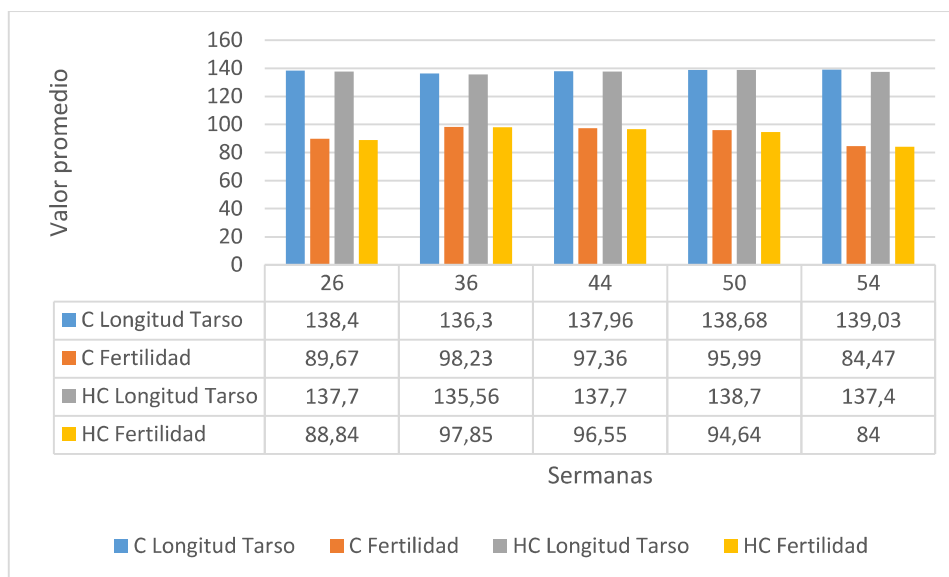


Grafico N°3. Valor promedio del tarso frente a la fertilidad en los dos grupos estudiados.

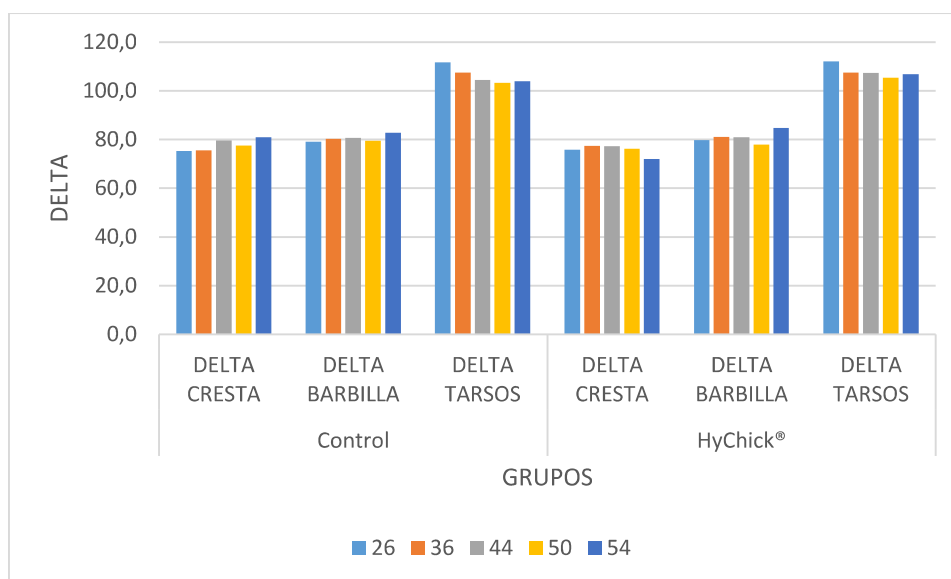
Es este estudio se evidencia que el tamaño del tarso no es significativo al correlacionarlo con la fertilidad ya que se obtiene un coeficiente de correlación de -0,15. En estudios anteriores realizados por Romero (2006) reportan que el tamaño de los tarsos es proporcional a la fertilidad por la efectividad en las montas, durante el estudio se pudo apreciar que los tarsos promedio para un buen macho son de 137 mm , teniendo en cuenta que el tamaño de los machos influye en la efectividad de la monta pues si es corto no puede pisar bien a la hembra

Fertilidad Vs características	Fertilidad/Media	Tamaño cresta/Correlación
CONTROL	93,05	0,13
HYCHICK®	92,39	0,16

Tabla N°3. *Correlación estadística entre fertilidad y tamaño de la Cresta. (Coeficientes de correlación de Pearson)*

En la tabla 3 se observa que correlacionando estos dos parámetros se obtiene una mayor fertilidad en el grupo control con un error de 0,04, y una correlación de 0,13.

En cuanto a las características sexuales secundarias se obtuvo una diferencia significativa, entre el porcentaje de fertilidad y los valores de delta del color de la cresta tanto para el grupo control como para el grupo Hy Chick estos resultados se pueden correlacionar con los obtenidos por Navara y colaboradores en el año 2012.



Grafica N°4 Delta Color de Crestas, Barbillas, Tarsos

SEMANA S	TRATAMIENTOS					
	Control			HyChick®		
	DELTA CREST A	DELTA BARBILL A	DELTA TARSO S	DELTA CREST A	DELTA BARBILL A	DELTA TARSO S
26	75,3	79,1	111,6	75,9	79,7	112,1
36	75,5	80,2	107,5	77,5	81,1	107,5
44	79,6	80,7	104,5	77,2	80,9	107,3
50	77,5	79,5	103,3	76,2	77,9	105,4
54	80,9	82,8	104,0	72,0	84,7	106,9

Tabla N°4. Valor Delta de la Cresta, Barbillas, Tarsos.

En cuanto al color de la cresta, barbilla y tarso que son características sexuales secundarias se puede decir que el mayor delta se dio en la semana 54 para la cresta y la barbilla en el grupo C, en el grupo HC el delta de la cresta fue más alta en la

semana 36, para la barbilla en la semana 54. En cuanto al color del tarso el grupo HC presento una mayor delta de color en la semana 26 y fue mayor en todas las semanas en comparación con el control.

Al realizar la estadística por coeficiente de correlación de Pearson se obtuvo que no existe correlación significativa entre la fertilidad y el color de los tarsos ya que fue de -0,174 con una media de fertilidad del 92,39%. De igual forma el color de la barbilla no tuvo correlación significativa con la fertilidad según los datos estadísticos obtenidos. ($R^2=0.765$, $CV=3,24$) (Zebadua-Gordillo, 1996) (Navara et al, 2012).

En cuanto a la fertilidad se encontró una diferencia significativa de 0,562 con un R^2 0,765 y una media promedio para el C de 93,05 y para el HC de 92,39, mostrando diferencia a favor del grupo control. Estos resultados difieren a los encontrados por Priscila Becker en los cuales demuestra que el grupo que fue suplementado con cantaxantina tuvo una mejor fertilidad que los grupos que no fueron suplementados. Ver gráfico N 5

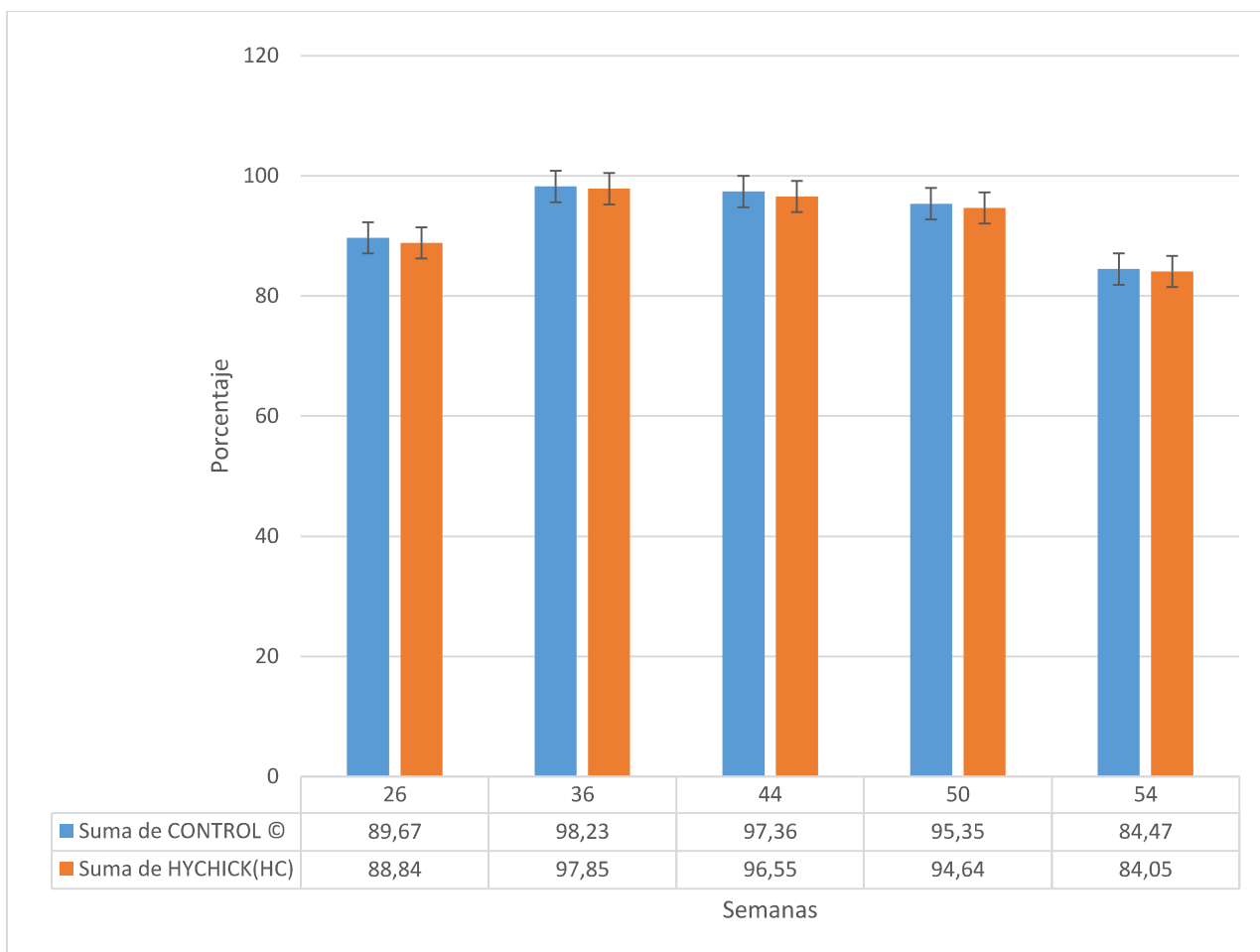


Gráfico N°5. Porcentajes de fertilidad por muestreo (realizada por el autor)

Las muestras de semen fueron colectadas por presión sobre la parte superior de la cloaca obteniendo un volumen promedio de 0,5 mililitros. Se realizó recuento espermático en todas las semanas establecidas se obtienen los resultados expuestos en la tabla No.5

Semanas	C			HC		
	Concentración	Motilidad	Vitalidad	Concentración	Motilidad	Vitalidad
26	2,6E+09	97,34	98,37	2,7E+09	97,9	98,97
36	5,7E+09	98,86	99,15	5,3E+09	99,47	99,29
44	6,1E+09	99	99,62	6,0E+09	98,59	99,11
50	4,7E+09	99	99,78	4,8E+09	99,18	99,95
54	5,5E+09	96,06	96,22	5,0E+09	98,02	95,77

Tabla N°5. Concentración, motilidad y vitalidad espermática de los grupos estudiados.

En el análisis estadístico se obtuvo que la concentración espermática es directamente proporcional a la fertilidad, siendo significativamente mayor para el HC con un valor de 0,217 y para el control de 0,194. Como se puede observar en la figura N°5, la relación entre concentración y porcentaje de fertilidad.

En cuanto al recuento espermático, la tendencia de los dos grupos evaluados fue similar a la descrita por Becker en el año 2010, en la cual se encontró una interacción progresiva por la adición de Cantaxantina y 25-OH-D3 a la dieta, promoviendo una mejora en la concentración espermática de los gallos del grupo HC.

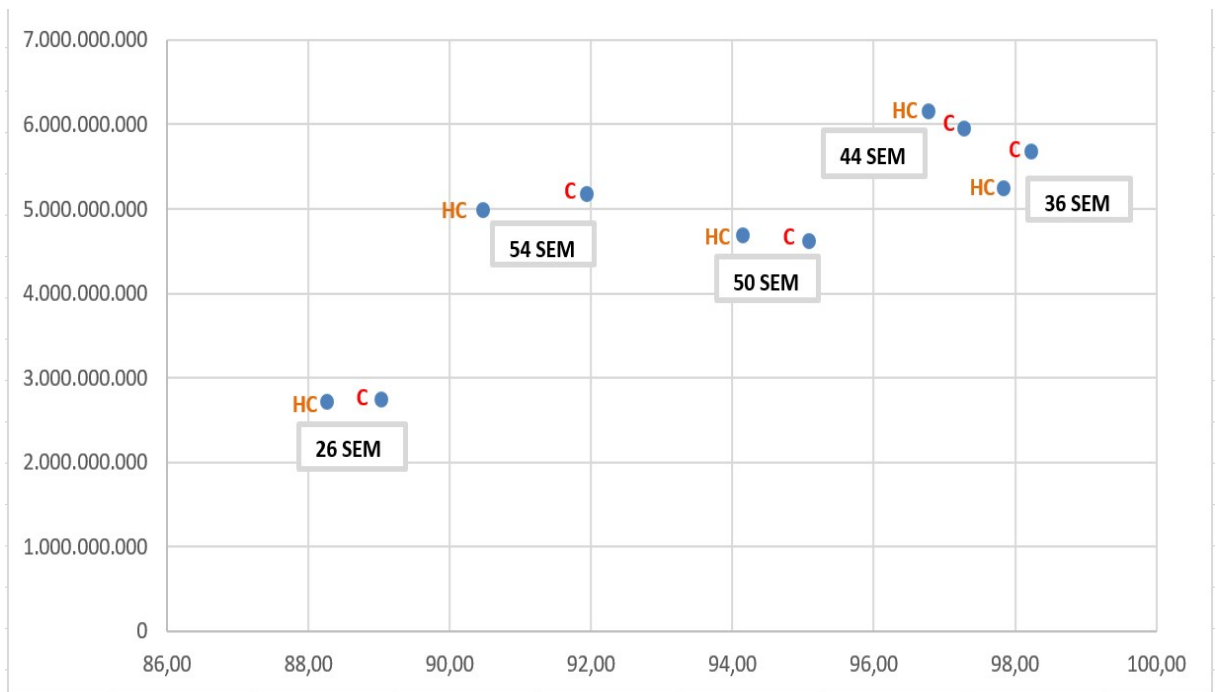


Gráfico N° 6. Concentración espermática y fertilidad por muestreo (realizada por el autor)

En cuanto al contraste de recuento espermático con la fertilidad promedio, se observa una relación durante el tiempo del estudio. Es importante resaltar la semana 44 (muestreo 3) donde las aves alimentados con HC (Hy Chick®) alcanzaron el mayor promedio de recuento espermático. En los estudios realizados en codornices por Rocío García también concluyo que la dieta con cantaxantina es más efectiva para la concentración espermática y la fertilidad de los machos. García, 2015. Ver grafica 6

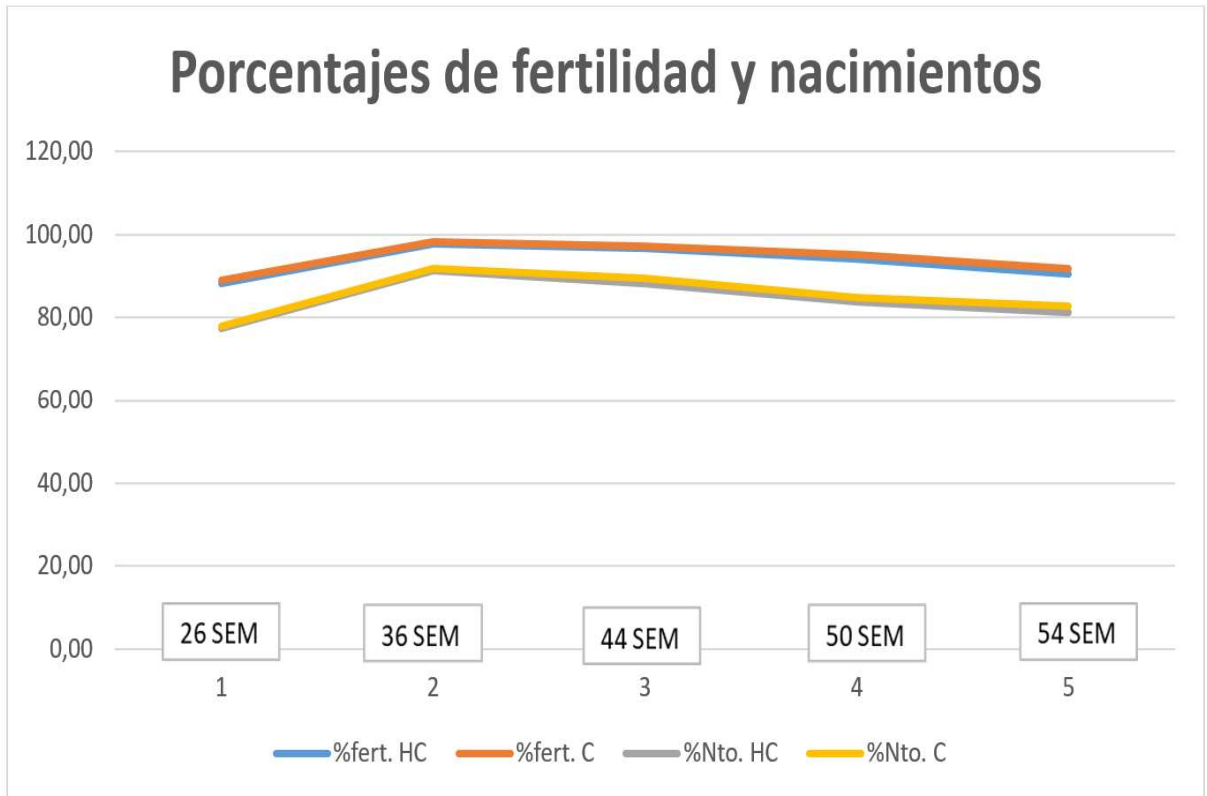


Gráfico N °7. *Porcentajes de fertilidad y nacimiento (realizada por el autor)*

En la gráfica 7 el mayor porcentaje promedio de fertilidad se logró con el grupo C (control) en la semana 36 de edad, y a pesar de esto, en esta misma medición el recuento espermático no fue el más alto. Así mismo, el grupo HC Hy Chick® tuvo en esa semana el más alto registro de fertilidad.

Al correlacionar la fertilidad con los nacimientos, hubo una relación muy estrecha en los resultados en el grupo HC (Hy Chick®) y C (Control). Ambos grupos evaluados lograron el mayor porcentaje de fertilidad y nacimientos en la semana 36. Según estudios reportados gracias a las propiedades antioxidantes, la cantaxantina produce cuatro beneficios al utilizarse en la alimentación de machos reproductores: mejor fertilidad, mayor eclosión de huevos, mayor nacimiento de pollitos con un crecimiento más rápido y más sanos (Araujo y Araujo, 2014).

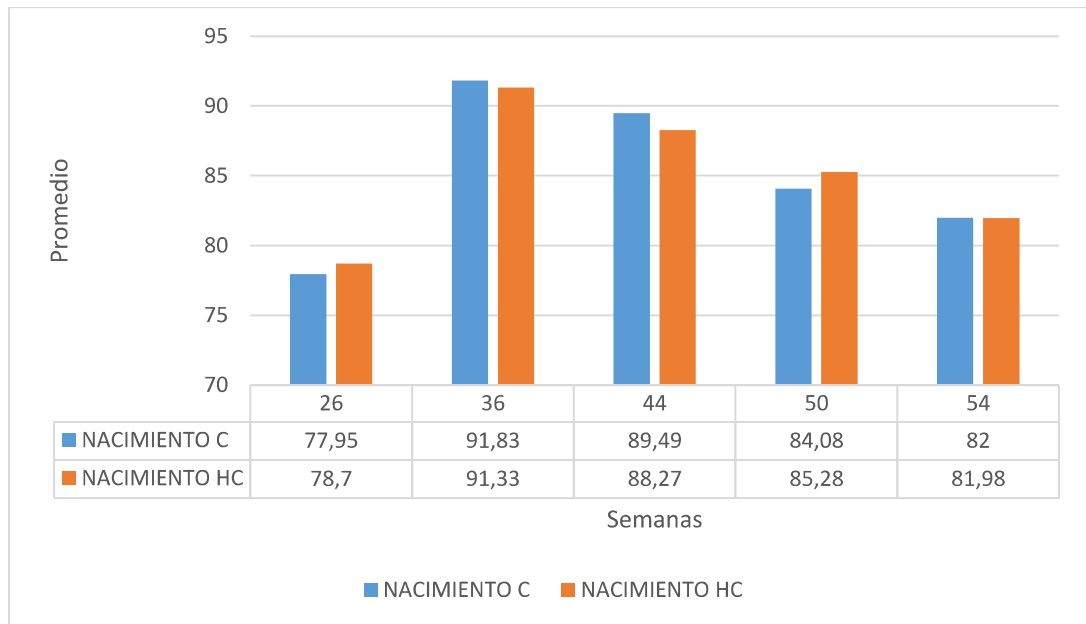


Grafico N°. 8 Porcentaje de Nacimientos de acuerdo al tratamiento en cada semana

En cuanto al promedio de nacimientos de acuerdo a cada tratamiento podemos observar en la gráfica 8 que durante la semana 36 se alcanza el pico de nacimientos y el grupo C presenta un promedio de 91,83 respecto al grupo HC que fue de 91,33. La Significancia de 0,655 con una media de nacimientos de 85,15. Estudios realizados por Rosa y colaboradores en el año 2012 y Surai en el año 2012 reportaron que reproductores suplementados con Cantaxantinas tienen mejor porcentaje de nacimiento durante los picos de producción.

Al correlacionar la fertilidad con los nacimientos se obtuvo en los análisis estadísticos que la significancia general del estudio fue de 0,655 con una media de fertilidad de 92,72 y una media de nacimientos de 85,15.

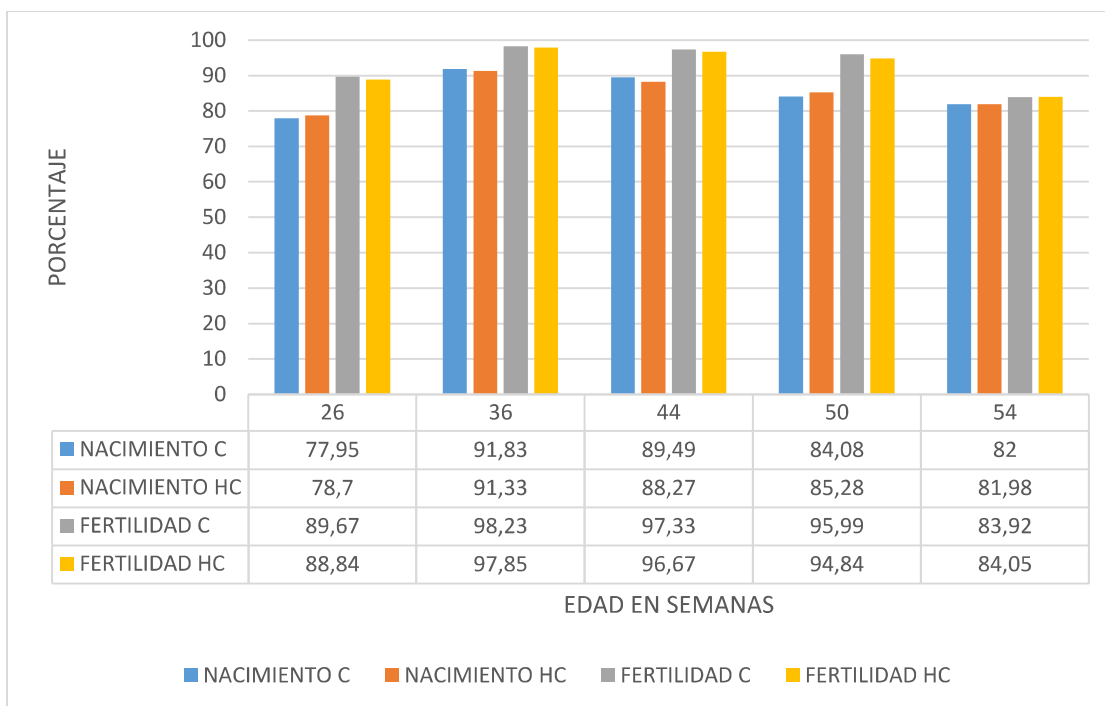


Grafico N°9. Porcentaje de fertilidad y nacimiento por semanas

En la gráfica 9 se observa que la significancia para el grupo HC fue 0,65 con una media de fertilidad de 92,39 y con una media para los nacimientos de 85,1. Para el grupo C la significancia fue del 0,66 con una media de fertilidad 93,05 y de nacimiento de 85,18. De acuerdo a los datos anteriormente mencionados podemos concluir que el grupo C tuvo una mayor fertilidad y mejor media de nacimiento.

Al realizar el espermograma de los grupos de estudio se encontró que la vitalidad del grupo C mantiene un promedio más alto (99,6%) en la semana 44 mientras que el HC tiene una vitalidad promedio mayor en la semana 50 (100%). Ver gráfico 11.

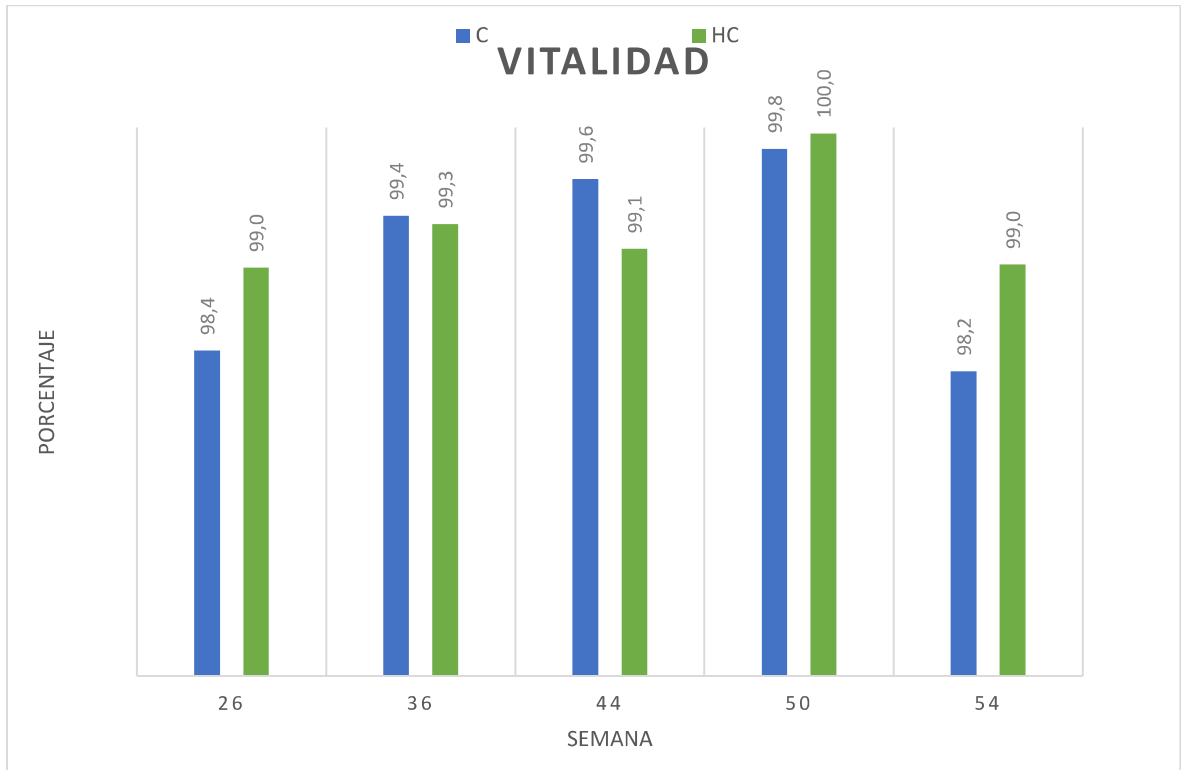


Gráfico N°10. Porcentajes de vitalidad espermática promedio por muestreo (realizada por el autor)

La motilidad espermática es uno de los parámetros utilizados para evaluar la calidad del semen, considerado un buen indicador de la viabilidad espermática y de la capacidad fertilizante de los espermatozoides (Becker F. 2010).

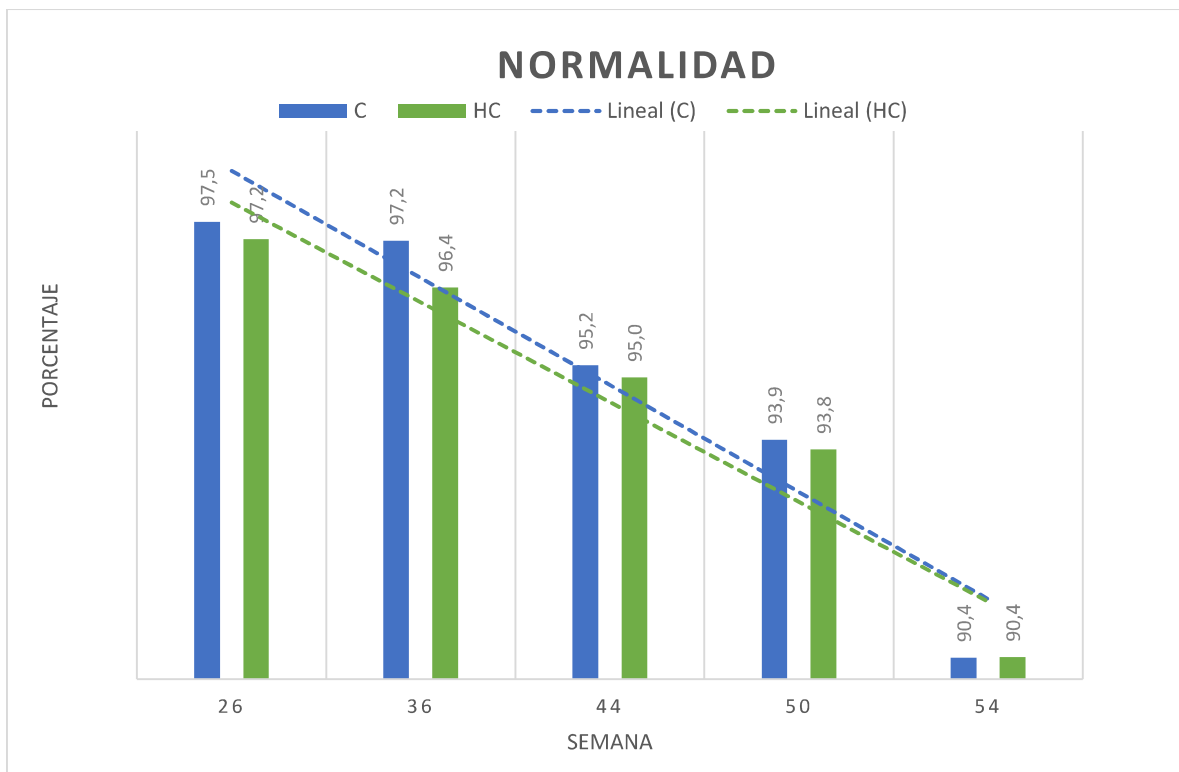


Gráfico N°11. Porcentajes de normalidad espermática promedio por muestreo (realizada por el autor)

En el gráfico 11 se observa que la tendencia en los grupos C y HC es la misma durante todo el estudio, en la semana 36 el porcentaje promedio de normalidad en los espermatozoides es más alta en el grupo C (97,2%).

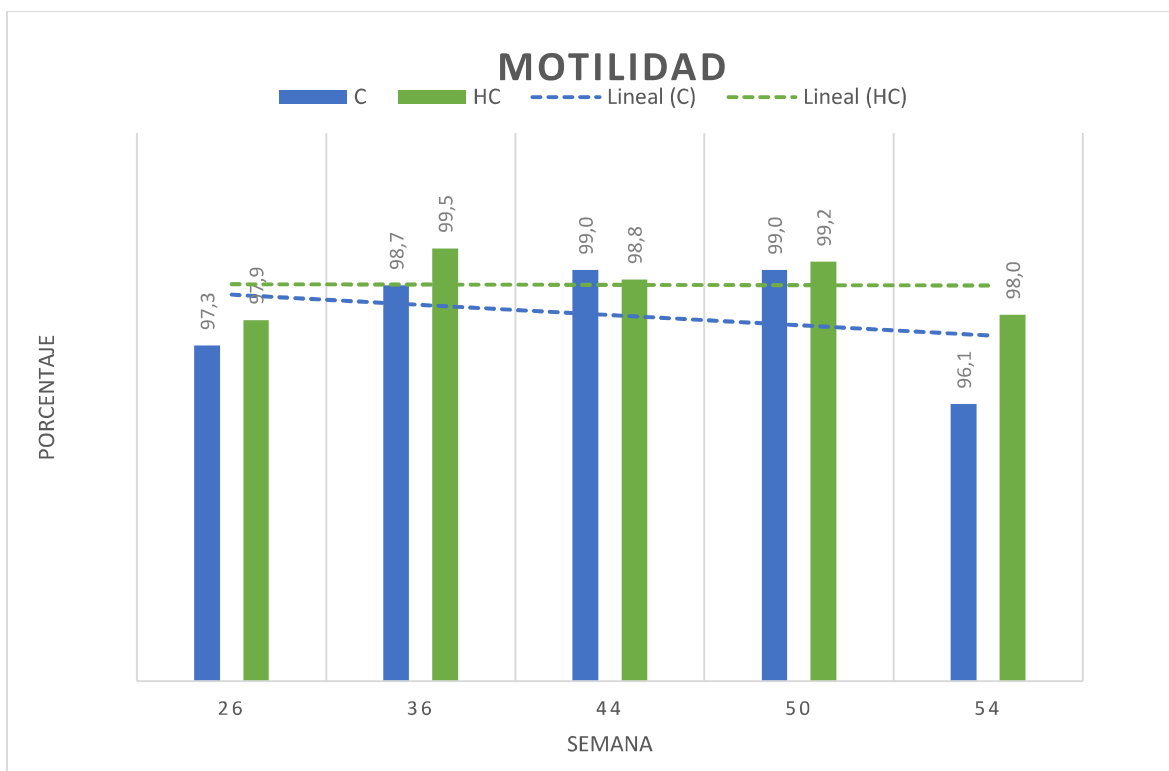


Gráfico N°12. *Porcentaje de motilidad espermática promedio por muestreo (realizada por el autor)*

En el gráfico 12, se evidencia una mejor motilidad espermática en el grupo de animales alimentados con HC, por lo cual se espera que exista una mejor capacidad fertilizante, según la literatura es necesario que exista una relación entre la motilidad y el vigor progresivo de los espermatozoides para la migración hasta los sitios de almacenamiento de espermatozoides del sistema reproductivo (Allen, Grigg, 1957).

La absorción de 25- (OH) -D3 es más eficiente comparada con la vitamina D3 convencional (Bar et al. 1980). Teniendo en cuenta que la composición de los lípidos y los ácidos grasos de los espermatozoides pueden correlacionarse con las tasas de fertilidad (Martin Rillo et al., 1996). Los carotenoides son moléculas orgánicas con funciones antioxidantes que los animales no son capaces de sintetizar, entonces deben ser ingeridos a través de la dieta (Edge et al., 1997). Se puede

relacionar la mejor motilidad y vigor espermático con el factor antioxidante del carotenoide agregado a la dieta evitando la peroxidación de los lípidos presentes en la estructura de los espermatozoides, así como la mayor disponibilidad de vitamina D a través del metabolito 25- (OH) -D3.

En el estudio de Becker F. (2010) presentaron mejor motilidad y vigor espermático, los gallos que consumieron dietas con Cantaxantina, 25- (OH) -D3, y Cantaxantina más 25- (OH) -D3 al igual que en este estudio.

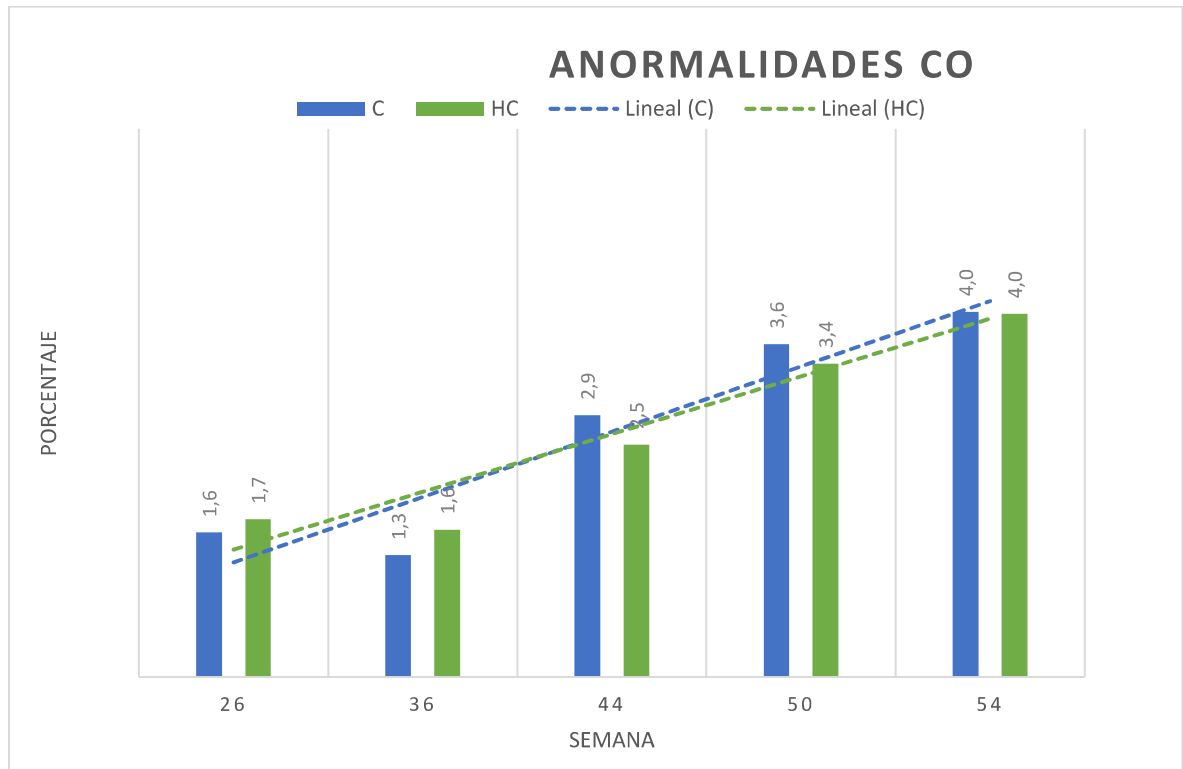


Gráfico N° 13. *Porcentaje de anomalías de cola espermática, promedio por muestreo (realizada por el autor)*

En las gráficas 13 y 14 se observan las anomalías espermáticas durante el estudio, las cuales son incompatibles con la buena fertilidad, ya que cualquier alteración puede comprometer la motilidad y la supervivencia espermatozoide (Maciel, 2006).

El límite de hasta un 20% de defectos espermáticos totales es aceptable para una buena fertilidad.

En el trabajo realizado por Becker F. (2010), los porcentajes de anomalías morfológicas en la fase experimental total estuvieron dentro de lo aceptable para una buena fertilidad, excepto del semen de gallos que consumieron el tratamiento de control (Surai, 2002).

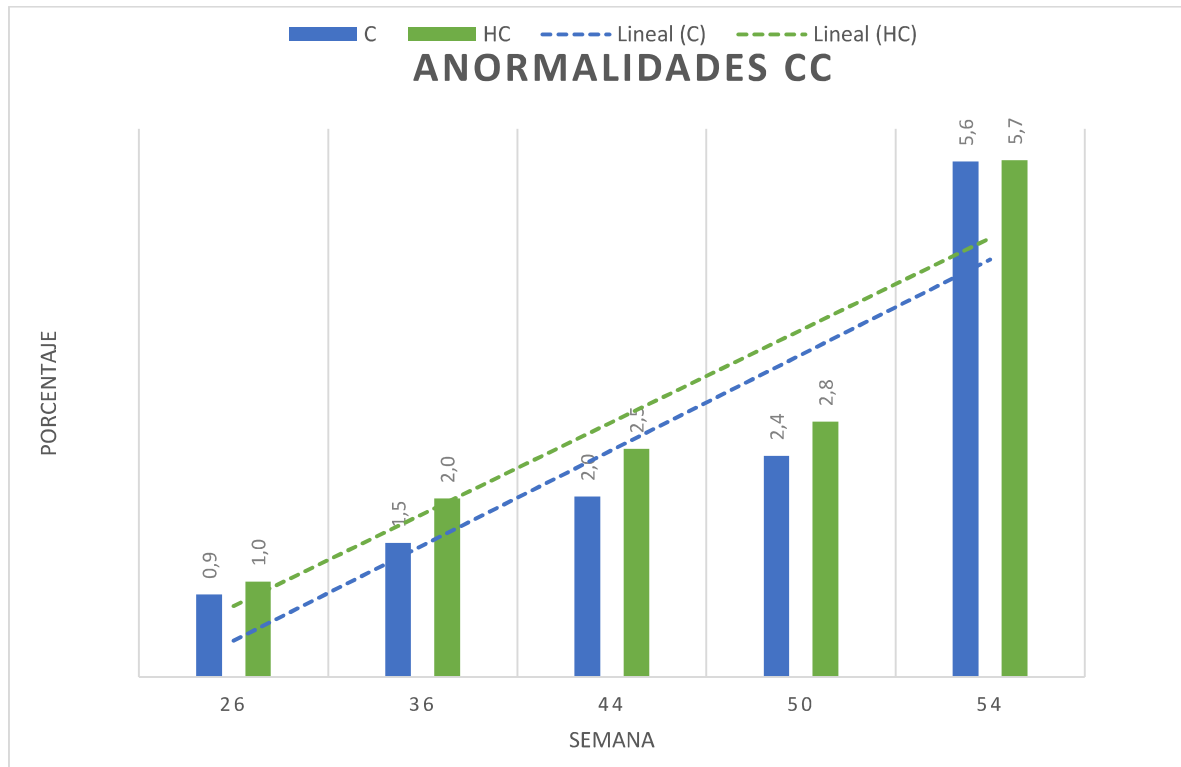


Gráfico N°14. *Porcentaje de anomalías de cabeza espermática, por muestreo (realizada por el autor)*

5. CONCLUSIONES

Al correlacionar la fertilidad con los nacimientos, hubo una relación muy estrecha en los resultados en el grupo HC (Hy Chick®) y C (Control). Ambos grupos evaluados lograron el mayor porcentaje de fertilidad y nacimientos en la semana 36.

Durante el estudio se concluyó que el grupo suplementado con la cantaxantina (HyChick®) presento una significancia menor al grupo C (Control) cuando se correlaciona con el Porcentaje de nacimientos en cada una de las edades estudiadas.

El alimento suplementado con Cantaxantina y 25-OH-D3 mejora la motilidad espermática y con ello la capacidad de fecundación según se demostró en el estudio al compararlo con el grupo control.

La evaluación de las características sexuales fenotípicas y el peso corporal puede implementarse para la selección de machos y como indicadores de la fertilidad.

La utilización Cantaxantina y 25-OH-D3 reduce significativamente la incidencia de alteraciones morfológicas de los espermatozoides.

6. RECOMENDACIONES

Las variables que fueron utilizadas en este estudio sirven de base para realizar nuevas investigaciones.

Los resultados obtenidos en el presente estudio se pueden tomar como referencia para la selección de Machos próximos al apareamiento.

Se recomienda para estudios futuros los machos sean marcados y monitoreados los mismos en todas las edades.

Se recomienda tener en cuenta los valores de concentración seminal, longitud de cresta y barbilla de cada individuo como parte de los parámetros de selección de gallos reproductores.

7. BIBLIOGRAFÍA

Agudelo González, G. 2008. Fundamentos de nutrición animal aplicada. Ciencia y Tecnología. Ed. Universidad de Antioquia, p.96-98.

AITKEN, R. J. Free radicals, lipid peroxidation and sperm function. Reproction, fertily and development. [S.l.: s.n.], 1995. v. 7, p. 659-668

ALLEN, T. E.; GRIGG, G. W. Sperm transport in the fowl. Australian Journal of Agricultural Research, v. 8, p. 788-789, 1957

Bakst, M.R., and B. Howart. (1975) the head, neck and midpiece of cock spermatozoa examined white the transmission electron microscope. Biol, Reprod., 12, 632.

BAR, A. et al. Absorption and excretion of cholecalciferol and of 25-hydroxycholecalciferol and metabolites in bird. Journal Nutrition, Rehovot, Israel, v. 110, p. 1930-1934, 1980.

Becker P., Cantaxantina e 25-hidroxicolecalciferol e seus efeitos sobre os aspectos reprodutivos de galos. universidade federal de santa maria centro de ciências rurais. Programa de pós-graduação em zootecnia dissertação de mestrado, RS, Brasil 2010.

Bilcik, B. Estevez, F and Russek- Cohen, E. 2005 reproductive success of broiler breeder in natural mating systems: the effect of male- male competition, sperm quality, and morphological characteristics <http://ps.fass.org/cgi/reprint/84/9/1453>.

Boletín tecnico Hy Line 2016

Boni.R., Gualtier, R, Talevir and Tosti,E,(2007) Calcium and other ion dynamics during gamete naturation and fertilization . Theriogenology 68 .supp/1: 156- 164

Bramwell, R.K 2002 Fertility and embryonic mortality in breeders avian advice 4 (2) : 1- 3

Brillard, J. (2004). Natural mating in broiler breeders: present and future concerns world poultry science association 2004.

Brown, N. L, J-D. Bayle, C, G, Scanes, and B, K, Follet (1975). Chicken gonadotrophins their effects on the testes of immature and hypophysectomized Japanese oval. cell tissue res., 156,499.

Burwans, W.&Quinn.J.(1935). The Collection of spermatozoa from the domestic fowl and turkey's poultry sci 47: 19/24. (2002)

Carranco Jauregui, Me calvo Carrillo Mc, Perez- Gil. Romof, Carotenoides y su función antioxidante. Revisión. archivos latinoamericanos de nutrición, Vol 61 N° 3, 2011

Candelo T., Díaz CA, Ernesto Ávila Gonzalez, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia UNAM, Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en producción Avícola UNAM, Efecto de la cantaxantina en la progenie de gallinas reproductoras semipesadas Isa Brown, XVI Congreso Bienal AMENA – México. 2014.

Casanovas. P (2008). Managing males to maximise hatchability. World poultry – Vol 24 # 12.2008. www.worldpoultry.net. capitulo fertility 1-3.

Catala Gregori Pablo *.2005 Área de nutrición animal. Departamento de Producción Animal, Facultad De Medicina Veterinaria, Universidad de Murcia, España. El manejo nutricional de los reproductores pesados machos: clave del éxito reproductivo

Cisneros, F. 2013. Desarrollos de la pigmentación de huevo y pollo de engorda Artículo patrocinado por DSM. Industria Avícola 60(6): 6-7.

Cogburn, L, A., and P, C, Harrison (1977) Retardation of sexual development in pinealectomized single comb white leghorn cockerels poult Sci., 56, 876.

Donoghue.A, & Whisthart. G, (2000'). Storage of poultry semen, animal reproduction science g2(2000) 213/232. www.elsevier.com/locate/anireprosci.

EDGE, R.; MCGARVEY, D. J.; TRUSCOTT, T. G. The carotenoids as antioxidants: a review. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, v. 41, p. 189-200, 1997...

Fisiología natural aplicada: factores de variación del desarrollo testicular y la producción de espermatozoides. Disponible en: www.vjaen.es/investiga/cvi296/faa/tema072013.

Fujihara, N, h. Nishiyama, and N. Nakashina (1976). Studies on the accessory reproductive organs in the Drake.2. Macroscopic and microscopic observations on the cloaca of the dark whith special reference to the ejaculatory groove region, *Povit.Sci.*, 55, 927.

FROMAN, D. P.; FELTMANN, A. J. Sperm mobility: a quantitative trait of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Biology of Reproduction*, v. 58, n. 2, p. 379-384, 1998.

Goncalves, J.A.; Bertechini, A.G.; Fassani, E.J.; Borges, P.; Machado, E.; Meneghetti, C. 2010. Efeito da vitamina D3 e 25-hidroxi-colecalciferol sobre o desempenho, o rendimento de carcaça e a morfología intestinal de frangos de corte. *R. Bras. Zootec.* 39(12):2656-2663.

Guía de manejo de reproductoras. Cobb-vantress. 2008. Disponible en: http://cobb-vantress.com/languages/guidefiles/083d90c9-a39f-4f6b-a6b0-396a1f84e203_es.pdf.

Hafez, B, 2002 Reproducción e Inseminación artificial en animales. Séptima Edición (Universidad Autónoma de baja California) PP.: 90 – 257

Jacome J.B Sistema de producción en Aves pesadas por inseminación Artific. ial. Universidad central de Ecuador, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Disponible en:
http://Quickvet.Edifarm.com.ec/pdfs/articulos_tecnicos/IA%20EN%20ENAVES%20PESADAS.PDF

J. L Santiago Moreno. INIA Madrid. "Variables espermáticas predictoras de fertilidad en gallos de raza negra". España 2009

Juarez C. A. y Conejo N.J. 2004 capacitación reproductiva de la parvada. Los Avicultores y su entorno p. 54-55

Kiawall, J. South. 2000. Reproducción e inseminación artificial en animals. Séptima Edición. Usa. Pp: 13- 14.

King Mw. Connon vertebrate Hormones. 2002.www.lndstate. ed

Khan, S.H.; Shahid, R.; Mian, A.; Sardar, R.; Anjum, M.A. 2010. Effect of the level of chole-calciferol supplementation of broiler diets on the performance and tibial dyscondroplasia. J. An. Physiol. An. Nutr. 94:584-593.

Kirby J. D, Trestles c., j and Kirby yk. 1998, evaluation of the duration of the sperm fertilizing ability in five lines of comercial breedr and Delaware croos males. Poultry SCI 77: 16688- 1964

Kristen J. & Edwards.L.(2012) Comb size and color relate to sperm quality: a test of the phenotype-linked fertility hypothesis. Department of Poultry Science, The University of Georgia, 203 Poultry Science Building, Athens, GA 30605, USA.

Lake, P. E (1981)- Male genital organs in " Form and Fuction in birds, "Vol 2(A, S. King and J, Mcllelland, Eds). Condon and New York: Academic press, Chapter1.

Lake, P.E. (1971) The Male in reproduction in "Physiology and biochemistry of the domestic fowl"Vol III (D.J. Bell) and B.M. fREEMAN, Eds London and New York.Academic Press, Chapter Go.

MACIEL, M. P. Características reprodutivas de galos leves e semi-pesados submetidos a diferentes fotoperíodos. 2006. 126 f. Tese (Doutorado em Zootecnia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2006.

Manual inseminación, Granja la Constancia, Rovira, Tolima.

MARTIN RILLO, S. et al. Bora semen evaluation in practice. *Reproduction Domestic Animal*, v. 31, n. 4, p. 519-526, 1996

Mattila, P.; Valaja, V.; Rossow, L.; Venäläinen, E.; Tupasela, T. 2004. Effect of vitamin D2- and D3-enriched diets on egg vitamin D content, production, and bird condition during an entire production period. *Poult. Sci.* 83:433-440.

Melendez- Martinez Aj Vicaro, Heredia Fj. Pigmentos carotenoides consideraciones estructurales y fisicoquímicas, *Archivos latinoamericanos de nutrición*, Vol 57 N°2, 2007

McGary & Pollock. (2002). Phenotypic Traits as Reliable Indicators of Fertility in Male Broiler Breeders. *2002 Poultry Science* 81:102–111.

McGary, S. Estevez, I. and Bakst, M. R. PHYSIOLOGY AND REPRODUCTION Potential Relationships Between Physical Traits and Male Broiler Breeder Fertility. Department of Animal and Avian Sciences, University of Maryland, College Park, Maryland 20742; and USDA-ARS, Beltsville, Maryland 20705. *2003 Poultry Science* 82:328–337.

Nicholls, T, J, and G, P. Grahan (1972) Observations on the ultrastructure and differentiation of Leydig Cells in the testes of Japanese quail (*Coturnix Coturnix Japonica*). *Biol. Reprod*, 6,179.

Nishida, T (1964) Comparative and topographical anatomy of the Fowl. XLII Blood vascular system of the reproductive organs, Jpn.J. Vet.Sci-, 26,211.

Parker H, Yeatman JB, Schultz CD, Zumwalt CD y MacDaneil CD (2000). Use of a sperm analyzer for evaluating broiler breeder males. 2. Selection of Young Broiler Breeder Roosters for The Sperm Quality Index Increases Fertile Egg Production, Poult Sci 79: 771-777

Peralta, M.F., & Miazzo, R. (2002) Bases de la reproducción animal: reproducción aviar 1/11. Disponible en: www.produccion-animal.com.ar

Powley J. Testes Development and Fertility, Global Project Manager, Aviagen brief. June 2008

Rotwell, B (1973) The ultraestructure of leyding cells in the testis of the domestic fowl. J. Anat., 116,245.

Rotwell, B, and M.D. Tingari (1973). The ultrastructure of the Boundary tissue of the seminiferous tubule in the testis of the domestic fowl (Gallus Domesticus). J. Anat., 114,321.

Sanchez, H. R. Plumstead, P. W. and Brake J. PRODUCTION, MODELING, AND EDUCATION Feeding Broiler Breeder Males. Effect of Feeding Program and Dietary Crude Protein During Rearing on Body Weight and Fertility of Broiler Breeder Males. Faculty of Agriculture, Grupo Grica, University of Antioquia, AA 1226 Medellin, Colombia; and Department of Poultry Science, College of Agriculture and Life Sciences, North Carolina State University, Raleigh 27695. 2007 Poultry Science 86:168–174.

Sharp, P. j, and C. B. Gow. (1983), Neuroendocrine control of reproduction in the cockerel Poult.Sci., 62, 1671.

SCHER, A. et al. Efeitos da adição de HyD® e Carophyll Red® a dieta de matrizes de corte sobre a incubação artificial. In: CONFERÊNCIA APINCO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS: Prêmio Lamas, 2009, Porto Alegre. Anais... Porto Alegre: FACTA, 2009a. 1 CD-ROM.

Sturkie.P. D, and H. Opel (1976) Reproduction in the male, fertilization, and, Early Embryonic Development in "Avian Physiology" (3d ed) (P.D. Sturkie.Ed). New York: Springer-Verlag.Chapter 17.

SURAI, P. F. Natural antioxidants in avian nutrition and reproduction. Nottingham, UK: Nottingham University Press, 2002.

Takeda, A (1969) Labelling of cock spermatozoa with radioactive phosphorus. Jpn, J. Zootech, Sci, 40, 472.

Turkey, H, 2000 Sistemas de Inseminación Artificial en Perus para la obtención de tasas superiores de fertilidad y eclosión sexta Edición. 189- 196

Wajchemnberg L.B. Subcutaneous and visceral adipose tissue; their relation to the metabolic Syndrome endocrine reviews.200; 21(6) 697- 738.

Wolanski, N. J. Renema, R. A. Robinson, F. E. and Wilson, J. L. Inc. End-of-Season Carcass and Reproductive Traits in Original and Replacement Male Broiler Breeders. Department of Agricultural, Food and Nutritional Science, University of Alberta, Edmonton, Alberta, Canada, T6G 2P5; and Department of Poultry Science, University of Georgia, Athens, Georgia 30602. 2004 Poultry Science Association J. Appl. Poult. Res. 13:451–460.

Wilson, J.L,2006. Factors that influence Broiler Breeder Flock Fertility. [En línea]. <http://www.poultryworkshop.com/presentations/Dr.%20Jeanna%20Wilson/The%20Male%20Breeder-Higher%20Performance.PDF>.The University of Georgia Athens, 1-3. [Consulta:06 de Diciembre, 2006]

Zaragoza (2012). M.M.L. 2012. Caracterización fenotípica producción y uso tradicional de gallinas locales en los altos de Chiapa, tesis doctor, Colegio postgraduados Campus Puebla 155 p

Zhao, D. Mc Bride, Nandi, S. (2010) Somatic sex identity is cell autonomous in the chicken nature 464, 237-242.