



Universidad Nacional
“Pedro Ruiz Gallo”



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

**“CAMBIOS ANATOMICOS E HISTOLOGICOS DEL
APARATO REPRODUCTOR DE LA GALLINA (*Gallus
gallus*) HI LINE EN EL PERIODO DE CLUEQUES EN
LAS FASES DE PRODUCCION”**

TESIS

**PARA OPTAR EL TITULO DE PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO**

**PRESENTADO POR:
Bach. GILMA JHAMIR BARDALES VEGA**

Lambayeque - Perú

2017

“CAMBIOS ANATOMICOS E HISTOLOGICOS DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA GALLINA (*Gallus gallus*) HI LINE EN EL PERIODO DE CLUEQUES EN LAS FASES DE PRODUCCION”

TESIS

**PARA OPTAR EL TITULO DE PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO**

PRESENTADO POR:

Bach. GILMA JHAMIR BARDALES VEGA

Aprobada ante el siguiente jurado:



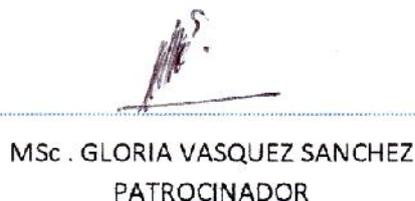
MSc. OSCAR GRANDA SOTERO
PRESIDENTE



MSc. ELSA CHAVIL MONTALVÁN
SECRETARIO



MSc. VICENTE GONZALES JULCA
VOCAL



MSc. GLORIA VASQUEZ SANCHEZ
PATROCINADOR

DEDICATORIA

A mis padres.

Elizalde y Gilma por ser mi fuerza, mi motivo de inicio en el camino de la vida, sobre todo su apoyo incondicional en mi formación como médico veterinario, por creer en mí, por sus consejos y ser mi primera escuela, gracias, pues este trabajo es una muestra de todo ese esfuerzo que han puesto.

A mis hermanos.

A mis hermanos Mara y Juan por su apoyo moral, cariño y comprensión, así como sus palabras de estímulo a seguir estudiando y esforzándome.

A mi esposo y angelito.

David por alentarme a seguir adelante aun cuando todo se torna oscuro, por su amor, paciencia, consejos y compañía en la vida. Así como por ese pequeño visitante que se transformó en una luz para toda mi vida Iker Janosh.

A mis profesores.

Quienes día a día con ahínco trabajan en nuestra formación, gracias por su paciencia, exigencia en la formación no solo académica sino moral llevando en alto el prestigio de pertenecer a nuestra alma mater la Facultad De Medicina Veterinaria.

AGRADECIMIENTO

A mi asesora de tesis Dra. Gloria Vásquez Sánchez por sus aportes, paciencia, sugerencias en la revisión y exigencia en la tutoría en el proceso de elaboración de esta tesis.

A mis amigos de universidad Liliana, Charo, Francisca, Víctor, Junior, Pablo y maestros por sus palabras de aliento y transmisión de experiencias para la culminación de esta tesis.

Al Ing. Carpena por brindarme la oportunidad de ingresar a su granja y poder realizar el muestro para la realización de esta tesis así como el personal que trabaja ahí en facilitarme los registros de manejo para una mejor realización de la investigación.

A los profesores del laboratorio de patología aviar de la facultad de medicina veterinaria por la confianza que pusieron responsabilidad y respeto en el uso de sus ambientes y equipos.

A mi jurado de tesis los docentes: MSc. Oscar Granda Sotero, M.V. Elsa Chavil Montalván MSc. Vicente Gonzales Julca, por su tiempo, buena disposición, aportes que fueron importantes para el desarrollo de este trabajo.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
I. INTRODUCCION	1
II. REVISION DE LITERATURA	2
2.1. CLOQUERA	2
a. Identificación de gallinas cluecas	3
b. Factor endocrino.	4
c. Factores ambientales.	5
d. Cambios anatómicos y fisiológicos.	5
e. Como identificar una gallina clueca.	5
f. Prevención y tratamiento.	6
2.2. ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA GALLINA.	7
a. OVARIO.	7
Estructura de un folículo totalmente lleno.	9
Distinción folicular.	12
b. OVIDUCTO.	13
Infundíbulo	14
Magnum	15
Istmo	16
Útero	17
Vagina	17
III. MATERIALES Y METODO.	19
IV. RESULTADOS Y DISCUCIONES.	23
V. CONCLUSIONES.	43
VI. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	44

INDICE DE TABLAS

	Página
TABLA 1: Biometría del ovario en gallinas cluecas de acuerdo a las fases productivas.	25
TABLA 2: Biometría del oviducto en gallinas cluecas de acuerdo a las fases productivas.	32
TABLA 3: Biometría de las diferentes partes del oviducto.	34

INDICE DE GRAFICOS

	Página
Figura 1. Ovario atrofiado de gallina clueca.	28
Figura 2. Ovario en regresión.	28
Figura 3. Atresia en folículos primarios.	29
Figura 4. Atresia en folículos terciarios y vitelogénicos.	29
Figura 5. Atresia en folículos vitelogénicos amarillos.	30
Figura 6. Oviducto atrofiado.	37
Figura 7. Infundíbulo.	38
Figura 8. Magnum.	39
Figura 9. Istmo.	40
Figura 10. Útero.	41
Figura 11. Vagina.	42

RESUMEN

Se estudiaron los cambios anatómicos e histológicos del aparato reproductor de 32 gallinas Hy Line cluecas, muestras que fueron tomadas de la granja del Ing. Carpena, distribuyéndolas de acuerdo a las 4 fases de producción, durante el periodo 2012 – 2013. Se sacrificaron y extrajeron los órganos de estudio, para ser pesados y medidos, registrándose los siguientes promedios: ovario 3.68 ± 2.04 gr (peso), 2.24 ± 0.44 cm (longitud), 0.2 ± 0.09 mm (espesor), sin presentar folículos vitelogénicos; en oviducto completo se registro 7.47 ± 5.15 gr, 25.04 ± 3.59 cm (longitud); también se pesó y midió los segmentos del oviducto obteniéndose en infundíbulo: 0.33 ± 0.19 g, 3.5 ± 1.24 cm (longitud), 0.86 ± 0.13 cm (diámetro), 0.12 ± 0.19 cm (grosor); en magnum 2.22 ± 1.65 g, 0.61 ± 1.05 cm (longitud), 0.8 ± 0.13 cm (diámetro) y 0.15 ± 0.15 cm (grosor); en istmo 0.95 ± 0.65 g, 5.21 ± 1.24 cm (longitud), 0.76 ± 0.08 cm (diámetro), 0.39 ± 0.61 cm (grosor); en útero 2.39 ± 1.73 g, 2.03 ± 0.46 cm (longitud), 2.28 ± 0.47 cm (diámetro), 0.38 ± 0.33 cm (grosor); y en vagina 1.59 ± 0.96 g, 3.71 ± 0.69 cm (longitud), 0.73 ± 0.04 cm (diámetro) y 0.16 ± 0.07 cm (grosor); resultados que se diferencian de las gallinas normales de la misma línea de producción, los cuales fueron confirmados en observaciones histológicas (tinción hematoxilina – eosina) del ovario y segmentos del oviducto mostrando en el primero presencia de atresia de folículos primarios, secundarios, terciarios y vitelogénicos pequeños; a nivel de oviducto el epitelio se observó plegado comprimiendo las células con mucosidad portadores de los gránulos de secreción. Por lo que en base a estos resultados se infiere que en la cloquera el aparato reproductor sufre una atrofia ocasionando el cese de la postura lo que conlleva a una pérdida económica para el avicultor.

Palabras claves: cloquera, atresia folicular, aparato reproductor, ovario, oviducto.

SUMMARY

Anatomical and histological changes in the reproductive system of 32 Hy Line broody, samples were taken from the farm of Mr. Carpena, distributing them according to the four stages of production were studied during the period 2012 - 2013 were killed and extracted research bodies, to be weighed and measured, recording the following averages: ovarian 3.68 ± 2.04 gr (weight), 2.24 ± 0.44 cm (length) 0.2 ± 0.09 mm (thickness), without presenting follicles vitellogenic; full registration oviduct 5.747 ± 15 , ± 3.250459 cm (length); also weighed and measured segments obtained in infundibulum of the oviduct: 0.33 ± 0.19 g, 3.5 ± 1.24 cm (length) 0.86 ± 0.13 cm (diameter) 0.12 ± 0.19 cm (thickness); in magnum 2.22 ± 1.65 g, 0.61 ± 1.05 cm (length), 0.8 ± 0.13 cm (diameter) and 0.15 ± 0.15 cm (thickness); in isthmus 0.95 ± 0.65 g, 5.21 ± 1.24 cm (length), 0.76 ± 0.08 cm (diameter), 0.39 ± 0.61 cm (thickness); in utero 2.39 ± 1.73 g, 2.03 ± 0.46 cm (length), 2.28 ± 0.47 cm (diameter), 0.38 ± 0.33 cm (thickness); Vaginal and 1.59 ± 0.96 g, 3.71 ± 0.69 cm (length), 0.73 ± 0.04 cm (diameter) and 0.16 ± 0.07 cm (thickness); results differ from normal hens of the same line of production, which was confirmed by histological observations (hematoxylin - eosin) ovarian and segments oviduct showing the first presence of atresia of primary, secondary, tertiary and vitellogenic follicles little ones; level was observed oviduct epithelium cells with folding compressing carriers mucus secretory granules. So based on these results it follows that in the broody the reproductive system undergoes atrophy causing cessation posture which leads to an economic loss for the poultry farmer.

Keywords: broody, follicular atresia, reproductive system, ovarian, oviduct.

I. INTRODUCCION

La incubación se refiere al estado conductual y fisiológico que permite a la gallina mantener un ambiente propicio para el desarrollo embrionario de los huevos, siendo esto provechoso en gallinas criadas en traspatio, pero no propicio en ponedoras Hy Line Brown.

Conforme la industria avícola ha ido creciendo la cloquera ha dejado de ser interesante para los avicultores, dando paso a la incubación artificial, es así que este comportamiento se ha relacionado negativamente con la producción en gallinas ponedoras, constituyendo una fuente de pérdida económica por la disminución en la producción de huevos, mayor inversión de tiempo y dinero en mano de obra calificada para identificar y retirar a las gallinas cluecas, así como acondicionar espacios donde son aisladas hasta su supuesta recuperación y posterior regreso a sus galpones de origen.

Si bien los estudios realizados no apuntan la causa exacta de la cloquera, se la ha asociado con aumentos en los niveles de prolactina, lo cual provoca una interrupción en la puesta, la reabsorción de vitelo generando una regresión del ovario izquierdo funcional **Guémené et al (2002)** y **Buxadé, (1992)** y el oviducto; este proceso se ve favorecido por los factores ambientales como por ejemplo: altas temperaturas, falta de luz uniforme en los galpones, presencia de huevos en los nidales.

Por toda esta problemática el objetivo de la presente investigación fue estudiar los cambios anatómicos e histológicos del aparato reproductor en ponedoras Hy Line Brown dentro de sus fases de producción en estado de cluequera, para lo cual se pesó y tomo medidas del ovario y oviducto así como su procesamiento histológico, con el fin de un mejor entendimiento de los cambios que se dan en la estructura de los órganos, tanto macroscópicamente como a nivel microscópico.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. CLOQUERA.

Sauveur, (1992). El encluecamiento es la tendencia de la hembra a echarse, o querer incubar los huevos. Aunque esto es indispensable para la supervivencia de las aves silvestres y la avicultura a escala familiar, es indeseable en el manejo avícola moderno.

Para **Cunningham, (2009)**. La cloquera es cuando las gallinas dejan de poner y toman sus recursos fisiológicos y conductuales para la incubación y eclosión de polluelos.

El término incubación indicó **Sauveur, (1992)**, abarca dos aspectos que son complementarios en el comportamiento reproductivo de las aves: la incubación de los huevos y el cuidado de las crías. Con la domesticación ha sido más provechoso incubar los huevos artificialmente y así mantener las gallinas en plena postura, es así que al conseguir dominar el proceso de incubación artificial, la incubación natural por razones económicas evidentes dejó de interesar a los avicultores.

Galindo (2006) este comportamiento empieza a aparecer justo después del máximo nivel de producción de huevos, esto es, después de la tercera o cuarta semana de postura. Si no se adopta ninguna medida preventiva, su manifestación alcanza el máximo entre la octava y la décima semana de postura y persiste a lo largo del ciclo reproductivo. Los resultados de estudios efectuados mostraron que en ausencia de un manejo específico sobre el 80% de las hembras de una línea comercial pasaron por episodios de cloquera. Si se manejan, las mismas aves se encluecarán dos o más veces, a intervalos de 3 a 4 semanas.

Según **Buxadé (1992)**. La incubación natural se ha eliminado de las gallinas de estirpe ligero, pero aún subsiste al menos parcialmente y para desesperación de los ganaderos en las gallinas reproductoras pesadas (de aptitud carne). En la domesticación la cloquera suele hacer su aparición 3 ó 4 semanas después del pico de puesta y en algunos casos puede aparecer hasta la 8ª semana.

a. Identificación de gallinas cluecas

Institut de Selection Animale, (2010) La cloquera puede aparecer en ciertas manadas en caso de stress o cuando las aves están con bajo peso corporal; siendo las aves afectadas identificadas por un determinado patrón en su comportamiento: permanecen en el nidal aunque no ponen huevos, lo defienden erizando las plumas, emiten un cacareo característico, se muestran agresivas y con el tiempo aparece una zona desplumada que es un signo evidente de cloquera. Lo cual concuerda con descripciones realizadas por **Sauveur (1992)** donde menciona que cuando las aves se explotan sobre yacijas, especialmente en el caso de las gallinas, la aparición de la incubación va precedida de una fase de construcción del nido así como un aumento progresivo fundamentalmente durante el periodo de oscuridad de la frecuencia y duración de las visitas al mismo. Al final de este período intermedio, que es conocido como estado de transición, la hembra clueca sólo dejará brevemente el nido y pasará en éste más del 90% del día. Al acercársele, la hembra exhibe una conducta de defensa del nido, reúne e incuba los huevos; los cuales al estar en contacto con la pared abdominal representa importantes estímulos para el enclucamiento, las sensaciones táctiles son primordiales, y constituyen, casi con toda seguridad, un reforzamiento del estímulo visual. La sensibilidad de estas placas aumenta de una forma notable al principio de la incubación; es posible, por tanto, que el nido y los huevos estimulen la secreción de prolactina por un reflejo similar al de la tetada en los mamíferos.

En acotaciones de **Bencomo et al (2010)** y **Sauveur (1992)**. Mencionan cambios en la coloración o pigmentación de las crestas, patas y picos; la cloaca es pequeña, seca y casi redonda en comparación con una gallina activa que muestra una cloaca húmeda y ovalada; otra característica es la separación desde el hueso púbico a la quilla del esternón esta se reduce, se cierra. **Bencomo et al (2010)** otra característica es la pérdida de peso, interrumpen la postura y al ponerse a empollar ocupan el nido

de las ponedoras, **Cunningham, (2009)** lo que puede reducir la producción de huevos en 8 hasta 10 por gallina.

Cunningham, (2009). La cloquera está controlada por varios factores incluyendo la genética, la endocrinología y el medio ambiente; siendo este último un contribuyente significativo a este comportamiento y, como resultado, también puede ser manipulado para desalentar esta condición.

b. Factor endocrino

El mecanismo neuroendocrino que controla la cloquera todavía no está completamente entendido. **Ribas J. (2010)** Durante la incubación, las concentraciones plasmáticas de gonadotropinas son muy bajas y la regresión de ovario se produce como resultado de una reducción de fotosensibilidad hipotalámica. La caída de la fotosensibilidad determina la liberación de GnRH en el hipotálamo y una disminución posterior en la liberación de LH y FSH en la hipófisis. La disminución de FSH, LH así como la estimulación baja de las capas de células de la teca y de la granulosa, donde los andrógenos, estrógenos y progesterona se sintetizan, causando la regresión del ovario y socavando el desarrollo de los folículos. El bajo nivel de progesterona complicará aún más la liberación de LH, ya que la progesterona es la ola que induce la liberación de LH para desencadenar la ovulación. Así, durante este proceso la gallina cesa la postura.

La prolactina es una hormona gonadotropa que interviene en los fenómenos de incubación, **Buxadé (1992)**. Cita que la administración de prolactina exógena provoca entre otras reacciones una regresión de las gónadas en las aves de ambos sexos, reduce la secreción ovárica de estradiol como respuesta a la LH, y en presencia de estrógenos el desarrollo de las placas incubatrices. Por todo esto la prolactina ha sido considerada un desencadenante del proceso de la incubación. Un incremento de la temperatura ambiental favorece la elevación del nivel de prolactina y la aparición de la cloquera **Sauveur, (1992)**.

c. Factores ambientales

Bencomo et al (2010). Refieren factores predisponentes como:

- Excesiva densidad de población en un galpón.
- Pocos comederos y bebederos por ave o mala distribución de los mismos.
- Escasa iluminación en el galpón.
- Excesiva permanencia de los huevos en los nidales sobre todo cuando quedan abiertos por las noches.
- Excesivo número de nidales.

d. Cambios anatómicos y fisiológicos

En **Ribas J. (2010)**. Señalan:

- Una reducción del ovario (relacionada con las concentraciones plásmaticas de las hormonas gonadotropinas y esteroidales).
- Disminución del peso del hígado (esto ocurre debido a una baja exigencia metabólica para la producción de vitelo).
- Anorexia y pérdida de peso corporal (la pérdida de apetito está asociada a la liberación del PIV).
- Hiperemia (asociada con la acción vasodilatadora del PIV provocando un mayor flujo sanguíneo en los vasos).
- Cambio en el plumaje (asociado a la función de la tiroxina que determina el aumento en el número de las plumas más pequeñas).

e. Como identificar una gallina clueca según Bencomo et al. (2010).

- Crestas u barbillas poco desarrollada, pálida y áspera al tacto.
- Cabeza y pico alargados.
- Patas y pico amarillo pálido o blancos.
- Cuerpo largo y delgado con pechuga aplanada, espalda larga y plumas de la cola erectas.
- Poco espacio entre la punta del esternón y la última vértebra (menos de dos dedos).

- Temperamento nervioso y agresivo. Huyen de las cercanías de las personas. Cacarean mucho al ser capturadas.

f. **Prevención y tratamiento**

Según el **Institut de Sélection Animale, (2010)**. Aconseja:

- Evitar la puesta de huevos en el suelo (la puesta en suelo favorece la cloquera).
- Cerrar los nidales al atardecer, unas 4 horas antes de apagarse las luces (tan pronto como se han puesto todos los huevos).
- Realizar recogidas de huevos frecuentes.
- Evitar una densidad de población alta que también afecta a los espacios de comedero y bebedero disponibles por ave.

Cunningham (2009). Extracción de las gallinas de estímulos visuales y físicos proporcionados por los nido y materiales de nidificación, esto ayudara a desalentar este comportamiento. Además, ayudará a prevenir la producción de gallinas cluecas por medio de la observación y la adopción de la conducta de sus compañeras clueca.

Bencomo et al. (2010). Para sacar a las gallinas de la cloquera con mayor rapidez se las puede introducir en una pequeña jaula con poca iluminación y con piso de alambre o rejilla que la incomode, durante 3 o 4 días.

Buxadé (1992). Hace mención que en algunas ocasiones acciones de tipo global como una iluminación de elevada intensidad o ruidos inhabituales pueden interrumpir un inicio de cloquera; no obstante el método más eficaz para conseguir una rápida vuelta a la producción es el tratamiento de aislamiento de las cluecas conocido como "corral de clueques"; para aplicar esta técnica se puede reconocer las cluecas por la tendencia que tienen de ir hacia los nidales al final del periodo luminoso exhibiendo un comportamiento de defensa de su nido cuando se las intenta manipular. Las gallinas cluecas son conducidas a estos corrales destinados a su aislamiento

contando con una buena ventilación, agua y alimento a libre disposición; a cabo de 24 horas los niveles de prolactina tienden a bajar, permaneciendo aislada por tres días hasta su mejoría.

2.2. ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA GALLINA.

Buxadé (1992). En las aves, el aparato reproductor femenino está compuesto por dos partes esenciales: ovario y oviducto izquierdos, encontrándose atrofiados los órganos del lado derecho. **Galindo (2006).** Donde la primera estructura es para la formación de yema, la segunda para la clara y cáscara. La ovulación es la que permite el paso del ovario al oviducto.

a. OVARIO.

Galindo, (2006). El ovario está situado en la parte superior de la cavidad abdominal, debajo de la arteria aorta y de la vena cava posterior. Se apoya sobre el riñón, el pulmón, y por la parte inferior sobre el saco aéreo abdominal izquierdo.

Al no ser posible en el ovario adulto la distinción entre médula y cortex se habla normalmente de masas celulares, algunas de las cuales contienen los oocitos (zona parenquimatosa) y otras tejido medular con presencia de vasos sanguíneos fundamentalmente (zona vascular).

Buxadé (1992). La gónada adulta muestra el aspecto de un racimo de uvas, debido a la presencia de 7 a 10 folículos portadores de yemas que se encuentran en fase de crecimiento acelerado. Junto a ellos se encuentran folículos más pequeños y folículos vacíos, que degeneran rápidamente. Esto se cumple en aves en estadio de producción. Cada folículo está unido al ovario por un pedicelo, por donde penetran arterias, el sistema venoso y fibras nerviosas. El crecimiento folicular es jerárquico; por eso sólo los folículos más grandes llegan a ovular, y es gobernado por la hormona FSH y la progesterona en dosis bajas.

Robinson y Renema. (1999). El tamaño y la forma del ovario dependen de la edad y el estadio reproductivo. Su función es la producción de: ovocitos, estrógenos, andrógenos, progesterona y prostaglandina E (PGE). Dicho de esta forma **Fernando et, al. (2007)**, una función importante que cumple es la producción de hormonas esteroides, esencial para el crecimiento y la función del aparato reproductor. A diferencia de los mamíferos, las células granulosas son la principal fuente de progesterona y pequeñas cantidades de andrógenos, mientras que las células de la teca producen los andrógenos y estradiol.

Fernando et, al. (2007). La jerarquía de control que permite la ovulación folicular se establece a diario por folículos pequeños (6-8 mm). Los folículos amarillos de 8 mm de diámetro entran en la jerarquía, donde continúa desarrollándose y luego terminar en la ovulación.

Buxadé (1992). El ovario bajo el control de las hormonas gonadotropas segrega tres principales tipos esteroides que también son conocidos en los mamíferos:

- **Estrógenos:** sintetizados probablemente por las células intersticiales de las tecas foliculares; en el ave adulta su síntesis está asegurada por el segundo y tercer folículo de mayor tamaño, ya que en el folículo más grande su capacidad de sintetizar esta hormona desaparece casi en su totalidad la víspera de su ovulación, en estos momentos se especializa en la síntesis de progesterona. Las funciones de los estrógenos son múltiples ya que participa en todas las fases de formación del huevo, crecimiento del oviducto, comportamiento de oviposición, aparición de los caracteres sexuales secundarios y separación de los huesos pelvianos.
- **Andrógenos:** pueden tener un doble origen las células intersticiales del estroma del ovario y de la teca, al tratarse de esteroides masculinos en la hembra su acción está bastante limitada. Actúa estimulando el

crecimiento de la cresta y de todos los caracteres secundarios. En sinergia con los estrógenos estimula también el desarrollo del oviducto y del hueso medular.

- **Progesterona:** proviene en su mayor parte de la granulosa del folículo preovulatorio y en menor medida del folículo postovulatorio. Dentro de sus actividades está el de controlar las células implicadas en el crecimiento del oviducto (en este caso es agonista de estrógenos y andrógenos), controla también los ritmos de ovulación y oviposición o puesta actuando sobre la liberación de LH – RH por parte del hipotálamo sobre las contracciones del útero previas a la oviposición y sobre la conducta de puesta.

Sisson (2005). La irrigación del ovario izquierdo procede de la arteria renal craneal izquierda a través de la rama ovario-oviducto. Y el drenaje venoso se hace mediante dos o más venas ováricas, formadas por anastomosis de venas procedentes de los pedúnculos foliculares; y la inervación deriva del plexo ovárico, que recibe ramas simpáticas del quinto, sexto y séptimo ganglios torácicos primero y segundo ganglios lumbosacros de la cadena simpática.

Estructura de un folículo totalmente lleno:

Sisson (2005). En las aves el término folículo incluye usualmente las dos tecas y el estroma granuloso. También se puede incluir la protuberancia que contiene el oocito, de forma que la pared del folículo totalmente lleno tiene seis capas observadas por un microscopio electrónico. Estos datos nos sirven de base diferencial de una gallina clueca. Utilizando esta definición sería:

- **La capa más interna:** es la más estrecha de las seis, solo puede distinguirse con el microscopio electrónico. Por lo cual se sugirió tomar la clasificación de las membranas del huevo, en esta clasificación una membrana primaria de huevo está formada por el citoplasma del propio oocito. Una membrana secundaria es

producida por las células del folículo del ovario y una membrana terciaria adicionada por el útero en el oviducto.

La capa más interna del folículo maduro está formada de tres componentes principales. Desde dentro hacia afuera son:

- **El citolema del oocito:** membrana limitante y la plasmática (membrana unitaria) del oocito es indiscutiblemente una membrana primaria del huevo.
 - **La zona radiada:** aparece en folículos de 7 mm formando una serie de prolongaciones citoplasmáticas semejantes a dedos. Y desaparece en el folículo preovulatorio. Esta esencialmente formada por numerosas evaginaciones transitorias finas de la membrana vitelina.
 - **Membrana perivitelina:** o capa perivitelina, es una zona estrecha entre el oocito y las células granulosas adyacentes. La microscopia electrónica ha revelado que esta es una zona de sustancias acelular formada por la secreción de las células granulosas. Por lo tanto es una membrana secundaria del huevo, apareciendo en el folículo de 7 mm y en el folículo de 15 mm su anchura es el doble.
- **El estrato granuloso: Sisson (2005).** Es una capa de células que rodea el oocito. Las células del estrato granuloso aparecen primero en los folículos primordiales inmediatamente después de la eclosión. En este estadio solo forman una simple capa de células alrededor del oocito primario que tiene un diámetro de solo 0,01 a 0,02 mm, pero a medida que el oocito madura la granulosa se convierte en una simple capa de células relativamente planas. La membrana basal de las células granulosas está muy bien desarrollada, encontrándose entre el estrato granuloso y la teca interna. Las células del estrato granuloso proceden por lo general (aunque no todas las veces) del epitelio germinativo a través de los cordones sexuales primarios.

▪ **La teca interna: Sisson (2005)** es una cápsula celular compacta, la microscopia electrónica muestra que aparentemente comprende tres capas: una capa estrecha de fibras de colágeno, una capa media en la que predomina los fibroblastos y una capa externa de células que son vacuolas, siendo apreciables en métodos ordinarios de preparación histológica. Embriológicamente la teca interna deriva del tejido conectivo del estroma ovárico.

▪ **La teca externa:** es una capa ancha de células más grande que la teca interna. Las observaciones realizadas inmediatamente después de la ovulación revelaron que está formada por haces paralelos de fibras de colágeno separados por filas de fibroblastos. Su derivación embriológica es la misma que la teca interna.

▪ **La túnica superficial: Sisson. (2005).** Está conformada por tejido conectivo que es pobre si se compara con las tecas. Rodea al estroma y los folículos (excepto la zona del estigma).

▪ **El epitelio superficial:** es un componente incierto del folículo maduro. Algunas fibras se muestran aún como recubriendo la superficie del folículo, pero no existen demasiados trabajos concretos sobre si siempre cubre la superficie total del folículo hasta el momento de la ovulación; sin embargo **Sisson (2005)** indica que cubren el folículo con una capa de células planas.

▪ **Estigma:** es una banda meridional blanca, describiéndose a menudo como avascular. El tejido conectivo externo está ausente en el estigma y las fibras de colágeno de la teca externa no son tan paralelas.

▪ **Pedúnculo del folículo:** en el folículo maduro consta de tejido conectivo, musculo liso, células glandulares, vasos sanguíneos y abundante tejido nervioso. El pedúnculo del folículo maduro típicamente posee de dos a cuatro arterias y dos a cuatro venas.

Distinción folicular según Boviez J. et al (2015):

- **Folículos primarios:** escasos, son los más pequeños. El ovocito está rodeado por células foliculares planas o cúbicas.
El aumento de tamaño de los folículos dependerá del aumento de volumen del ovocito (no hay antro folicular como en los mamíferos).
- **Folículos secundarios:** el ovocito es más grande y está rodeado por células cúbicas. El núcleo del ovocito es grande y los cromosomas se observan como finos filamentos. En algunos de ellos, cerca del núcleo puede observarse un cuerpo homogéneo y acidófilo redondeado (cuerpo de Balbiani). Rodeando al folículo se observan grupitos aislados de células de citoplasma claro (glándula tecal).
- **Folículos terciarios:** más grandes. El ovocito contiene grandes vacuolas lipídicas en el centro del citoplasma. El epitelio folicular es cilíndrico simple con núcleos en apical. Por fuera se ven las células de la glándula tecal.
- **Folículos cuaternarios (vitelogénicos):** sobresalen del ovario por su gran tamaño. Son muy grandes y contienen abundantes vacuolas claras de vitelo. El epitelio folicular es pseudoestratificado. Por fuera, la glándula tecal.
- **Folículos atrésicos:** masas redondeadas de tamaño variable. Vitelo desorganizado y epitelio folicular engrosado, multiestratificado y cargado de vacuolas lipídicas. Por fuera, una gruesa zona acidófila (condensación de colágeno).
- **Folículos post-ovulatorios:** en diversos estadios de regresión. Masa de células vacuoladas que sobresalen parcialmente de la superficie. La parte intraovárica está rodeada por una gruesa zona acidófila de fibrosis.

Según explica **Sisson (2005)** los folículos post ovulatorios inmediatamente después de la ovulación el folículo se contrae; la abertura y la profundidad de la cavidad estrecha muestran hemorragias. No hay evidencia aceptable para que exista una persistencia del cuerpo lúteo postovulatorio en las aves. Al segundo o tercer día después de la ovulación el folículo se llena de células vacuoladas derivadas de la granulosa y probablemente de la capa de fibroblastos interna y quizás de las células vacuoladas externas de la teca interna, también existen muchos eosinófilos.

b. OVIDUCTO

Ubicación:

Según **Sisson. (2005)**. Caudal al nivel del ovario las relaciones topográficas de las asas son las siguientes: dorsalmente la superficie ventral del riñón (a menudo al riñón derecho) y las paredes dorsales; lateramente la pared lateral izquierda; ventrolateralmente, al lado derecho, los intestinos en general y los ciegos en particular; ventralmente a la izquierda, la superficie dorsal de la molleja y el bazo. Sin embargo, el saco aéreo abdominal izquierdo separa el oviducto de la pared izquierda del cuerpo y de la molleja. El oviducto se presenta como un tubo de color rosa pálido, que se extiende desde la región del ovario a la cloaca. En el caso de la gallina su longitud total es cercana a los 70cm y su peso, en vacío, es próximo a los 40g. Se encuentra suspendido mediante un repliegue ventral del riñón izquierdo.

Paiva et, al. (2012). El oviducto es un tubo muscular en espiral, se extiende desde el ovario izquierdo a la cloaca. Este cuerpo se divide en cinco áreas funcionales, diferentes anatómicas e histológicas: infundíbulo, magnum, istmo, útero y la vagina. El oviducto se sustenta en la cavidad abdominal por medio de tres ligamentos: craneal, mesoviducto ventral y dorsal. Es un órgano bien vascularizado, presentando una pared formada por una mucosa con numerosos pliegues seguidos de la submucosa, una capa muscular y una capa serosa exterior. La mucosa del oviducto está cubierta por un

epitelio con células ciliadas y secretoras soportados sobre la lámina propia rica en capilares sanguíneos. En la submucosa cuenta con arteria, venas y glándulas. La capa muscular está formado por fibras musculares lisas dispuestas generalmente en dos capas: una longitudinal y otra circular; variando su espesor de acuerdo a los diferentes segmentos del oviducto. La serosa consiste en un epitelio plano simple (mesotelio) descansando sobre una delicada capa de tejido conjuntivo laxo.

Galindo (2006). Las hormonas que ejercen alguna acción sobre el oviducto son: esteroides ováricos, estrógenos y progestágenos; hormonas de la neurohipófisis, especialmente arginina vasotocina, y las prostaglandinas. La acción de los dos últimos grupos de hormonas señaladas está relacionada con la contractibilidad del oviducto; al margen de la función reguladora endocrina, estas hormonas son esenciales para el desarrollo y funcionalidad del oviducto. Los estrógenos determinan el desarrollo de este órgano; tal es así, que si se comparan los oviductos de gallinas en postura con niveles circulantes altos de estrógenos, con gallinas fuera de postura, la diferencia es sustancial, 50 versus 15 cm de longitud. La inyección de estrógenos en una gallina fuera de postura, provoca un aumento de tamaño del oviducto producto de una hiperplasia, hipertrofia e hiperemia.

Áreas funcionales del oviducto

- Infundíbulo:

Cuenca Rural (2009). Es el segmento más próximo al ovario, con una longitud de 9 cm y forma de tubo que en su parte anterior es ensanchado, similar a un embudo cuyas paredes abrazan al ovario.

Paiva et, al. (2012), refiere que la morfología del infundíbulo es similar a un embudo con fimbrias, y está implicado en la absorción de oocitos ovulados en el ovario para luego servir en la fertilización. La zona cercana al ovario es aglandular a diferencia de la región trasera más estrecha conocida como región chalazífera por la presencia de una mucosa secretora. En **Cuenca Rural (2009)** refieren que en este segmento se

agrega la membrana perivitelina; otra función importante de este segmento es la captación de la yema en el momento de la ovulación, y a este nivel, se produce la fertilización del óvulo por parte del espermio.

Estrada (2002). El oviducto tiene una luz amplia que permite la captación del ovocito al ser liberado por el ovario durante la ovulación. Su pared forma largos e irregulares pliegues de la mucosa, limitada por epitelio simple columnar.

Buxadé. (1992) La longitud total de estas dos regiones en la gallina varía de 4 a 10 cm, con una longitud media total y un diámetro (de la abertura del embudo) de 7 a 9 cm respectivamente. La mucosa es algo oblicua, con pliegues longitudinales, que aumentan gradual y progresivamente de altura. La región tubular es más gruesa que la del embudo, pero más delgada que cualquier otra porción del oviducto y se puso de color rosa pálido debido a la vascularización de la región.

- **Magnum**

Moraes (2011). También llamada glándula albuminífera. **Galindo (2006)** refiere que es la parte más larga, su pared es muy elástica presentando grandes pliegues. La mucosa es muy plegada provista de epitelio estratificado con células caliciformes y cilíndricas ciliado así como glándulas tubulares. La estructura tubular consiste de paredes más gruesas que van de 20 a 48 cm de largo con una longitud promedio de 30 cm y unos 4 cm de ancho según **Cuenca Rural (2009).**

Sisson. (2005). Presenta gran cantidad de glándulas secretoras, que van a secretar la mayor cantidad de la clara o albumen.

El mágnun se diferencia claramente de la zona siguiente por una estrecha banda traslúcida carente de glándulas y de repliegue interno.

Sisson. (2005). En la gallina en puesta su longitud es de 20 a 48 cm con una longitud media y un diámetro de 34 y 2 cm respectivamente. La pared es mucho más gruesa que la del infundíbulo. Esto no se debe a la capa muscular, el que es solo ligeramente más gruesa que el infundíbulo y más

delgada que la del útero y la vagina; el mayor grosor de la pared está producida fundamentalmente por las numerosas glándulas tubulares que están incluidas en los pliegues mucosales longitudinales semejante a crestas. Estos pliegues son más altos y gruesos que de todas las partes del oviducto, y aumentan las zonas secretoras de la mucosa 3 veces. El color de la mucosa durante la secreción activa es blanco o gris luminoso. Las glándulas tubulares y los pliegues son mucho más reducidos, las células de recubrimiento más altas, las células glandulares individuales más números y con mayor mucosa que el propio oviducto.

- Istmo

Galindo (2006) Presenta un diámetro más reducido que el magnum, con repliegues de la mucosa menos acentuados, aquí comienza la secreción de las membranas testáceas (interna y externa) e iniciación de la cáscara.

Moraes (2011) menciona que el istmo tiene una luz estrecha y en la mucosa inferior la presencia de pliegues con un menor número de glándulas. Su longitud puede ir de 4 a 12 cm, con una pared gruesa, con pliegues longitudinales.

Sisson. (2005). Los 4 cm finales que forman el denominado istmo rojo (para diferenciar del resto denominado istmo blanco). Está muy vascularizado.

En la gallina en puesta la longitud del istmo varía de 4 a 12 cm con una longitud media y diámetro de unos 8 y 1 cm respectivamente. El límite entre el istmo y Magnum fácilmente se distinguen por una banda estrecha de tejido de uno 3 mm de ancho (Zona Translucens) que parece traslucida cuando se obtiene en fresco los pliegues primarios de esta zona limitante usualmente se describen como longitudinales más que como espirales, pero en algunas muestras no son menos espirales que los del magnum. El color de la mucosa es amarillo oscuro, más oscuro que el resto del oviducto.

- Útero

Paiva et, al. (2012). El útero produce la concha mineralizada del huevo, siendo, por tanto, llamada "glándula peeling" (glándula de la cascara). También tiene la tarea de producir la pigmentación de la cáscara del huevo y de la cutícula; este último se deposita después de la formación completa de la cáscara justo antes de la puesta de huevos. En acotaciones realizadas por **Moraes (2011)**. Menciona que el útero cuenta con una pared más delgada que el istmo, pero se presenta con músculos fuertes, pliegues longitudinales y transversales; y glándulas tubulares. Su longitud va desde 4 a 12 cm, sin embargo, es una región ampliada en forma de bolsa.

Sisson (2005). Tiene forma de bolsa, con paredes musculares gruesas. No hay un límite anatómico entre el istmo y el útero, pero el músculo circular recibe un reforzamiento a modo de esfínter. En la gallina en puesta su longitud varía de 4 a 12 cm, con una longitud media y un diámetro de 8 cm y 3cm respectivamente. También se distingue una porción craneal corta y relativamente estrecha, y una porción caudal en forma de bolsa que sostiene al huevo durante más tiempo para la formación de la cáscara.

Los pliegues de la mucosa están irregularmente intersectados por surcos transversos y oblicuos, que constituyen numerosas láminas en forma de hoja. El color de la mucosa puede pasar desde rosado pálido, al rosado vivo o marrón.

Se distinguen en el epitelio la presencia de células ciliadas que contienen abundante lípidos.

- Vagina

Paiva et, al. (2011). La vagina sirve como puerta de entrada hacia el óvulo recién formado, y actúa como una barrera natural; así como el lugar de almacenamiento selectivo para los espermatozoides en las glándulas

tubulares en la región de unión entre la vagina y el útero, "glándulas de acogida de los espermatozoides". En estudios realizados por **Galindo (2006)** menciona que la pared de la vagina tiene repliegues longitudinales, pero carece de glándulas secretoras, desembocando en la mitad izquierda de la cloaca. Su longitud varía de 4 a 12 cm. **Moraes (2011)**.

Mattiello. (2010). Es un conducto muscular estrecho que representa el tramo final del oviducto y desemboca en el urodeum de la cloaca. Junto con el útero, contribuye a la expulsión muscular del huevo, mecanismo regulado por la oxitocina y la arginin-vasotocina neurohipofisarias. En la unión útero-vaginal se hallan las glándulas almacenadoras de semen. La vagina se prolapsa en la cloaca, en el momento de la postura, impidiendo que el huevo tome contacto con las deyecciones del coprodeum.

Sisson. (2005). La mucosa de la vagina es blanca. Los pliegues de la mucosa son longitudinales más que espirales y más gruesos y bajos que en otra parte del oviducto. Estos pliegues especiales llevan glándulas tubulares o "glándulas uterovaginales".

Vaca. (1991). La vagina es la sección del aparato reproductor donde el huevo queda retenido por un corto tiempo antes de pasar a la cloaca.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. MATERIAL BIOLÓGICO

- 32 Gallinas ponedoras Hy Line Brown cluecas.

3.1.2. MATERIAL DE LABORATORIO

- Mandil de laboratorio.
- Mascarilla.
- 1 caja de 100 Guantes.
- Equipo de disección (mango de bisturí N° 3 y 4, tijera, pinzas, zonda canalada, estilete).
- Hojas de bisturí N° 10 (para mango N° 3) y N° 21 y 23 (para mango N° 4).
- Calibrador manual de 6" marca Stanley.
- 8 cajas Petri.
- Balanza digital marca Sartorius (0.01g a 5kg)
- Lupa lámpara.
- 160 Recipientes estériles con tapa.
- 2 litros de formol al 40%.
- 3 litros de agua destilada.
- Microscopio óptico PRIMO STAR ZEISS.

3.2. METODOS

3.2.1. Ubicación y duración experimental.

La granja avícola del Ing. Zootecnista Cárpena se encuentra ubicada a 345.92 m carretera a San José, a 10.9 km del parque principal de la ciudad de Chiclayo, Provincia de Lambayeque, Región Lambayeque. Su territorio se encuentra en la región chala, contando con una altitud de 8

msnm, 6°46'16.58" de latitud sur y 79°56'55.90" de longitud oeste de meridiano de Greenwich.

El distrito de San José está ubicado en el extremo Sur Oeste de la provincia de Lambayeque, a orillas del mar. Sus límites son: Al Norte, con el distrito de Lambayeque; al Este, con los de Lambayeque y Chiclayo; al Sur, con el de Pimentel; al Oeste, con el Océano Pacífico. El clima de la zona es templado y seco. Las estaciones del año no se dan bien marcadas preponderantemente se notan dos: invierno y verano, siendo pequeñas las diferencias de temperatura; en invierno llega de 15 °C y en verano llega hasta 30 °C.

3.2.2. Observaciones realizadas en la granja

La granja contaba con una población de 6 491 gallinas ponedoras criadas en piso con una producción de 5 643 huevos, con presencia de gallinas cluecas, las que para poder estudiarlas fueron separadas de acuerdo al periodo de postura en 4 fases: la primera a partir de 20 a 32 semanas, la segunda de 33 a 44 semanas, la tercera fase de 45 a 58 semanas y la cuarta fase mayor a las 58 semanas de edad. Para su reconocimiento se tuvo en cuenta características notorias de la cloquera como: aves que permanecían en su nido y al acercárselas emitían un sonido característico de defensa, seguido de un bajo peso corporal; al ser extraídas del nido se podía observar la falta de plumas en el pecho (zona del parche de incubación) y los huesos púbicos muy juntos así como la distancia corta entre el esternón y pelvis. La recolección de la muestra fue realizada en el 2012 hasta el 2013.

3.2.3. Identificación de gallinas cluecas en el galpón

Se empieza con la observación de las posibles cluecas dentro del galpón, luego se examinó a las candidatas una por una. Para el examen se sostuvo a la gallina por el pecho con la palma de la mano izquierda y se la colocó de modo que la cabeza quedó hacia el observador, con la misma mano se sujetó por las articulaciones poniendo por lo menos un dedo entre los muslos para evitar que pueda hacerse demasiada presión sobre el abdomen. Generalmente conviene colocar el índice entre los muslos manteniendo

firmes las patas con el pulgar y el medio. La parte de la mano entre el pulgar y el meñique puede usarse como soporte del ave para que no se incline hacia los costados, para reforzar esta sujeción se apoya el ave a nuestro abdomen evitando aleteos; y se procede a inspeccionar, en caso de gallinas ponedoras normales la separación entre punta del esternón y pubis es de 4 cm; y la distancia existente entre las puntas de los huesos púbicos es de 3 cm, las que no presentan estas características son catalogadas como gallinas cluecas debido a que no hay producción de folículos y el aparato reproductor no ha aumentado de tamaño para ocupar más espacio en el abdomen, a esto se suma una cloaca pequeña, circular, seca por la falta de oviposición.

3.2.4. Conducción de las gallinas cluecas al laboratorio de Patología Aviar

Las gallinas cluecas identificadas y codificadas de acuerdo a la distribución de fases de producción fueron conducidas al laboratorio de patología aviar de la facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo en Lambayeque, para su pesado en vida y posterior necropsia donde se extrajo el aparato reproductor. Siendo este el objetivo de estudio.

3.2.5. Obtención de las muestras

Necropsia:

Con la ayuda de un asistente se procedió a sujetar los dos miembros inferiores del ave con la mano derecha y con la izquierda se sujetó las alas, ejerciendo cierta presión para inmovilizarlo. Permittedo sujetar la cabeza de la gallina con una mano para realizar una ligera tensión a nivel de cuello permitiendo con el bisturí incidir en la vena yugular y arteria carótida, muriendo el ave por desangramiento; una vez se comprobó el cesé de la respiración así como el latido cardiaco, se colocó al ave sobre una superficie limpia de la mesa de trabajo y se procedió a cortar transversalmente con una tijera la piel partiendo desde la Quilla del esternón siguiendo la línea media, y se continua a cada lado derecho e izquierdo siguiendo el límite que separa la pechuga de los demás órganos; una vez extraído la pechuga por completo se dislocó la cabeza del fémur de su respectiva fosa acetábular del cinturón

pelviano en ambos miembros inferiores lo cual permitió una mejor colocación en el plano de la mesa de trabajo del ave para proceder con la extracción el aparato digestivo (el corte se realizó un centímetro antes del proventrículo hasta dos centímetros antes de la cloaca) liberando la parte abdominal para dejar visible el aparato reproductor de la gallina; el que con mucho cuidado se extrajo y colocó en una caja petri estéril y se pesó. En el oviducto se realizó un corte longitudinal por todo el tubo para una mejor identificación de las regiones que lo conformaban: infundíbulo, magnum, istmo, útero y vagina, así se pudo pesar y medir tanto longitud, espesor y diámetro. Terminado esto se preparó los envases circulares con tapa (de capacidad de 4 onzas) para colocar las muestras extraídas de cada división del oviducto cortando 1.5 cm por 1.5 cm, en el caso del ovario se colocó completo por su pequeño tamaño; como conservador para evitar la lisis de las células se añadió formol al 10% cubriendo cada una de las muestras, en seguida se tapó y rotulo colocando: la fecha, nombre de la muestra, número de ave codificada y la tinción a realizar, las muestras luego se mandaron a procesar en el laboratorio Anátomo - patología del Hospital las Mercedes (Chiclayo – Lambayeque) usando la tinción hematoxilina- eosina, las que fueron observadas y fotografiadas utilizando un microscopio Primostar con la cámara Axion Cam ERC5S en el laboratorio de Patología Aviar de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

En la **tabla 1** se muestra el promedio de la biometría ovárica en gallinas cluecas con un peso total de 3.68 ± 2.04 gr y una longitud de 2.24 ± 0.44 cm, con un espesor de 0.2 ± 0.09 mm, sin presencia de folículos vitelogénicos grandes; siendo significativamente menores los pesos y longitud en la fases 4° con 1.53 ± 0.27 g , 1.59 ± 0.16 cm y en la 2° con 2.35 ± 0.42 g , 2.32 ± 0.54 cm en relación a los pesos y longitudes mayores en las fases: 1° con 5.43 ± 2.77 g , 2.46 ± 0.55 cm y 3° con 5.41 ± 3.27 g , 2.6 ± 0.56 cm. Esto se debe a que en los inicios de la incubación las concentraciones plasmáticas de las gonadotropinas bajan como resultado a la reducción de la fotosensibilidad, lo que conlleva a disminuir la liberación de GnRH (en hipotálamo), y posteriormente en la liberación de LH Y FSH (en hipófisis); las que al bajar su estimulación en las capas de células de la teca productoras de andrógenos y estradiol; y en la granulosa productora de progesterona, causan la regresión del ovario, no desarrollándose folículos vitelogénicos como en las gallinas normales, donde la gónada en producción presenta 7 a 10 folículos que se encuentran en fase de crecimiento acelerado. El bajo nivel de progesterona complica la liberación de LH para desencadenar la ovulación, cesando la postura. Tal como menciona **Ribas J. (2010)**. En la fisiología de la gallina; **Fernando et al, (2007)** en sus avances en la fisiología y el rendimiento reproductivo de las aves de corral y **Buxadé, (1992)** aportes que describió sobre la reproducción y formación del huevo. Ya una vez establecida la cloquera ya no depende de la presencia de estrógenos y progesterona si no de los altos niveles de prolactina en sangre, los cuales suprimen la secreción de gonadotropinas responsables de la regresión del ovario. El mantenimiento de la prolactina es reforzado por estimulaciones en el parche de incubación, ubicado en el área abdominal ventral del ave por estar altamente vascularizado; y al incremento del flujo sanguíneo durante la cloquera. Este cambio hormonal que experimenta la gallina durante la cloquera lo manifiesta en una conducta de defensa del nido, reuniendo los huevos para incubarlos, a esto se suma las influencias de factores medio ambientales como altas temperaturas, luz opaca en el galpón o no uniforme, presencia de huevos en los nidales; según

observaciones realizadas en campo y notas registradas por **Sauveur, (1992)** en su libro Reproducción de las aves.

TABLA 1: Biometría del ovario en gallinas cluecas de acuerdo a las fases productivas.

Fases (semanas)	Peso (g)	OVARIO (Sin folículos vitelogénicos)	
		Long (cm)	Grosor (mm)
1° (20-32)	5.43 ± 2.77	2.46 ± 0.55	0.11 ± 0.04
2° (33 - 44)	2.35 ± 0.42	2.32 ± 0.54	0.21 ± 0.28
3° (45 - 58)	5.41 ± 3.27	2.6 ± 0.56	0.33 ± 0.31
4° (58 a mas)	1.53 ± 0.27	1.59 ± 0.16	0.13 ± 0.04
\bar{X}	3.68 ± 2.04	2.24 ± .44	0.2 ± 0.09

Fuente: datos obtenidos en el laboratorio de Patología Aviar - Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque.

Histología de ovario atrofiado

En la Figura 1 se observa un Ovario atrofiado, como resultado de una reducción de la fotosensibilidad hipotalámica, que influye en la disminución de las hormonas hipofisarias (FSH y LH), así como una baja en la producción de estrógenos y andrógenos por el tercer y segundo folículos más grandes; y la progesterona por el folículo de mayor tamaño listo para la ovulación; al no darse este proceso tampoco hay sacos foliculares, dándose el cese de la postura.

En la Figura 2 se describe el ovario atrofiado, su revestimiento superficial está constituido por células simples, la corteza es más fibrosa y compacta seguido de la médula en la parte central formada por células fusiformes y fibras colágenas con presencia de vasos sanguíneos. En la zona de la corteza se aprecian folículos primarios, secundarios, terciarios y pequeños vitelogénicos atrésicos mostrando una desintegración del epitelio folicular, observándose destrucción de su nucléolo o cariólisis y la fragmentación citoplasmática.

En la Figura 3 se observa Atresia en folículos primarios, estos presentaron una gran cantidad de vacuolas de aspecto lipídico invadiendo el ovoplasma y comprimiendo el núcleo, mientras que las células granulosas muestran un desprendimiento de la membrana basal; el proceso termina al mezclarse los restos con el ovario. Identificado en un ovario de gallina clueca.

En la Figuras 4 se ve una Atresia en folículos terciarios y vitelogénicos: en los cuales se observa una marcada hipertrofia del epitelio folicular, vacuolizándose las células glandulares siendo escasa su actividad mitótica, en el ovoplasma se aprecia numerosas vacuolas de diferente tamaño. Conforme avanza el epitelio folicular incrementa su espesor así como vacuolización de las células de granulosa. Las tecas también evidencian una hipertrofia presentando abundante tejido conectivo que va invadiendo el folículo en reabsorción formando una cicatriz la cual va reduciéndose de tamaño hasta su completa reabsorción en el ovario de gallinas cluecas.

En la Figuras 5 se observó Atresia en folículos vitelogénicos, presentando una hipertrofia del epitelio folicular; posteriormente se evidencia una abertura simple por donde el ovoplasma es expulsado sobre el tejido del ovario; las tecas se colagenizan mientras que el interior del folículo lo ocupan las células

vacuoladas. Conforme avanza este proceso se aprecia vasos sanguíneos dentro del folículo, dispersándose el contenido folicular en el ovario atrofiado.



Figura 1: ovario atrofiado con folículos que han cesado su desarrollo.



Figura 2: Ovario en regresión. Corteza (C); médula (M); atresia de: folículos: primarios (x), secundarios (Φ), terciarios (Ω), cuaternario u vitelogénico (έ). Tinción hematoxilina – eosina. Barra: 100 μm

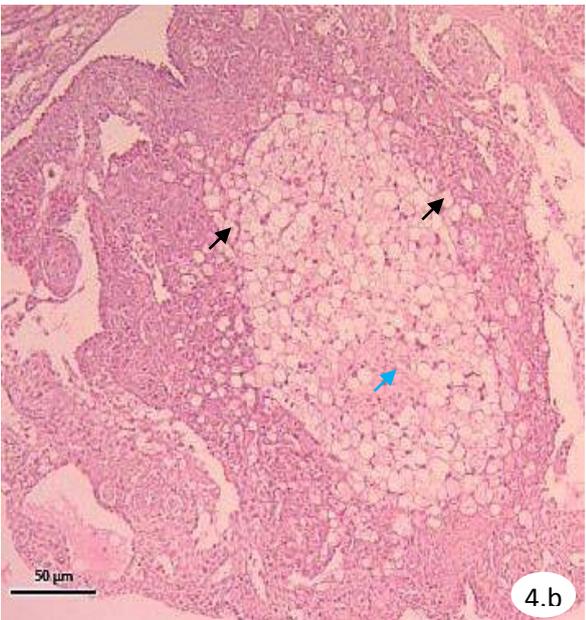
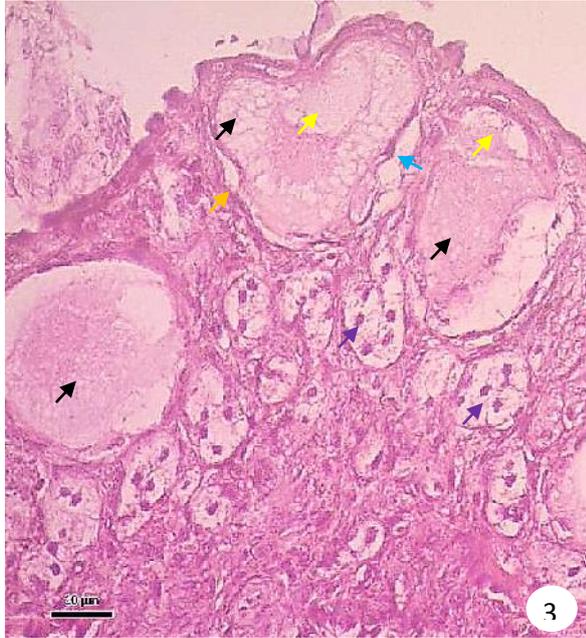
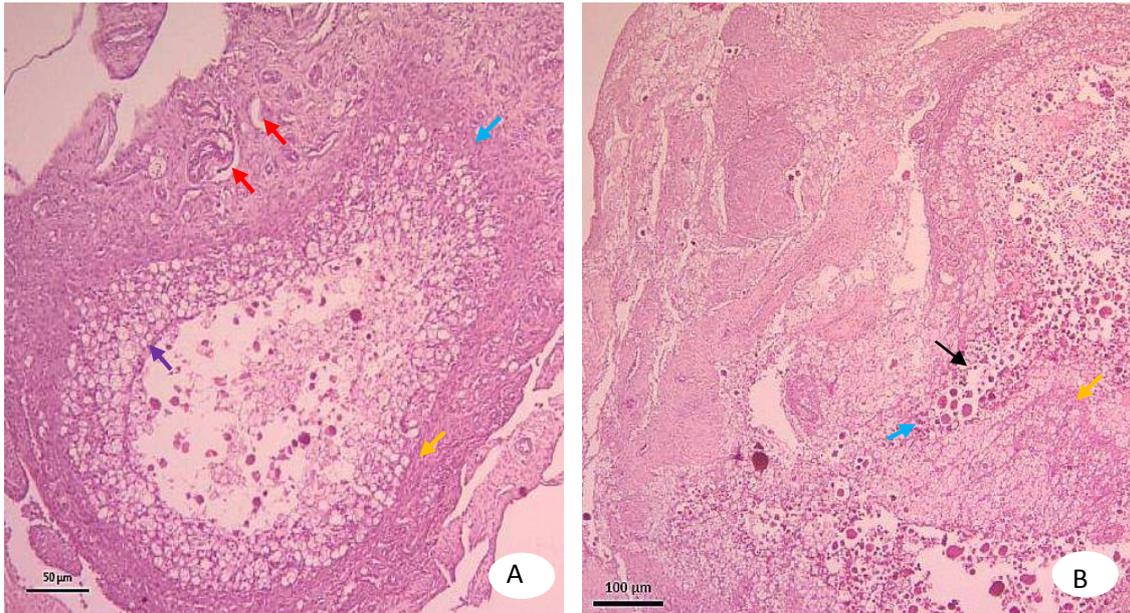


Figura 3. Atresia en folículos primarios: paredes contraídas (↗), desprendimiento de la granulosa (↘), ovoplasma con presencia de vacuolas (↖) que contraen el núcleo (↗). Células de aspecto glandular (↙) fuera del ovocito. Tinción Hematoxilina – eosina. Barra: 10 μ m.

Figura 4. Atresia en folículos terciarios y vitelogénicos: a. Inicio de la hipertrofia del epitelio folicular (↗), pierde regularidad el folículo secundarios (↘). Folículo vitelogénico: b. Invasión de la granulosa y las tecas por vacuolas (↖), pérdida de continuidad del ooplasma (↗) c. Hipertrofia notoria de la granulosa y tecas (↗), vacuolas y restos de ooplasma (↘), tinción Hematoxilina – eosina. Barra: 50 μ m.



Figuras 5. Atresia en folículos vitelogénicos 8,9. Ruptura de la pared folicular (➤), salida del contenido ovoplásmico (➤), rezagos de la membrana basal (➤) de la granulosa, tejido conectivo (➤) en las tecas, presencia de vasos sanguíneos (➤). Tinción Hematoxilina – eosina. Barra: 50 μm (8), 100 μm (9).

En la **tabla 2** se muestra el promedio total de la biometría del oviducto completo en gallinas cluecas presentando un peso de 7.47 ± 5.15 gr, con una longitud de 25.04 ± 3.59 cm; siendo la longitud y peso en la fase 4° 21.64 ± 2.65 cm, 3.51 ± 1.16 g y en la 2° fase 23.54 ± 6.58 cm, 5.88 ± 2.85 g significativamente menores a la fase 1° con 30.02 ± 9.2 cm, 15.03 ± 8.21 g; y la 3° fase 24.97 ± 6.78 cm, 5.45 ± 4.73 g; mostrando una correspondencia con la medición y peso de ovario de la tabla 1. Esto es debido a los bajos niveles hormonales de FSH y LH para estimular en las gónadas la producción de hormonas como: estrógenos (sintetizados por las células intersticiales de las tecas foliculares), andrógenos que pueden tener un doble origen (células intersticiales del ovárico y de la teca) y la progesterona (sintetizada en su mayor parte por la granulosa del folículo preovulatorio), los cuales al no ser producidos por el ovario que ha regresionado no pueden cumplir con sus funciones, como por ejemplo: los estrógenos en el crecimiento del oviducto los que actúan en sinergismo con los andrógenos y en el comportamiento de oviposición donde sinergizan con la progesterona, siendo esta última hormona la que induce la liberación de LH para desencadenar la ovulación; y que al no darse la gallina cesa la postura, adoptando el comportamiento de la cloquera; resultados que concuerdan con **Buxadé (1992)**. En estudios sobre la Reproducción y Formación del Huevo; **Ribas J. (2010)**. En sus investigaciones publicadas en Fisiología de la Gallina; y **Galindo (2006)** en su publicación sobre la Importancia de un Buen Manejo de la Reproducción en Avicultura.

TABLA 2: Biometría del oviducto en gallinas cluecas de acuerdo a las fases productivas.

Fases (semanas)	Long (cm)	Peso (g)
1° (22- 32)	30.02 ± 9.32	15.03 ± 8.21
2° (33- 44)	23.54 ± 6.58	5.88 ± 2.85
3° (45 – 58)	24.97 ± 6.78	5.45 ± 4.73
4° (58 a mas)	21.64 ± 2.65	3.51 ± 1.16
\bar{X}	25.04 ± 3.59	7.47 ± 5.15

Fuente: datos originales laboratorio de Patología Aviar - Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque.

En la **tabal 3** se muestra los promedios de la biometría del oviducto de acuerdo a sus divisiones anatómicas; infundíbulo: peso de $0.33 \pm 0.19\text{g}$, una longitud de $3.5 \pm 1.24\text{cm}$, un diámetro de $0.86 \pm 0.13\text{cm}$, el grosor de $0.12 \pm 0.19\text{cm}$; seguido del magnum con un peso de $2.22 \pm 1.65\text{g}$, una longitud de $10.61 \pm 1.05\text{cm}$, un diámetro de $0.8 \pm 0.13\text{cm}$ y su grosor de $0.15 \pm 0.15\text{cm}$; en el istmo el peso era de $0.95 \pm 0.65\text{g}$, su longitud $5.21 \pm 1.24\text{cm}$, el diámetro de $0.76 \pm 0.08\text{cm}$, con un grosor de $0.39 \pm 0.61\text{cm}$; en útero se registró, peso $2.39 \pm 1.73\text{g}$, longitud $2.03 \pm 0.46\text{cm}$, diámetro $2.28 \pm 0.47\text{cm}$, grosor $0.38 \pm 0.33\text{cm}$; y en vagina un peso de $1.59 \pm 0.96\text{g}$, longitud $3.71 \pm 0.69\text{cm}$, diámetro $0.73 \pm 0.04\text{cm}$ y un grosor de $0.16 \pm 0.07\text{cm}$ registrados en gallinas cluecas; estas medidas se han relacionado a estímulos como son: la falta de luz uniforme y las altas temperaturas en los galpones que conlleva a una baja fotosensibilidad hipotalámica disminuyendo la liberación de FSH y LH que son indispensables para el desarrollo del ovario, crecimiento de los folículos y su actividad secretora de hormonas esteroides: estrógenos, andrógenos y progesterona importantes para el crecimiento del oviducto, contracción de su musculatura y la oviposición; aumentando la prolactina que interviene suprimiendo la secreción de las gonadotropinas, regresionando el ovario y oviducto; a esto se suma la disminución de los esteroides ováricos plasmáticos y el cese en la producción de huevos. El mantenimiento del nivel alto de prolactina se ve reforzado por el parche de incubación (zona vascularizada en el abdomen) que al rosar con los huevos asemeja a la tetada en mamíferos estimulando la secreción de esta hormona. Este proceso se ve intensificado por la presencia de huevos en el nidal, la sobrepoblación de gallinas en un galpón, el comportamiento adquirido al observar una gallina normal a una clueca. Tal como refiere **Cunningham (2009)** en sus notas de Extension Poultry Scientist., y las acotaciones de **Buxadé (1992)**. Sobre la Reproducción de las Aves y formación del huevo. Y **Galindo, (2006)**. En su Investigación de un Buen Manejo de la Producción en Avicultura.

Tabla 3: Biometría de las diferentes partes del oviducto de gallinas cluecas según las fases de producción.

Partes del oviducto	Fases	Peso (g)	Long (cm)	Diámetro. (cm)	grosor (cm)
Infundíbulo	1°	0.60 ± 0.27	5.10 ± 1.00	0.98 ± 0.11	0.03 ± 0.01
	2°	0.27 ± 0.14	3.04 ± 1.12	0.93 ± 0.12	0.03 ± 0.02
	3°	0.28 ± 0.14	3.69 ± 1.13	0.68 ± 0.14	0.40 ± 0.21
	4°	0.17 ± 0.05	2.15 ± 0.53	0.84 ± 0.14	0.02 ± 0.01
	$\bar{X} \pm S$	0.33 ± 0.19	3.5 ± 1.24	0.86 ± 0.13	0.12 ± 0.19
Magnum	1°	4.63 ± 3.21	10.67 ± 7.35	0.98 ± 0.23	0.07 ± 0.02
	2°	1.63 ± 1.09	10.01 ± 3.19	0.67 ± 0.16	0.05 ± 0.02
	3°	1.72 ± 1.40	12.06 ± 3.36	0.77 ± 0.04	0.37 ± 0.22
	4°	0.88 ± 0.34	9.69 ± 1.75	0.78 ± 0.07	0.11 ± 0.16
	$\bar{X} \pm S$	2.22 ± 1.65	10.61 ± 1.05	0.8 ± 0.13	0.15 ± 0.15
Istmo	1°	1.91 ± 1.17	7.05 ± 2.15	0.87 ± 0.14	0.07 ± 0.03
	2°	0.73 ± 0.52	4.82 ± 1.37	0.74 ± 0.07	0.16 ± 0.14
	3°	0.73 ± 0.62	4.49 ± 2.50	0.68 ± 0.07	1.31 ± 2.52
	4°	0.45 ± 0.14	4.48 ± 0.93	0.75 ± 0.05	0.09 ± 0.13
	$\bar{X} \pm S$	0.95 ± 0.65	5.21 ± 1.24	0.76 ± 0.08	0.39 ± 0.61
Útero	1°	4.91 ± 2.57	2.63 ± 1.01	2.90 ± 0.42	0.8 ± 0.06
	2°	1.85 ± 0.83	2.02 ± 0.50	2.33 ± 0.34	0.14 ± 0.05
	3°	1.80 ± 2.10	1.84 ± 0.56	2.12 ± 0.43	0.46 ± 0.33
	4°	0.99 ± 0.45	1.62 ± 0.43	1.77 ± 0.22	0.10 ± 0.03
	$\bar{X} \pm S$	2.39 ± 1.73	2.03 ± 0.43	2.28 ± 0.47	0.38 ± 0.33
Vagina	1°	2.99 ± 1.26	4.58 ± 1.17	0.74 ± 0.10	0.10 ± 0.02
	2°	1.40 ± 0.42	3.66 ± 1.49	0.75 ± 0.07	0.18 ± 0.15
	3°	0.92 ± 0.50	2.89 ± 0.93	0.76 ± 0.05	0.26 ± 0.11
	4°	1.04 ± 0.23	3.70 ± 0.52	0.67 ± 0.06	0.11 ± 0.02
	$\bar{X} \pm S$	1.59 ± 0.96	3.71 ± 0.69	0.73 ± 0.04	0.16 ± 0.07

Fuente: datos originales laboratorios de Patología Aviar - Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque.

Histología del oviducto

En la Figura 6 se ve el Oviducto completamente atrofiado, debido a la disminución de las hormonas hipofisarias LH y FSH que estimulan las capas de células en la granulosa y la teca productoras de estrógenos y progesterona ocasiona una caída en la ovulación y la puesta; así como la regresión del aparato reproductor; no observándose una marcada diferencia a simple vista entre los segmentos que conforman el oviducto: infundíbulo, magnum, istmo, útero y vagina. Otra característica notoria es la disminución en su peso y longitud por falta de funcionalidad en la formación de las capas que recubren al ovocito en la formación del huevo.

En la Figura 7 se observa un Infundíbulo atrofiado, se abre caudal al ovario por la parte en forma de embudo seguido de una región tubular, la coloración que exhibe es pálida y los pliegues de su mucosa no son tan diferenciados. La elasticidad de este segmento del oviducto se ha reducido como muestra en las láminas histológica donde las capas de tejido muscular liso longitudinal y transversal se notan más ensanchada separadas por una delgada capa de tejido conjuntivo; en los pliegues de la mucosa se aprecia las células epiteliales en su apogeo y no siendo tan vistas las células caliciformes.

En la Figura 8 se describe al Magnum: una estructura tubular de color blanquecino; al realizar un corte longitudinal se apreció los pliegues de la mucosa que van en formas espirales agrupadas y disminuidas de tamaño por la falta de actividad productora de sus células secretoras para la formación del albumen que cubre la yema. En la vista histológica las más notorias son las células cilíndricas ciliadas observándose plegadas las células caliciformes de la mucosa; la capa muscular se observa atrofiada con abundante tejido conectivo.

En la Figura 9 se ve un Istmo atrofiado: estructura tubular de color blanco pálido, en la unión con el magnum y un tanto rojo pálido en la unión con el útero, los pliegues que presenta están disminuidos de tamaño; histológicamente se observa la capa muscular engrosada, seguida de la mucosa con células

tubulares envueltas en tejido conjuntivo, las células de epitelio más abundantes son las células cilíndricas ciliadas.

En la Figura 10 se describe un Útero atrofiado: a simple vista se le puede reconocer a diferencia de las otras regiones del oviducto, su característica forma de bolsa no se pierde aun si se observa disminuida de tamaño; al exhibir su cara interna se aprecia pliegues longitudinales y finos poco desarrollados revestidos de epitelio cilíndrico ciliado simple, la sub mucosa presenta glándulas tubulares agrupadas en círculos marcadamente donde el núcleo ocupa la mayor parte del citoplasma, separados dichos círculos por tejido conectivo.

En la Figura 11 se ve una Vagina atrofiada: es un tubo muscular estrecho y curvado que representa el tramo final del oviducto, al realizar un corte longitudinal se aprecia una mucosa blanca siendo poco visible los pliegues que presenta, su epitelio ciliado pseudoestratificado cilíndrico es el más abundante y estaría referido a la función de barrera ante el paso de microorganismos. En la sub mucosa se aprecia los nidos espermáticos (glándulas tubulares). La capa muscular es marcada y gruesa.

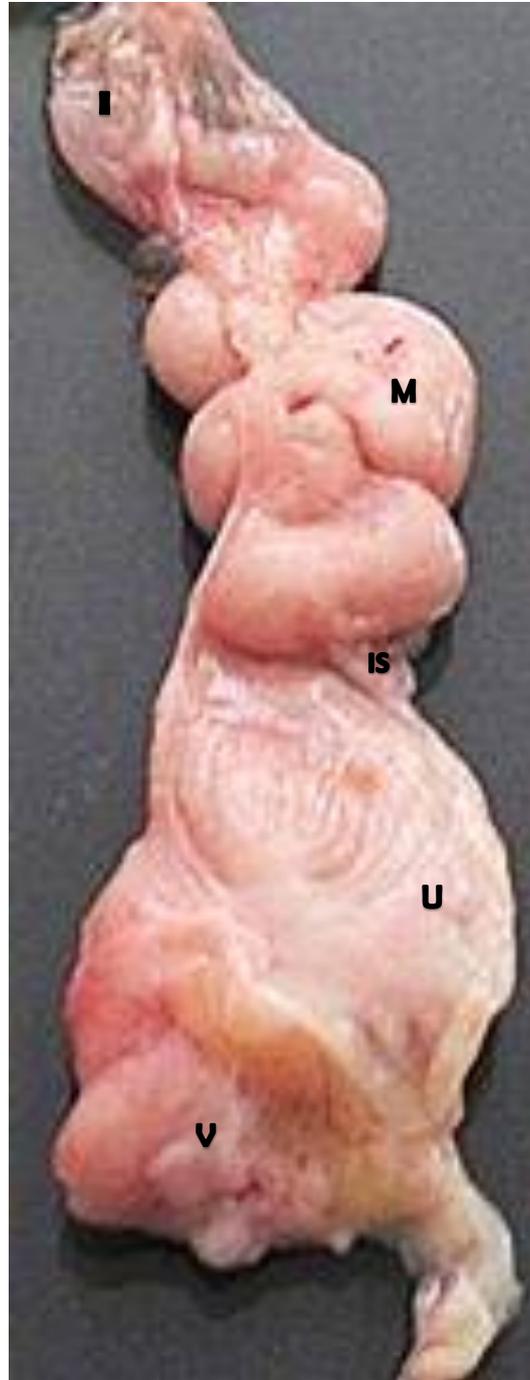


Figura 6: Oviducto atrofiado: infundíbulo (I), magnum (M), útero (U), vagina (V).

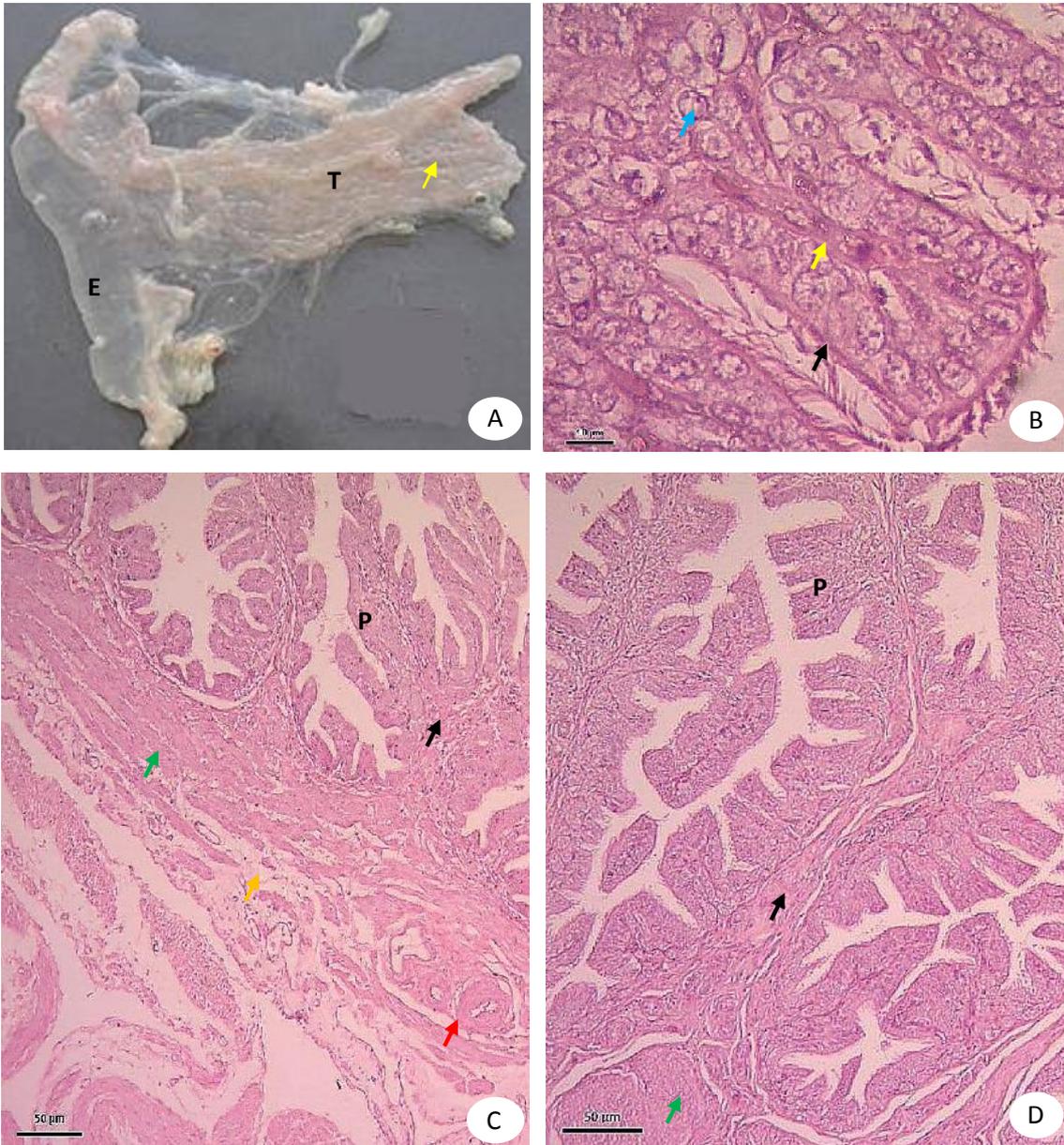


Figura 7: Infundíbulo. **A:** forma de embudo (E), región tubular (T), pliegues (↘) vista macroscópica. Histología, tinción hematoxilina- eosina. **B:** epitelio simple cilíndrico (↗), tejido conectivo (↘), células de la mucosa con núcleo predominante (↖); barra: 10 µm. **C y D:** pliegues de la mucosa (P), tejido conectivo de unión (↗), haces musculares (↖), tejido conectivo entre las capas musculares (↘), vasos sanguíneos (↗); barra 50 µm.



Figura 8: Magnum atrofiado. A pliegues reducidos de tamaño en espiral (↗). Histología tinción Hematoxilina – Eosina: B. pliegues de la mucosa (P), tejido conectivo (↗), capa muscular transversal (↗); barra: 50 μ m. C. epitelio cilíndrico ciliado (↗), glándulas tubulares (↗) disminuidas de tamaño; barra: 10 μ m.

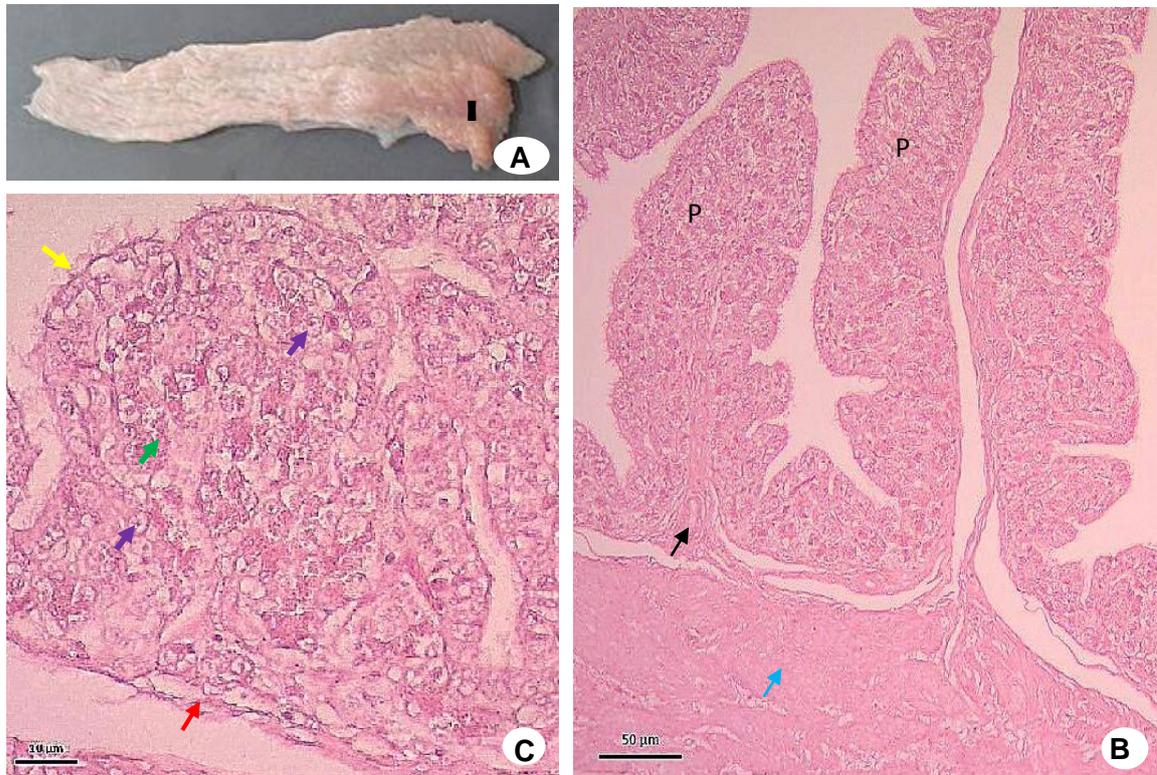


Figura 9. Istmio: **A.** Istmio rojo levemente marcado (I). Histología tinción Hematoxilina – Eosina, **B.** pliegues poco desarrollados (P), pobre tejido conectivo de unión en la mucosa (↗), notoria capa muscular trasversal (↗); barra: 50 μm. **C.** pobre lamina basal de la mucosa (↗), epitelio predominante con células cilíndricas ciliadas (↘), glándulas tubulares (↘) con algunos gránulos de secreción (↗) barra: 10 μm.

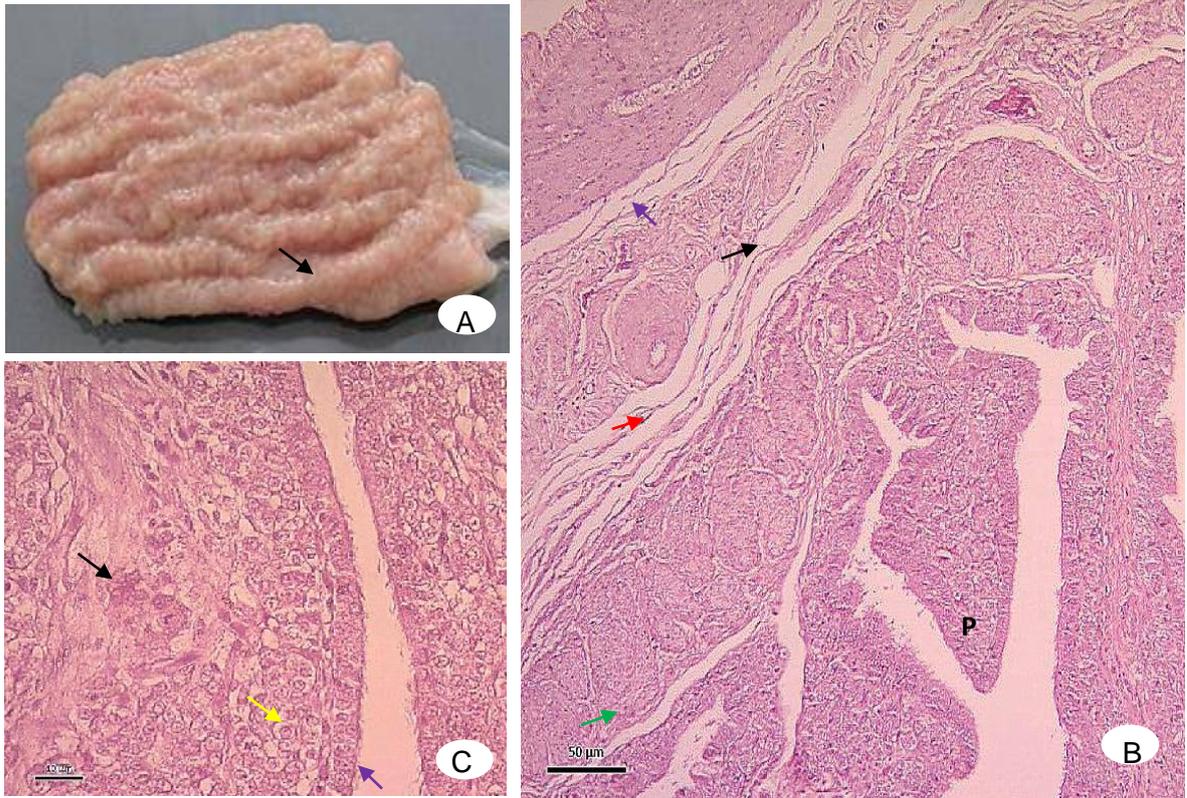


Figura 10: Útero. A. pliegues de la mucosa (↗). Histología, tinción Hematoxilina – Eosina. B. pliegues pocos desarrollados (P), capa muscular circular (↖), tejido conectivo (↗), capa muscular longitudinal (↙), vasos sanguíneos (↗); barra: 50 μm . C. epitelio simple cilíndrico ciliado (↙), glándulas tubulares (↗), rodeado de tejido conectivo (↗); barra 10 μm .

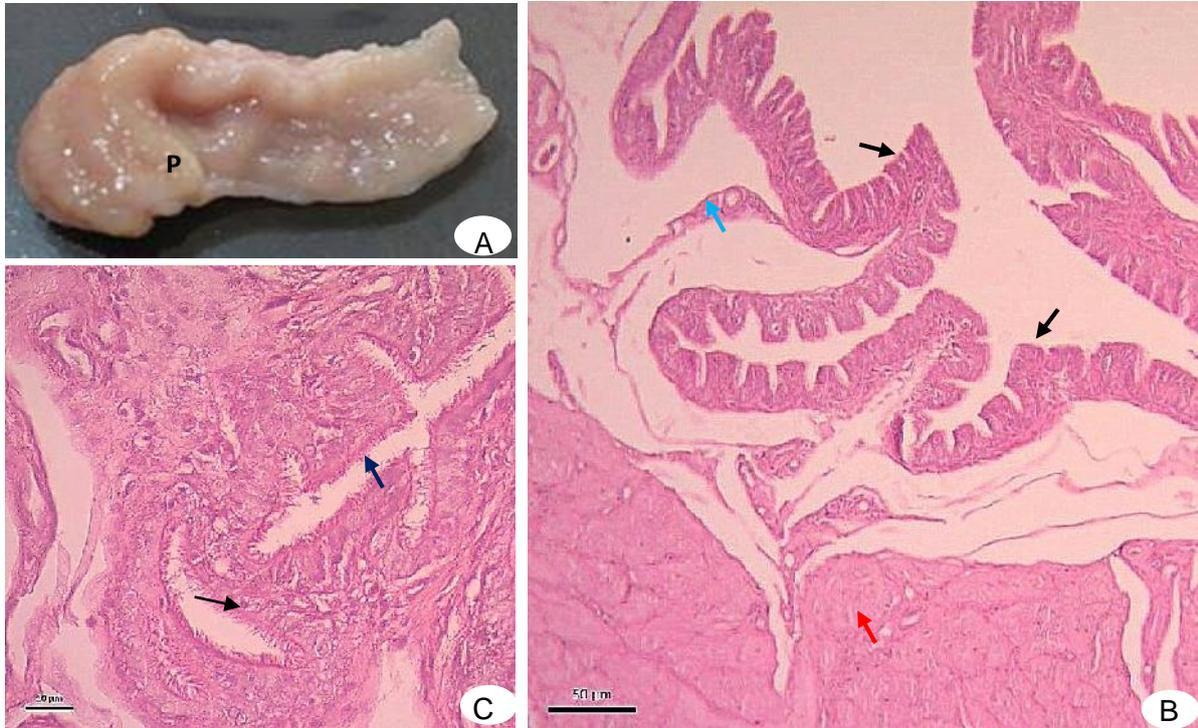


Figura 11. Vagina. A. pliegues no muy marcados (P). Histología tinción Hematoxilina – eosina: B. mucosa (↖), tejido conectivo (↗), capa muscular transversal (↘); barra: 50 μ m. C. epitelio ciliado pseudoestratificado cilíndrico (↖), glándulas tubulares (↘); barra: 10 μ m.

V. CONCLUSIONES

1. En gallinas cluecas se obtuvo como peso final del ovario 3.68 ± 2.04 gr con relación a las fases productivas tomadas para el estudio.
2. Las gallinas cluecas no muestran un crecimiento folicular jerárquico, no encontrándose folículos vitelogénicos grandes en ninguna de las fases productivas.
3. De acuerdo a las cuatro fases productivas el peso promedio del oviducto en gallinas cluecas es de 7.47 ± 5.15 gr y la longitud de 25.04 ± 3.59 cm
4. El ovario de gallinas cluecas tiene gran cantidad de folículos en diferentes estadios en atresia mostrando una desorganización del vitelo y un epitelio folicular engrosado, multiestratificado con vacuolas lipídicas.
5. Histológicamente en el oviducto de gallinas cluecas se aprecia capas musculares con fibras longitudinales y transversales completamente atrofiadas; la mucosa se muestra con pliegues muy pequeños con epitelio cilíndrico ciliado, las células caliciformes están atrofiadas al igual que las glándulas tubulares en la lámina basal con presencia de abundante tejido conectivo denso.

VI. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. **Bencomo, Abelardo, Banilla, G., Hurtado, Adoldo., Mejía, Luis., Romero, Felipe., Reyes, Efrén. (2010).** Manejo eficiente de gallinas de patio. Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria (INTA) y el Instituto Nacional Tecnológico (INATEC) y el Programa Especial para la Seguridad Alimentaria (PESA-FAO). Autorizado por la FAO. Nicaragua. Consultado el 12 de diciembre del 2014. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-as541s.pdf>
2. **Buxadé, Carbó, C. (1992).** Reproducción de las Aves. Ediciones Mundi-Pensa. Madrid. 36- 51 pp.
3. **Boviez, Juan., Brea Daniela., Cini, Rosa., Claver, Juan., Delhon, Gustavo., Gauna Añasco Leonor. (2015).** Catedra de Histología y Embriología. Facultad de ciencias veterinarias – Universidad de Buenos Aires. Consultado el 08 de octubre del 2016. Disponible en: http://www.fvet.uba.ar/b_histo/
4. **Cuenca Rural. (2009).** Fisiología del oviducto aviar. Monografías de Medicina Veterinaria, Vol.4, N° 2 Universidad de Chile. Consultado el 29 de julio del 2015. Disponible en: <http://manualdeavicultura.blogspot.com/2009/04/fisiologia-del-oviductoaviar.html>
5. **Cunningham D. L. (2009).** Extension Poultry Scientist. The University of Georgia Cooperative Extension Service College of Agricultural and Environmental Sciences / Athens, Georgia, pp. 30602-4356. Consultado el 20 de junio 2015. Disponible en: <http://www.thepoultrysite.com/articles/1434/controlling-broodiness-in-backyard-flocks/>

6. **Estrada, María Del C, Uribe. (2002).** Atlas de Histología de Vertebrados. Universidad Autónoma de México. México, 150- 154 pp.
7. **Fernando, Rutz, Marcos, Antonio, Anciuti., Eduardo, Gonçalves., Javier, Víctor Fernando, B., Roll, Patricia, Rossi. (2007).** Los avances en la fisiología y el rendimiento reproductivo de las aves de corral. Universidad Federal de Pelotas, Brasil. Rev Bras Anim Reprod, Belo Horizonte, v.31, n.3, pp. 307-317. Consultado el 29 de julio del 2015. Disponible en: www.cbra.org.br
8. **Galindo, Ricaurte, L. Sandra. (2006).** Importancia de un buen manejo de la reproducción en avicultura (Importance of a good handling of the reproduction in poultry keeping). Producción Avícola, Bogota – Colombia. Vol. VII, Nº 04. Consultado el 30 de julio del 2015. Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040406.html>
9. **Institut de Sélection Animale (ISA). (2010).** Guía General De Manejo De Reproductores Para Puesta. B.V. Villa 'de Körver' Spoorstraat 69 P.O. Box 114 5830 AC Boxmeer. pp. 25. Consultado 22 de junio del 2015. Disponible en: www.isapoultry.com
10. **Mattiello, R. (2010).** Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor de las Aves. Consultado el 26 de setiembre del 2014. Disponible en: <http://brnceros.invision-foro.net/t30-anatomia-y-fisiologia-del-aparato-reproductor-de-las-aves>
11. **Moraes, I.A. (2011).** Reprodução Nas Aves Domésticas. Fisiomet. Consultado el 30 de julio del 2015. Disponible en: http://www.proac.uff.br/fisiovet/index.php?option=com_content&task=view&id=188&Itemid=1
12. **Oteiza, F. (2001).** Diccionario de Zootecnia. Editorial Trillas 4ª edición. México DF. pp 96.

13. **Paiva, Teixeira, Morais¹, Mychel, Raony., Malhado, Cazaux de Souza Velho¹, Ana, Luiza, Sérvulo Eduardo, Soares, Dantas¹, Fontenele-Neto, José, Domingues.** (2012). Morfofisiologia da reprodução das aves: desenvolvimento embrionário, anatomia e histologia do sistema reprodutor Segunda edición. Acta Veterinaria Brasilica, v.6, n.3, pp.165-176. Consultado el 29 de julio del 2015. Disponible en: <http://www.erevistas.csic.es/>
14. **Robinson, F and Renema, Robert A. (1999).** Principles of Photoperiod Management in Female Broiler Breeders. Quarterly Publication of Cobb. Vantress, Incorporated. Canadá vol 7 number 1. pp.1 – 6.
15. **Rose, S. P. (1997).** Principios de ciencia avícola. Editorial Acribia S.A de C.V. Zaragoza, España. pp 51- 67.
16. **Sauveur, B. 1992.** Reproducción de las aves. 2ª ed. Ediciones Mundiprensa. Madrid, España. pp 113 – 125.
17. **Sisson. S – Grossman. J.D. (2005).** Anatomía de los Animales Domésticos tomo II. Quinta edición. Editorial MASSON, S.A Barcelona, pp.2123- 2140.
18. **Vaca, L. A. (1991).** Producción Avícola. San Joseacute: CR EUNED. Costa Rica, pp 72.
19. **Vásquez S. Gloria. (2014).** Cambios Hormonales y Amatamos Histológicos del Aparato Reprodutor de la Gallina Reproductora Hy – Line en Estado de Clueques.
20. **Ribas José (2010).** Fisiología de la gallina. Universidad Federal Fluminense. Brasil. Consultado el 10 de julio del 2015. Disponible en: <http://www.uff.br/webvideoquest/>

