



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
SEDE ORELLANA
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTÉCNIA

INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN AVES DE RIÑA (*Gallus gallus domesticus*) COMO UNA ALTERNATIVA PARA LA CONSERVACIÓN DE LÍNEAS DE ALTO VALOR GENÉTICO

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: DERIAN ANDRES ANDI CAMPOVERDE

DIRECTOR: Ing. DIEGO ARMANDO MASAQUIZA MOPOSITA PhD.

El Coca – Ecuador

2022

©2022, Derian Andres Andi Campoverde

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo citas bibliográficas del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho del Autor.

Yo, DERIAN ANDRES ANDI CAMPOVERDE, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este Trabajo de Integración Curricular; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

El Coca, 09 de marzo del 2022

Derian Andres Andi Campoverde
2100545538

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTÉCNIA

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular: Tipo: Proyecto de Investigación. **“INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN AVES DE RIÑA (*Gallus gallus domesticus*) COMO UNA ALTERNATIVA PARA LA CONSERVACIÓN DE LÍNEAS DE ALTO VALOR GENÉTICO”**, realizado por **DERIAN ANDRES ANDI CAMPOVERDE**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal autoriza su presentación.

FIRMA	FECHA
Ing. Julio César Benavides Lara Mgs. PRESIDENTE DEL TRIBUNAL	2022-03-10
Ing. Diego Armando Masaquiza Moposita PhD. DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR	2022-03-10
MVZ. Nelson Rene Ortíz Naveda Mgs. MIEMBRO DEL TRABAJO	2022-03-10

DEDICATORIA

Quiero dedicar mi trabajo de Integración Curricular en primer lugar a Dios y mi familia que siempre son una parte muy fundamental en mi vida, agradecer por esos días, meses y años de mucho apoyo motivándome siempre a no rendirme, gracias por todo ese amor brindado y por el regalo más grande que es el estudio.

A mis padres agradecerles por todo su amor y apoyo incondicional, que hicieron hasta lo imposible para darme todo el estudio que recibí, estoy eternamente agradecido y esto es de ustedes gracias por todo los Amo.

A mis hermanos que siempre me brindaron su apoyo, que me sacaron de las dificultades, con su sabiduría supieron cómo darme solución para todos los problemas que se me presentaron en estos años de carrera, decirles que siempre estaré agradecido con ustedes por todo lo enseñado.

A mis hermanos políticos ´por todo su conocimiento y profesionalismo brindado hacia a mí, muy agradecidos con ellos.

A mi enamorada, amigos y docentes que de una y otra manera siempre estuvieron presentes en esta etapa de vida.

Derian

AGRADECIMIENTOS

Mi agradecimiento primeramente a Dios, por haberme permitido llegar al objetivo propuesto, agradecer a mis padres por su infinita ayuda es una bendición tener todo su apoyo incondicional. Mi profundo agradecimiento a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo – Sede Orellana, a toda la facultad de Zootecnia, en especial al Ing. MSc Diego Armando Masaquiza Moposita PhD, mi tutor de este proyecto que siempre estuvo ahí con su aporte científico de sus conocimientos y apoyo durante toda la realización de esta investigación.

Al Dr. Nelson Ortiz por ser miembro de esta investigación y brindar sus conocimientos más fuertes en el área del campo.

Al Dr. Luis Vargas, de Asesoramiento reproductivo, Control ginecológico y Ultrasonografía Bovina y Equina (Vet-Repro), por la ayuda brindada en su laboratorio en la ciudad de Salcedo.

Derian

TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	ix
ÍNDICE DE FIGURAS.....	x
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	xi
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xii
ÍNDICE DE ABREVIATURAS.....	xiii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT.....	xv
INTRODUCCIÓN.....	1

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL.....	4
1.1. Antecedentes.....	4
1.2. Características de los gallos de riña.....	7
1.2.1. Clasificación Taxonómica.....	8
1.2.2. Anatomía del Aparato reproductor de la gallina.....	8
1.2.2.1. Ovario.....	8
1.2.2.2. Oviducto.....	9
1.2.2.3. Distinción de folículos.....	11
1.2.2.4. Diferentes tipos de folículos.....	12
1.3. Inseminación artificial.....	14
1.3.1. Ventajas y desventajas de la inseminación artificial.....	14
1.3.1.1. Ventajas.....	14
1.3.1.2. Desventajas.....	14
1.3.2. Proceso de Inseminación.....	15
1.3.2.1. Recolección del semen.....	15
1.3.2.2. Manejo del semen.....	15
1.3.2.3. Hora de inseminación.....	15
1.3.2.4. Recomendaciones para extracción e inseminación.....	15
1.4. Incubación.....	16
1.4.1. Recolección.....	17
1.4.2. Almacenamiento.....	17
1.4.3. No se deben incubar.....	17

1.4.4.	<i>Antes del proceso de incubación</i>	18
1.4.5.	<i>Inicio del proceso de incubación</i>	18
1.4.5.1.	<i>Carga de la incubadora</i>	18
1.4.6.	<i>Incubación (Día 1 al 17)</i>	19
1.4.7.	<i>Previo al nacimiento de los pollitos (Día 18 en caso de gallinas)</i>	19
1.4.8.	<i>Nacimiento de los pollitos (Día 21 en caso de gallinas)</i>	19
1.4.9.	<i>Posterior al Nacimiento</i>	19

CAPÍTULO II

2.	METODOLOGÍA	21
2.1.	Localización	21
2.1.1.	<i>Localización y duración del experimento</i>	21
2.2.	Metodología	21
2.2.1.	<i>Materiales</i>	21
2.2.2.	<i>Factores de estudio</i>	22
2.2.3.	<i>Tratamientos</i>	23
2.2.4.	<i>Repeticiones</i>	23
2.2.5.	<i>Mediciones experimentales</i>	23
2.2.6.	<i>Diseño Experimental</i>	23
2.2.7.	<i>Análisis estadístico</i>	24
2.3.	Procedimiento experimental	24
2.3.1.	<i>Selección de reproductores macho y hembras</i>	24
2.3.2.	<i>Extracción de semen para inseminación</i>	24
2.3.3.	<i>Extracción del semen en el laboratorio</i>	25
2.3.4.	<i>Inseminación artificial de gallinas de riña</i>	25
2.3.5.	<i>Incubación</i>	26
2.3.5.1.	<i>1era fase: Antes de la incubación</i>	26
2.3.5.2.	<i>2da fase: Durante la incubación</i>	26
2.3.5.3.	<i>3ra fase: Al terminar la incubación</i>	26
2.3.6.	<i>Presupuesto</i>	26
2.4.	Metodología de evaluación	27
2.4.1.	<i>Evaluación seminal</i>	27
2.4.1.1.	<i>Volumen de eyaculado (ml)</i>	27
2.4.1.2.	<i>Concentración espermática</i>	27
2.4.1.3.	<i>Espermatozoides por eyaculado</i>	28

2.4.1.4.	<i>Motilidad masal espermática (%)</i>	28
2.4.1.5.	<i>Espermatozoides vivos (%)</i>	28
2.4.1.6.	<i>Espermatozoides muertos (%)</i>	28
2.4.2.	<i>Índice de fertilidad</i>	28
2.4.3.	<i>Incubabilidad de los huevos</i>	29

CAPÍTULO III

3.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	30
3.1.	Evaluación de la producción de semen de gallos	30
3.2.	Evaluación de la utilización de inseminación artificial en gallinas de riña ...	32
3.2.1.	<i>Número de huevos</i>	33
3.2.2.	<i>Número de huevos fértiles</i>	34
3.2.3.	<i>Número de huevos eclosionados</i>	35
3.2.4.	<i>Pollitos nacidos vivos</i>	36
3.2.5.	<i>Porcentaje de Incubabilidad</i>	36
3.2.6.	<i>Porcentaje de Fertilidad</i>	38

CONCLUSIONES	39
---------------------------	-----------

RECOMENDACIONES	40
------------------------------	-----------

BIBLIOGRAFÍA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1: Razas de aves de combate.....	7
Tabla 2-1: Taxonomía del gallo de pelea	8
Tabla 3-2: Descripción de factores, reproductores (machos), categoría de las gallinas, e identificación de tratamientos.	22
Tabla 4-2: Tratamientos a comparar	23
Tabla 5-2: Presupuesto de investigación	27
Tabla 6-3: Respuesta a las extracciones seminales de los gallos	30
Tabla 7-3: Resultados del Espermograma en gallos de pelea	31

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1. Gallo inglés de pelea	4
Figura 2-1. Gallus Bankiva	5
Figura 3-1. Malayo Persa	6
Figura 4-1. Esquema de la formación del huevo en la gallina.	9

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-3: Número de huevos promedio por gallina y tratamiento obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña.	33
Gráfico 2-3: Número de huevos fértiles por gallina y tratamiento obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña	34
Gráfico 3-3: Número de huevos eclosionados por gallina y tratamiento obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña	35
Gráfico 4-3: Número de huevos fértiles por gallina y tratamiento obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña	36
Gráfico 5-3: Porcentaje de incubabilidad por categorías de gallinas de riña.	37
Gráfico 6-3: Índice de fertilidad por categorías de gallinas de riña.	38

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A: PREPARACIÓN DE LOS ANIMALES (DESPARASITACIÓN)

ANEXO B: IDENTIFICACIÓN DE ANIMALES

ANEXO C: PREPARACIÓN DE GALLOS (SUJECIÓN Y LIMPIEZA DE LA PARTE POSTERIOR)

ANEXO D: ESTIMULACIÓN Y EXTRACCIÓN DEL SEMEN DEL GALLO

ANEXO E: INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE GALLINAS

ANEXO F: EVALUACIÓN DE SEMEN

ANEXO G: INCUBACIÓN

ANEXO H: POLLITOS NACIDOS

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

m.s.n.m.	Metros sobre el nivel del mar
MI	Mililitro
Mm	Micrometro
°C	Grados centigrados
MI	Microlitros
FPV	Folículos previtelogénicos
FVB	Folículos vitelogénicos blancos
FVA	Folículos vitelogénicos amarillos
FPOV	Folículos preovulatorios
FPO	Folículos postovulatorios
FA	Folículos atrésicos
OPA	Ovocitos primordiales atrésicos

RESUMEN

El objetivo del estudio fue utilizar inseminación artificial en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) como una alternativa para la conservación de líneas de alto valor genético. El trabajo se realizó en la Provincia de Orellana con una duración de 150 días. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar, los factores en estudio fueron gallos (ciegos, con sobrepeso y despigados) y gallinas (10 – 14; 15 – 19 y 20 – 24 meses), empleándose 2 repeticiones. Se realizaron evaluaciones del volumen de eyaculado, concentración espermática, espermatozoides por eyaculado, número de huevos, huevos fértiles, huevos eclosionados, pollitos nacidos vivos, porcentaje de incubabilidad y de fertilidad. Para el análisis estadístico, se aplicó pruebas de normalidad, a los datos con normalidad se aplicó estadística paramétrica y separación de medias (ANOVA-TUKEY), a los datos sin normalidad se realizó pruebas no paramétricas de clasificación simple (Kruskal-Wallis). Se determinó que no existen diferencias entre los volúmenes de eyaculado, morfometría espermática (con un promedio de 84.66 % de espermatozoides normales y el 15.3 % de anomalías espermáticas; una motilidad masal promedio de 4, motilidad progresiva de 90.66 %, motilidad no progresiva de 6.33 %, y el 3 % de espermatozoides inmóviles), producción del número de huevos, huevos fértiles, huevos eclosionados, pollitos nacidos vivos y el índice de fertilidad. El porcentaje de incubabilidad presentó diferencias entre los tratamientos, con 84.9 % (± 8.6) para el T1, 84.9 % (± 3.7) el T3, 84.12 % (± 4.8) para el T2; identificando que las gallinas del T1 presentaron mayor porcentaje. Concluyendo que la edad de las gallinas influye en los procesos de incubabilidad, así mismo se puede indicar que en esta investigación la edad de los gallos no influyó en la producción y características del semen. Se recomienda realizar un buen manejo, estimulación y extracción del semen de los gallos.

Palabras clave: <ZOOTÉCNIA>, <AVES DE RIÑA (*Gallus gallus domesticus*)>, <INSEMINACIÓN ARTIFICIAL>, <GALLOS DE RIÑA>, <EYACULADO>, <INCUBACIÓN>, <FERTILIDAD>, <PRODUCCIÓN DE HUEVOS>.

ABSTRACT

The outcome of the study was to use artificial insemination in fighting birds (*Gallus gallus domesticus*) as an alternative for the line conservations of high genetic value. The work was carried out in Orellana Province with a period of 150 days. A randomized complete block design was used, the factors under study were roosters (blind, overweight and trimmed) and hens (10 - 14; 15 - 19 and 20 - 24 months), using 2 repetitions. Evaluations of ejaculate volume, sperm concentration, spermatozoa per ejaculate, eggs number, fertile eggs, hatched eggs, live-born chicks, percentage of hatchability and fertility were performed. For statistical analysis, normality tests were tested, parametric statistics and separation of means (ANOVA-TUKEY) were applied to the data with normality, non-parametric tests of simple classification (Kruskal-Wallis) were practiced to the data without normality. It was determined that there are no differences between ejaculate volumes, sperm morphometry (with an average of 84.66% normal sperm and 15.3% sperm abnormalities; an average mass motility of 4, progressive motility of 90.66%, non-progressive motility of 6.33 %, and 3% immotile spermatozoa), production of the number of eggs, fertile eggs, hatched eggs, live hatched chicks and fertility index. The hatchability percentage showed differences between the treatments, with 84.9% (± 8.6) for T1, 84.9% (± 3.7) for T3, 84.12% (± 4.8) for T2; identifying that the hens of T1 conferred a higher percentage. Concluding the age of the hens influences the hatchability processes, it can also be determined that in this researching the roosters age did not influence the production and characteristics of the semen. It is recommended to carry out a good handling, stimulation and extraction of the semen of the roosters.

Keywords: <ZOOTECHNICS>, <FIGHTING BIRDS (*Gallus gallus domesticus*)>, <ARTIFICIAL INSEMINATION>, <FIGHTING COCKS>, <EJACULATED>, <INCUBATION>, <FERTILITY>, <EGG PRODUCTION>.

Reviewed by

Lic. Licett Ramos I.,

Mgs. **ENGLISH**

PROFESSOR C.C

0603066960

INTRODUCCIÓN

La Situación de los Recursos Zoogenéticos Mundiales para la Alimentación y la Agricultura muestran que, de las 7600 razas notificadas a la FAO, 1500 se encuentran en peligro de extinción o están extinguidas llevándose consigo su valor genético único. Estos recursos constituyen el patrimonio biológico primario para el fomento de la ganadería y son esenciales para la seguridad alimentaria y el desarrollo rural sostenible FAO (2019).

En la actualidad, a nivel mundial la reducción de los recursos genéticos es un hecho, causado por distintos factores como; el calentamiento global, introgresión de especies no nativas, falta de éxito reproductivo, falta de resistencia a enfermedades, etc. Sin embargo, hay que tomar en cuenta los costos altos tanto de crío preservación de material genético, así como de análisis genético, ocasionando la dificultad para preservar el material genético y realizar sus estudios respectivos; como lo menciona la FAO (2019).

El avance de la tecnología permite hoy en día realizar técnicas con las cuales se puede facilitar la reproducción de ciertas especies; así tenemos la utilización de la inseminación artificial en gallos de riña, logrando conservar especímenes de alto valor genético debido a factores como ceguera, despicado y obesidad que dificultan la reproducción; provocando en ciertos casos la erosión genética de estas líneas y en el peor de los casos su desaparición.

La inseminación es una herramienta muy utilizada en el mundo para procesos de selección y mejoramiento genético, buscando mejorar los rendimientos productivos de las producciones. De la misma manera la biotecnología desarrolló herramientas y técnicas con las cuales permite conservar el semen, de esta manera preservar por muchos años las características genéticas de animales que no pueden reproducirse con normalidad.

El uso de tecnologías como la inseminación artificial se ve limitado, ya que las técnicas convencionales utilizadas en mamíferos no se puede aplicar en las aves; además de factores como la misma fisiología de los gallos y la preservación misma del semen que no permiten un rápido avance en esta área de estudio. Hasta la actualidad existen pocas investigaciones referentes al proceso de inseminación.

La biotecnología aplicada a la reproducción de aves, no repercute ni causa daños donde se desarrollen; sin afecciones a los animales que impliquen en el bienestar animal, sin embargo, el avance de estas técnicas promueve la recuperación y mantenimientos del material genético de ciertas especies en peligro de extinción.

La inseminación artificial en aves es una práctica que se realiza con mucha frecuencia en países de Europa y Norteamérica (Jacome, 2005, p. 1), no obstante en nuestro medio es una herramienta nueva que no es aplicada con mucha frecuencia debido a desconocimiento o por dificultad de

aplicarla, sin embargo esta técnica proporciona altos porcentajes de huevos fértiles, con resultados rápidos en el mejoramiento de pollitos, además de ventajas durante el engorde.

La aplicación de esta herramienta asistida en aves, puede considerarse como una innovación en nuestro medio que puede incurrir en la conservación de especies y conllevar a ganancias económicas. La inseminación artificial requiere de técnicas sustentadas en valores éticos que permitan un desarrollo sustentable de la producción de aves, resultando en forma positiva en aspectos económicos, sociales sin afectar al medio ambiente. En base a esta premisa se plantea los siguientes objetivos:

OBJETIVOS

General

Utilizar inseminación artificial en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) como una alternativa para la conservación de líneas de alto valor genético

Específicos

- Extraer semen de gallos de alto valor genético
- Inseminar tres categorías de gallina
- Determinar el índice de fertilidad e incubabilidad

HIPÓTESIS

Hi Con la utilización de la inseminación artificial en aves de riña de distintas edades no se logrará conservar líneas de gallos de riña de alto valor genético.

Ho Con la utilización de la inseminación artificial en aves de riña de distintas edades se logrará conservar líneas de gallos de riña de alto valor genético.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

1.1. Antecedentes

La gallina, *Gallus gallus*, es el ancestro común de todas las aves domésticas, incluyendo los híbridos de las estirpes modernas productoras de huevo para plato, las destinadas al consumo de carne y las aves de combate, además es quizás el ave doméstica más abundante del planeta. Su importancia es debido a que representan una fuente de alimento tanto por su carne como por la puesta de huevos. (Hernández-Bautista et al., 2013, p. 1108; Mariaca, 2013, p. 29)

En varios países del mundo el espectáculo gallístico tiene gran relevancia en su cultura, con un origen común con los gallos domésticos; basándose en restos arqueológicos encontrados en China y Pakistán se demostró su procedencia en los años 6000 AC y 2500 AC; mencionando que la gallina fue domesticada (Figura 1-1) en los años 5400 AC (Hans y van Ballekom, 2014, p. 5).



Figura 1-1. Gallo inglés de pelea

Fuente: Real Escuela de Avicultura (1899).

Realizado por: Andi, Derian, 2022

Hace miles de años ya se practicaban la crianza, reproducción y distracción de los gallos de pelea. Así mismo Orozco (1991) señala que estos tuvieron orígenes en dos raíces principales que son; el *Gallus bankiva* (*Gallus gallus*) y el *Gallus sonnerati* (Gallo giro de la selva), ambos del Asia menor.

La constante práctica de la gallística conllevó a un crecimiento de la actividad; criadores y aficionados cada día incursionan más en los espectáculos de gallos de riña; sin embargo muchos son los cuestionamientos de la sociedad por el maltrato y las nuevas normativas del bienestar animal.

Según Corrales y Gámez (2005, p. 19) el *Gallus bankiva* (Figura 2-1) es el antepasado de la gallina actual, esta especie tenía una postura de unos treinta huevos por ave por año, a diferencia del actual *Gallus domesticus*, que tienen posturas de 220 a 300 huevos/ave/año. Así mismo, Orozco (1991) menciona que el *Gallus bankiva* proveniente del sudeste asiático del cual se formaron cuatro agrupaciones: las asiáticas, las mediterráneas, las atlánticas y las razas de combate.



Figura 2-1. Gallus Bankiva

Fuente: Hans y van Ballekom (2014).

Realizado por: Andi, Derian, 2022

El *Gallus gallus* es perteneciente a la familia Phasianidae y una de las cuatro especies del género Gallus. La gallina doméstica es una de las aves más numerosas del planeta, pues se calcula que supera los 13.000 millones de ejemplares (Gómez, 2013, p. 35).

Lasheras (1960) acota que el ingreso a Sud América de los primeros galliformes aún no está definido; se estima que fueron introducidos por los conquistadores (Figura 3-1) o ya existían, afirmación avalada en cartas de Cristóbal Colón dirigida a los reyes de España, en que señala que vio gallinas como las de Castilla, más grandes y con plumas como lana.

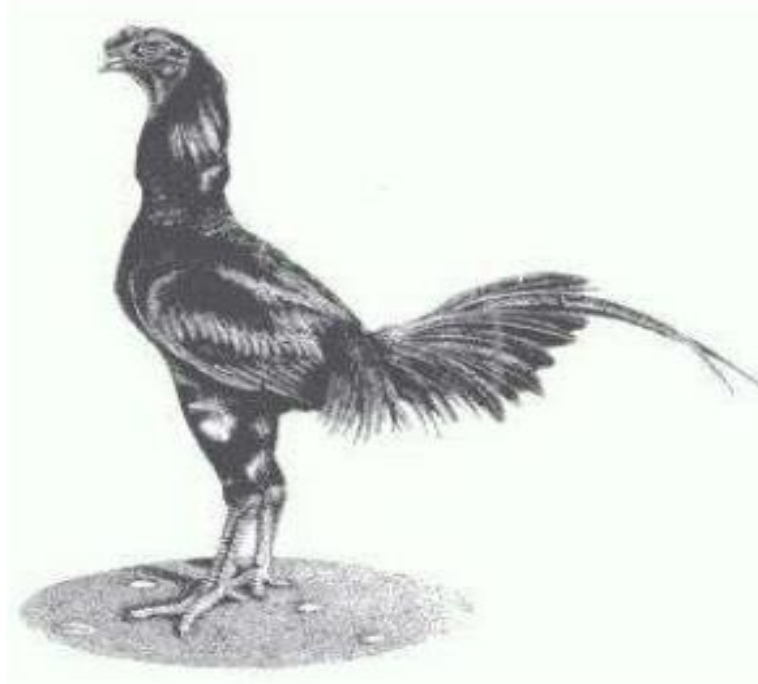


Figura 3-1. Malayo Persa

Fuente: Lasheras (1960).

Realizado por: Andi, Derian, 2022

Actualmente existen cuatro especies de gallos salvajes, todas Asiáticas: el gallo gris de la jungla o Sonnerat (*Gallus sonneratti*) de la India occidental y meridional, el de Stanley o La Fállete (*Gallus lafalleti*) de Ceilán, el gallo de Java o vario (*Gallus varius*) que vive en Java e islas vecinas y el bankiva (*Gallus gallus*) o dorado rojo de la jungla que vive desde la India oriental hasta Malasia y Filipinas.

Estas especies, sobre todo el gallo bankiva y sus cruces, se consideran como el origen de todos los gallos. Se conocen dos grupos de aves de riña, los de tipo occidental y los de tipo oriental, conformados por distintas razas (Tabla 1-1).

Cada raza otorga ciertas características que, bien unidas, otorgan a su dueño satisfacción. El trabajo es arduo para obtener ejemplares con características superiores. Entre algunas de las características que otorgan, las diferentes razas base, a la hora del cruce:

- Fortaleza, resistencia y velocidad: **Asil**
- Velocidad, poder y vehemencia: **Old english game**
- Coraje, puntería y vuelo: **Tifino**
- Capeo, juego, vista: **Sumatra** (tercer cruce)

Salinas (2002), indica que los resultados del proceso de mejoramiento genético en aves no son inmediatos, sino que este trabajo es arduo y laborioso.

Tabla 1-1: Razas de aves de combate.

OCCIDENTALES	ORIENTALES
English Game	Shamo
BatamGame	Aseel
Española de combate	Calcuta
American Tipe	Modern Game
Raza canaria	Tuzo
Clarethatch	
Kelso	
Rould head	

Fuente: Mañas (1996).

Realizado por: Andi, Derian, 2022

Así mismo Alvarez (1987) señala que durante las primeras décadas del siglo XX el material genético existente se enriqueció con la importación de razas españolas, inglesas y norteamericanas y a partir de la segunda guerra mundial estirpes zoo mejoradas de Estados Unidos y Canadá han sido importadas en grandes cantidades para granjas tecnificadas, llegando éstas también a cruzarse con el material criollo.

Actualmente las riñas de gallos no son una actividad ilegal en el país aunque existen ciertas provincias con sus respectivas excepciones; de esta manera es necesario e importante llegar a una moderación en su bienestar animal y la cultura gallística, evitando una erosión genética de la especie.

1.2. Características de los gallos de riña

El gallo es herbívoro e insectívoro, no distingue el sabor dulce y a la mayoría no les gusta el salado. Su esperanza de vida se encuentra entre los 5 y los 10 años, dependiendo de la raza. En estado salvaje los gallos de riña vivían agrupados en parvadas, liderados por un macho dominante, el cual era suplantado cuando sufría una declinación en su poder sexual y físico; y era arrebatado del poder en un combate a muerte con la aparición de nuevos gallos Flores (2003). Los gallos tienen una apariencia muy varonil y caballerosa por excelencia, galante y enamorado con las hembras. El instinto natural de los gallos los conlleva siempre a arremeter contra el adversario, su veracidad y el honor con que hacen respetar su casta conllevó a muchos seguidores a dedicarse de manera minuciosa a su cría, desde su nacimiento hasta su muerte natural o en combate.

1.2.1. Clasificación Taxonómica

Según PESA-FAO (2008), las aves de riña se clasifican en:

Tabla 2-1: Taxonomía del gallo de pelea

ESCALA TAXONÓMICA	
Dominio	Eukaryota
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Aves
Orden	Galliformes
Familia	Phasianidae
Género	Gallus
Especie	Gallus gallus
Subespecie	<i>Gallus gallus domesticus</i>

Fuente: PESA-FAO (2008).

Realizado por: Andi Derian, 2022

1.2.2. Anatomía del Aparato reproductor de la gallina

El aparato reproductor de la gallina está compuesto por: ovarios y oviducto izquierdo, esto debido a que el derecho se encuentra atrofiado. En lo que respecta a la formación del huevo (Figura 4-1), para la yema interviene el ovario y para la clara y cascara el oviducto (Ricaurte, 2006, p. 7).

1.2.2.1. Ovario

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 interior, sobre el saco aéreo abdominal izquierdo (Ricaurte, 2006, p. 7). 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, conjuntamente a ellos se encuentran folículos más pequeños, y folículos vacíos, que regeneran rápidamente (Buxadé, 1992, p. 40).

Así mismo, Bardales (2018, p. 15) señala que al no ser posible la distinción entre médula y cortex en el ovario se indica que son masas celulares; con particularidades que contienen oocitos y otros tejido medular con presencia de vasos sanguíneos.

El hígado cumple un papel muy importante al sintetizar precursores que forman los componentes de la yema, de hecho, en este órgano tiene lugar más del 95 % de la síntesis de ácidos grasos. De esta forma Escribano (1991) señala que una vez sintetizados, los triglicéridos son incorporados a lipoproteínas de muy baja densidad que serán el vehículo de transporte de las grasas entre el hígado y tejidos extra hepáticos tal como el ovario.

Cada folículo está unido al ovario por un pedicelo, por donde penetran arterias, el sistema venoso y fibras nerviosas. En el momento de la ovulación, las arterias dejan de nutrir al folículo seleccionado para desprenderse, con lo cual el pedicelo se rompe y la yema cae al oviducto (Peralta, 2017, p. 3).

Parte Anatómica (cm)		Funciones	Tiempo	
Ovario	7		Folículos	Formación de gametos
			Depósito de yema	10 días
Oviducto	9	Infundíbulo	Fecundación M. Vitelanas	20m
	33	Magno	Depósito Albumen	3h30m
	10	Istmo	Membranas testáceas	1h15m
	10	Útero	Hidratación Albumen Formación cáscara	21h
	10	Vagina Cloaca	Ovoposición	1h30m

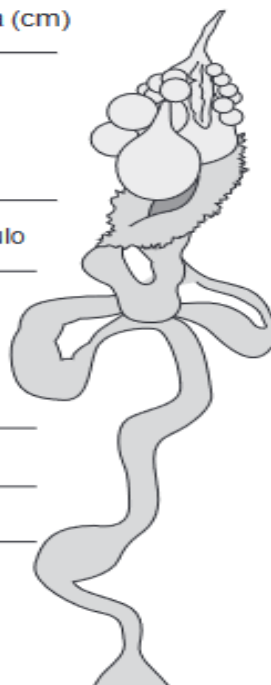


Figura 4-1. Esquema de la formación del huevo en la gallina.

Fuente: Ricaurte (2006).

Realizado por: Andi, Derian, 2022

Robinson y Renema (1999), indican que la edad y estado fisiológico del animal permiten una variación en el tamaño y forma del ovario; con su principal función que es la producción de ovocitos, estrógenos, andrógenos, progesterona y prostaglandina.

1.2.2.2. Oviducto

Se extiende desde la región del ovario a la cloaca, está dividido en 4 partes: infundíbulo, magnum, istmo y útero; se presenta como un tubo de color rosa pálido.

Se identifican 5 partes:

- a) Infundíbulo: con forma de embudo, presenta repliegues en su mucosa interna y es el encargado de captar la yema del huevo; comienza a secretarse una porción del albumen.
- b) Mágnum: es la parte más larga. Su pared es muy elástica, y presenta grandes pliegues. Presenta gran cantidad de glándulas secretoras, que van a secretar la mayor cantidad de la clara ó albumen (Ricaurte, 2006, p. 7).
- c) El istmo: Comparado con el magnum, presenta un diámetro ligeramente más reducido. Los repliegues de su mucosa también están menos acentuados que los del magnum. Los 4 cm finales que forman el istmo rojo (para diferenciarlo del resto denominado istmo blanco) están muy vascularizados.
- d) El útero o glándula coquiliaria: Se distingue claramente de las partes anteriores descritas por su forma de bolsa y por el espesor de su pared muscular. Sus repliegues internos presentan una menor continuidad que en los segmentos previos, dado que se encuentran interrumpidos por una serie de protuberancias transversales que forman en conjunto un relieve extraordinariamente complejo.
- e) La vagina: parte estrecha y muscular, separada del anterior por la conjunción útero vaginal, sirve para que allí el huevo “rote” para salir por el polo agudo en la cloaca, y aquí se produce también la deposición de la última membrana que envolverá a la cáscara: constituida básicamente por lizosima, que sirve de importante barrera frente a la penetración bacteriana (Vásquez, 2014, p. 13).

La vagina tiene pliegues longitudinales, sin glándulas secretoras, desembocando en la mitad izquierda de la cloaca. La pared del oviducto está constituida por 7 capas de adentro hacia fuera:

1. El epitelio secretor que cubre los repliegues, está formado por 2 tipos principales de células (ciliadas y caliciformes) que se encuentran en proporciones variables según la parte del oviducto de que se trate.
2. Una capa denominada lámina propia, contiene glándulas tubulares pluricelulares.
3. Una capa conjuntiva interna.
4. Una capa de fibras musculares circulares
5. Una capa conjuntiva externa
6. Una capa de fibras musculares longitudinales
7. Una capa serosa externa (peritoneo)

Sauveur (1991) menciona que las células epiteliales caliciformes y las glándulas tubulares aseguran en cada nivel, la síntesis y la secreción de los compuestos proteicos específicos (proteínas del

albumen, de las fibras de las membranas testáceas, de la trama proteica de la cáscara, de la cutícula). Las células epiteliales ciliadas no tienen actividad de secreción proteica pero probablemente intervengan ayudando a la ascensión de los espermatozoides por el oviducto.

El hipotálamo, pituitaria anterior, ovario, oviducto, hígado y sistema óseo intervienen en el funcionamiento del sistema reproductor. Cuando nace la pollita tiene en su ovario todas las células germinales que tendrá durante toda su vida productiva (más de un millón de folículos), las aves inmaduras no tienen un canal de comunicación organizado entre el hipotálamo, la pituitaria anterior y el ovario (Vásquez, 2014, p. 20).

Los ligamentos mesováricos unen al ovario a la cavidad abdominal y es irrigada por la arteria ovárica, esta penetra a través del tallo folicular ramificándose en cada uno de los folículos. La sangre de las gónadas es recogida por las venas y constituyen dos troncos venosos (anterior y posterior) que desembocan en la vena cava posterior (Altamirano et al., 2009, p. 2).

Cuando las aves se encuentran en la pubertad se establece una comunicación entre el hipotálamo, pituitaria anterior y el ovario; en donde se inicia el reclutamiento de folículos de un depósito de pequeños folículos en el ovario, iniciando la producción de huevos. Al recibir el ave la energía lumínica inicia el desarrollo reproductivo, convirtiéndolos en impulsos nerviosos en el hipotálamo; se estimula la liberación de hormona luteinizante, esta viaja por el torrente a la pituitaria anterior estimulando la producción y liberación de FSH y LH. La madurez sexual de la pollita responde a la estimulación lumínica a las 18 a 23 semanas de edad (Robinson y Renema, 1999, p. 2).

La FSH y la LH actúan a nivel del ovario para estimular la producción de folículos, los folículos pequeños producen andrógenos y estrógenos; estas hormonas esteroides mandan información al hipotálamo para ayudar a regular los niveles hormonales sexuales y para estimular el desarrollo de caracteres sexuales secundarios, esta producción de esteroides lleva a la transformación de una pollita en gallina.

En particular, el oviducto se desarrolla y crece para secretar albúmina, el hígado se vuelve un órgano que metaboliza lípidos produciendo un tipo particular de grasa destinada a la producción de la yema del huevo, los huesos largos se involucran en el metabolismo del calcio, y numerosos cambios se empiezan a percibir en la apariencia del ave. La cresta se desarrolla y enrojece, el ave puede perder algunas plumas primarias y desarrollar un plumaje “prenupcial” y los huesos púbicos se ensanchan para dar paso al huevo; existe mucha variabilidad de esta característica en las diferentes líneas de ponedoras como lo señala Mattiello (2009).

1.2.2.3. Distinción de folículos

La distinción folicular según Boviez et al. (2015) se presenta de la siguiente manera:

Folículos primarios: son pequeños y escasos, en donde las células foliculares planas y cubicas, rodean el ovocito. El incremento de tamaño de folículos está relacionado con el aumento de volumen del ovocito.

Folículos secundarios: los ovocitos están rodeados por células cubicas y tienden a ser más grandes al igual que el núcleo con cromosomas finos y filamentosos. En algunos ovocitos se puede observar un cuerpo de Balbiani, además se observan células citoplasmáticas rodeando al folículo.

Folículos terciarios: presencia de grandes vacuolas lipídicas en el centro citoplasmático del ovocito, núcleos en apical con presencia de células de la glándula tecal.

Folículos cuaternarios: con presencia abundante de vacuolas claras de vitelo, epitelio folicular pseudoestratificado; estos folículos destacan por su gran tamaño en el ovario.

Folículos atrésicos: masas redondeadas de tamaño variable, con vitelo y epitelio desorganizado y engrosado, multi-estratificado con vacuolas lipídicas. Con una gruesa zona acidófila por fuera.

Folículos post-ovulatorios: regresión en diversos estadios con masas de células vacuoladas que sobresalen parcialmente de la superficie. Rodeada con una gruesa zona acidófila de fibrosis en la parte intraovárica.

1.2.2.4. Diferentes tipos de folículos

Ovocitos primarios o primordiales (OP): son estructuras pequeñas (60 a 100 μm) y redondeadas, en forma de cordones, constituidos por el ovocito y células foliculares. Las células aplanadas están rodeadas por una capa constituyendo el estrato folicular o de la granulosa, con ausencia de envolturas tecales.

Folículos en desarrollo (FD): Las modificaciones en los ovocitos, células foliculares y el tejido conjuntivo están acompañados por la maduración folicular; los FD al incrementar de tamaño la capa simple de células granulosas, originan por sucesivas mitosis, un epitelio estratificado que junto a las envolturas tecales interna y externa constituyen la pared folicular. En base al grado de desarrollo de los folículos se categorizan en:

- Folículos previtelogénicos (FPV)
- Folículos vitelogénicos blancos (FVB)
- Folículos vitelogénicos amarillos (FVA)
- Folículos preovulatorios (FPOV)
- Folículos postovulatorios (FPO)

Folículos atrésicos (FA): la degeneración normal de los folículos en el ovario (atresia), conlleva la desintegración del epitelio folicular, la destrucción del núcleo y la fragmentación

citoplasmática. Este proceso afecta a los OP, FPV, FVB y FVA y se visualiza durante todo el ciclo.

La Atresia no bursting comprende:

Atresia lipoidal: los ovocitos primordiales atrésicos (OPA) tienen un aspecto contraído, el ovoplasma presenta gran cantidad de gotas lipídicas que pausadamente comprimen al núcleo y las células granulosas empiezan a desprenderse de la membrana basal. En base a la apariencia del ovocito en esta etapa regresiva recibe el nombre de lipoidal.

Atresia lipoglandular: esta involución comprende a los FPV y FVB, entre 1500 y 2000 μm , macroscópicamente comienzan a deformarse, adquieren una tonalidad grisácea y en las envolturas foliculares, la irrigación sanguínea se incrementa notablemente. En el folículo atrésico lipoglandular (FALG), la desorganización citoplasmática, del epitelio folicular, la hiperestratificación y la intensa vacuolización del ovoplasma se evidencian microscópicamente. En un estadio más avanzado de involución, las envolturas tecales invaden al FA, siendo notoria la irrigación del tejido conectivo. Finalmente el FALG disminuye considerablemente su tamaño y en el parénquima ovárico toma el aspecto de una cicatriz de tejido conectivo.

Atresia bursting: la atresia bursting afecta tanto a los FVA pequeños como a otros de mayores dimensiones. Macroscópicamente los folículos atrésicos bursting (FAB) se colapsan, pierden la forma y el color al inicio del proceso regresivo. El examen de las secciones histológicas coloreadas con Hematoxilina Eosina (H-E) revela que, en los primeros estadios de involución se hipertrofia el epitelio folicular, el cual paulatinamente ocupa la cavidad folicular. En un estadio involutivo más avanzado, las tecas se colagenizan y forman un cordón de aspecto trabeculado y de tonalidad azulada, con la coloración tricrómica de Mallory.

Luego se produce la ruptura de la pared folicular formando una apertura simple y pequeña en la superficie folicular, a través de la cual se libera el contenido del ovoplasma al exterior del folículo. Esta masa ectópica cae sobre el estroma del ovario, o en la cavidad peritoneal donde será digerida posteriormente. Finalmente la cavidad central del FAB es ocupado por células muy vacuoladas, similares a las luteales, gran cantidad de fibroblastos y fibras colágenas semejantes a las de la teca externa (Maron et al., 2012, p. 47).

Las características que indican una excelente ponedera son muy importantes de identificar, entre estas tenemos: cresta muy desarrollada y roja brillante; el pico, borde del ojo y patas están despigmentadas; la cloaca está grande, ovalada, despigmentada y húmeda y tiene mayor capacidad abdominal por el gran desarrollo del aparato reproductor. Berti de Gesto (2012) acota que cuando la gallina esta clueca las principales características son: cresta está poco desarrollada, fría y rugosa; el pico, borde del ojo y patas están bien pigmentadas y tienen menor capacidad abdominal producto del escaso o nulo desarrollo del aparato reproductor.

1.3. Inseminación artificial

Es una herramienta muy utilizada para procesos de mejora genética, de esta manera en la producción avícola es necesaria para la formación de líneas puras, beneficiándose al máximo al obtener mayor descendencia de machos elite. De igual manera, busca obtener individuos grandes, en donde los machos reproductores incrementan su peso; por lo que la inseminación permite incrementar la cantidad y calidad de huevos fértiles en comparación a la monta natural. El uso de la inseminación permite reducir los costos de producción por animal (hembra), además que se evita la transmisión de enfermedades sexuales.

1.3.1. Ventajas y desventajas de la inseminación artificial

Existen varias ventajas y desventajas de la inseminación, especialmente en aves, dentro de las que tenemos:

1.3.1.1. Ventajas

- Logra que puedan reproducirse animales con problemas como el dimorfismo sexual.
- El número de machos en relación las hembras es mucho menor que en la monta natural, en donde se puede reducir el número de machos hasta el 2 o 3 %.
- Permite la reproducción con una mayor presión de selección y progreso en animales de alto valor genético.
- Altos niveles de fertilidad
- Es un proceso más rentable, debido a que no hay gastos en alimentación y manutención ya que se reduce el número de reproductores.
- Mayor incubabilidad de huevos
- Incremento en el peso del huevo
- Mayor incremento de peso en pollos de engorde

1.3.1.2. Desventajas

- La inversión en implementación (jaulas – equipos) es alto
- El gasto por concepto de mano de obra es mucho mayor
- Deficiente control en alimentación de las reproductoras
- Mayor presencia de lesiones en las reproductoras (debido a que están enjauladas).

- No se puede evaluar al macho en procesos de selección genética.

1.3.2. Proceso de Inseminación

1.3.2.1. Recolección del semen

En la actualidad el método más utilizado en aves para la recolección de semen es el método propuesto por Burrows y Quinn (1937) mediante el masaje dorso-abdominal con ordeño de la cloaca; de la misma manera Muñoz (2011) señala que existen otros métodos como el de la vagina artificial. Además, se recomienda que antes de los procesos de recolección se debe realizar entrenamientos a los animales.

1.3.2.2. Manejo del semen

El proceso recomendado por Jacome (2005) es realizar colectas de semen y con su utilización inmediata para la inseminación, este se debe realizar de 2 a 3 veces por semana. Así mismo indica que el promedio por colecta es de 0.5 ml, y con una utilización por inseminación de 0.1 ml.

1.3.2.3. Hora de inseminación

Es recomendable realizar el proceso de inseminación ocho horas después del encendido de luces en los gallineros, sin embargo en otras especies de aves se la realiza al iniciar o antes que se apaguen la iluminación en los gallineros.

1.3.2.4. Recomendaciones para extracción e inseminación

En los machos se recomienda tomar en cuenta las siguientes consideraciones:

- Recorte alrededor de cloaca del plumaje
- Realizar un entrenamiento antes de la recolección
- Procederé a dar masajes a los animales de siete a 10 días, buscando estimular y facilitar la eyaculación
- Alimentar al gallo después de la colecta de semen, buscando reducir la contaminación fecal
- El peso debe ser controlado

En las hembras se recomienda:

- Realizar la inseminación en la tarde, para evitar gallinas con huevos en el tracto reproductivo, ya que obstruye el paso del semen.
- Que el semen sea colectado en la tarde
- Que el semen sea utilizado en un máximo de 45 minutos después de la extracción

Para Hafez y Hafez (2002) el *Gallus gallus domesticus* tiene una particularidad en lo que respecta a sus espermatozoides ya que estos difieren de los mamíferos, por el contenido de cloruro careciendo de fructosa, citrato, ergotensina, inositol, fosforilcolina y glicerofosforilcolina, siendo el principal anión el glutamato. El alto contenido de cloruro y glutamato en el semen, causa un desgaste energético vertiginoso, causando una alta motilidad y con un tiempo de vida corto.

1.4. Incubación

La incubabilidad está influenciada por muchos factores. Algunos de estos son la responsabilidad de la granja de reproductoras y otro son responsabilidad de la incubadora. Comprender como cada factor impacta la incubabilidad puede utilizarse para mejorar la producción. Aunque la incubadora puede no tener el control sobre ciertos factores, los indicadores en la incubadora pueden utilizarse como retroalimentación para la granja a fin de mejorar la fertilidad y la incubabilidad (COBB, 2020, p. 1).

Por lo tanto, es esencial que la granja y la incubadora trabajen en estrecha colaboración. Recopilar y compartir datos entre granjas e incubadoras es una buena manera para mejorar los resultados y la eficiencia. La retroalimentación positiva como la negativa, son útiles para producir buenos resultados consistentemente en la producción de los huevos para incubar pollitos de primera calidad.

Este es un proceso por medio del cual el embrión llega a culminar el desarrollo morfológico; durante la incubación se debe proporcionar condiciones ambientales favorables a los huevos, semejando a un proceso natural para el desarrollo embrionario (Ruiz et al., 2016, p. 57).

El desarrollo embrionario tiene una duración de 21 días, en este caso los procesos industriales se los realiza en incubadoras artificiales; en donde pasan 18 días en estas instalaciones y los otros tres días a una temperatura de 1 °C en nacedoras. Las condiciones ambientales durante el proceso de incubación son determinantes debido a que en esta etapa se desarrollan órganos y sistemas fisiológicos; pudiendo influir cualquier modificación en los parámetros, ocasionando problemas en el crecimiento, desarrollo, rendimiento y salud de los animales (Molenaar et al., 2010, p. 2010).

De la misma manera Gonzales et al. (2003, p. 1255) señalan que los resultados del proceso de incubación dependen de varios factores como: almacenamiento de los huevos, el tamaño del huevo, grosor y porosidad de la cáscara; de la misma manera Givisiez et al. (2003) menciona que

otros factores de importancia dentro del periodo de incubación son: la temperatura, humedad relativa, cantidad de oxígeno, frecuencia de volteo.

Dentro de todos estos factores el más crucial es la temperatura (Reijrink et al., 2009, p. 2659), en donde con un manejo técnico se obtendrá la mayor tasa de eclosión y calidad de polluelos (Decuyper y Michels, 1992, p. 36). Según Decuyper y Michels (1992, p. 30) el proceso de incubación óptimo se da entre 37 y 37,5 °C; de la misma manera Tullett (1990, p. 3) indica una temperatura óptima de 37,5 y 37,8 °C.

El efecto de la variabilidad de la temperatura en la incubación en ocasiones son contradictorias; ya que esto puede ser debido a otros factores como: características del huevo, como porosidad y grosor (Bennett, 1992, p. 64), influyendo sobre la conductibilidad y deshidratación del huevo.

Según el INTA (2017, p. 2), el proceso de Inseminación Artificial conlleva un protocolo importante que se describe a continuación:

1.4.1. Recolección

- Recolectarlos al menos dos veces al día.
- Seleccionar los más frescos posibles, a lo sumo los recogidos en la semana previa a la incubación, ya que a partir del 7° día el poder de germinación decrece rápidamente.

1.4.2. Almacenamiento

- Almacenar en un maple nuevo o extremadamente limpio con el polo fino hacia abajo.
- Conservación de huevos entre 13 y 15 °C, puesto que si sobrepasan los 20 °C el embrión iniciará a su desarrollo.
- Permanecer en reposo al menos por 24 horas, antes de comenzar con la incubación, tomar los recaudos con los últimos colectados.

1.4.3. No se deben incubar

- Deformes (muy redondos o puntiagudos).
- Rotos, con la cáscara rugosa, muy porosa o frágil.
- Sucios que estén recubiertos de excrementos, o con otras sustancias, como restos de huevos que se rompieron en el nido.
- Recolectados del suelo.

1.4.4. Antes del proceso de incubación

- Elección de la ubicación de la incubadora:
- Elegir un lugar limpio, amplio y que no esté en el camino de la familia de manera constante.
- Evitar corrientes de aire, con una temperatura ambiental ideal entre 20 y 25 °C.
- No exponer la incubadora directamente al sol.
- No colocar cerca de fuentes de calor directo, tales como radiadores, estufas, calefactores, etc.
- Conectar la incubadora en una instalación eléctrica segura y exclusiva para la misma, con un regulador de voltaje.
- Apoyar la incubadora sobre una mesa.
- Preparación de la incubadora:
- Limpiar y desinfectar profundamente la incubadora, lavar con una solución caliente de detergente y enjuagar con una solución desinfectante.
- Secar previo a la carga.
- Nunca se debe iniciar un proceso de incubación con la incubadora mojada.
- Encender y precalentar la incubadora antes de llenarla.
- Rociar moderadamente con desinfectante ambiental en aerosol para concluir con la desinfección.
- Hay que ventilar posteriormente.
- Cargar con agua la bandeja para generar humedad.
- Regular la temperatura y la humedad óptima para recibir los huevos.

1.4.5. Inicio del proceso de incubación

1.4.5.1. Carga de la incubadora:

- Controlar que la incubadora se encuentre con la temperatura y humedad óptima antes de la introducción de los huevos, posterior a la carga se deberá revisar nuevamente comprobando que se mantenga.
- Incrementar la temperatura ambiental a 23 °C durante las 18 horas previas a ponerlos a incubar, los huevos no deben ingresar fríos para evitar cambios bruscos de temperatura dentro de la incubadora y que el vapor de agua se condense en la cáscara y tapone sus poros.
- Desinfectar los huevos rociándolos con desinfectante ambiental en aerosol inmediatamente antes de introducirlos a la incubadora.

1.4.6. Incubación (Día 1 al 17)

- Ubicar el huevo según el modelo de incubadora.
- Mantener la temperatura y la humedad constante y óptima para la especie.
- En caso de ser necesario recargar la bandeja humectante con agua tibia.
- Voltear los huevos, obligatoriamente a partir del 3er día de incubación, al menos tres veces al día, siendo recomendable realizarlo cada 1 hora en caso de incubadoras con volteo automático.

1.4.7. Previo al nacimiento de los pollitos (Día 18 en caso de gallinas)

- Durante los últimos tres días de incubación:
- Bajar la temperatura a 36.5 °C.
- Incrementar la humedad a 70 % -75 %.
- La falta de humedad ocasiona la adherencia del pollito a la cáscara.
- Suspender el volteo de los huevos, los pollitos deben posicionarse para iniciar el picaje del cascarón, y lo hacen mejor, si el huevo está quieto. Si está utilizando el volteador automático de huevos, desconectarlo.
- Mantener cerrada la puerta de la incubadora hasta el nacimiento.

1.4.8. Nacimiento de los pollitos (Día 21 en caso de gallinas)

- Disminuir la humedad a 40 % una vez nacido el pollito para garantizar el secado. El tiempo máximo que pueden permanecer los pollitos dentro de la incubadora es de 24 horas luego de nacidos.
- No retirar los pollitos del interior, hasta que estén bien secos.
- Se recomienda la utilización de barbijo o mascarillas, para evitar la inhalación de restos de polvillo y plumas, propios del proceso.

1.4.9. Posterior al Nacimiento

- Limpieza de la bandeja e incubadora:
- Retirar todas las cáscaras de huevo, plumas y polvo, protegiéndose con elementos de seguridad tales como antiparras, barbijo y guantes descartables.
- Limpiar en seco primero, y luego desinfectar profundamente la incubadora.

- Se debe lavar con una solución caliente de detergente y enjuagar con una solución desinfectante (amonio cuaternario) y dejar secar.

CAPÍTULO II

2. METODOLOGÍA

2.1. Localización

2.1.1. Localización y duración del experimento

El trabajo se realizó en la provincia de Orellana, cantón Francisco de Orellana, parroquia El Coca, en el criadero de gallos finos Traba Drago. El criadero se encuentra a una altura de 300 m.s.n.m.; con temperaturas máximas de 34 °C y mínimas de 25 °C y precipitaciones de 3 870 ml/año.

La duración del experimento fue de 150 días, donde se realizó extracciones, tomas de muestras para el laboratorio, inseminaciones, evaluación del semen, incubación de huevos y procesamiento de datos.

2.2. Metodología

En la investigación se requirieron de los siguientes recursos:

2.2.1. Materiales

Materiales, equipos y herramientas del experimento

- Jeringillas
- Baldes
- Jaulas
- Incubadora artificial
- Malla plástica
- Madera
- Martillo
- Tairas
- Clavos
- Gavetas
- Cuchara plástica
- Cámara fotográfica

- Balanza
- Papel periódico
- Fundas plásticas

Materiales y equipos de oficina

- Computador
- Resma de papel bond
- Lápiz
- Marcador
- Impresora
- Cámara fotográfica

Equipo de protección animal

- Guantes
- Mandil

2.2.2. Factores de estudio

Tabla 3-2: Descripción de factores, reproductores (machos), categoría de las gallinas, e identificación de tratamientos.

Factor	Símbolo	Niveles
Reproductores (gallos)	A	a ₁ : a ₂ : a ₃ :
Categoría de las gallinas	B	b ₁ : 10-17 meses b ₂ : 15-19 meses b ₃ : 20-24 meses

Realizado por: Andi, Derian, 2022

2.2.3. *Tratamientos*

Tabla 4-2: Tratamientos a comparar

Tratamientos	Gallos	Gallinas
T1	A1	b ₁ : 10-14 meses
		b ₂ : 15-19 meses
		b ₃ : 20-24 meses
T2	A2	b ₁ : 10-14 meses
		b ₂ : 15-19 meses
		b ₃ : 20-24 meses
T3	A3	b ₁ : 10-14 meses
		b ₂ : 15-19 meses
		b ₃ : 20-24 meses

Realizado por: Andi, Derian, 2022

2.2.4. *Repeticiones*

Los tratamientos en estudio fueron implantados en dos repeticiones.

2.2.5. *Mediciones experimentales*

- Valoración del semen
- Postura de huevos
- Número de huevos fértiles
- Número de huevos eclosionados
- Número de pollitos nacidos
- Índice de fertilidad
- Incubabilidad de los huevos

2.2.6. *Diseño Experimental*

Se realizó a través de un Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA), en donde estos fueron distribuidos en forma aleatoria, con sus respectivos tratamientos y repeticiones.

2.2.7. Análisis estadístico

A los datos se les realizó el análisis de Normalidad, a los datos con normalidad se aplicó estadística paramétrica y separación de medias (ANOVA - TUKEY), a los datos sin normalidad se realizó pruebas no paramétricas de clasificación simple Kruskal Wallis.

2.3. Procedimiento experimental

2.3.1. Selección de reproductores macho y hembras

La selección de reproductores machos fue mediante la necesidad de conservar especies de alto valor genético, aquellos que hayan perdido el pico, con sobrepeso o con discapacidad como la ceguera, tomando en consideración que estos defectos son los que no permiten que se multipliquen o conserven las líneas. Las gallinas se escogerán de tres categorías diferentes para comparar y analizar la mejor edad de reproducción.

2.3.2. Extracción de semen para inseminación

- Se ubican a los animales en forma individual en jaulas con sus respectivas identificaciones, en base a los distintos tratamientos; para la extracción del semen del gallo hay que dejarlo descansar 24 horas en un espacio solo y no darle de comer.
- Para la recolección del semen se procede a la sujeción del gallo con una mano se le agarra las patas y se lo acuesta en las piernas del técnico que va a realizar la actividad y la otra mano queda libre con la tijera para limpiarle y cortarle la pluma donde se va a estimular y a extraer el semen.
- Luego de tener al gallo limpio en las partes donde se va a estimular, se procede hacer la sujeción al gallo con una técnica sencilla, las dos manos agarrando el pecho y la parte de las alas del animal.
- Con una mano agarramos las dos patas y lo inclinamos junto a la pierna de uno mismo para tener control del animal y que no se vaya a estresar o a lastimar.
- Luego de tener controlado al animal, con la misma mano que se está sujetando las patas del gallo, se vuelve a tomarlas pero esta vez junto con las alas para que este libre la zona donde se va a extraer el semen.
- Al encontrarse el gallo en posición supino ventral, se procede a realizar el acto de masaje dorsal con proyección hacia la rabadilla y cola de acuerdo al método descrito en detalle por

Burrows y Quinn (1937); se procede a estimular con la palma de la mano que no está ocupada, masajeando desde la parte de arriba donde comienza el dorso hasta la punta de la cola cubriendo todo lo que es la rabadilla, en movimiento ondulatoria por varias veces hasta que el animal haga notar la cloaca brotada, es ahí donde apretamos con los dedos en la zona de la cloaca haciendo que el semen sea expulsado

- Luego de ser expulsado el semen rápidamente lo recogemos con una cuchara de plástico esterilizada para que no exista ninguna infección o contaminación

2.3.3. Extracción del semen en el laboratorio

De igual manera se extrajo el semen en el laboratorio para su análisis (espermograma), para este se realizó seis extracciones (dos por gallo), se evaluaron parámetros macroscópicos y microscópicos:

Parámetros macroscópicos:

- Volumen
- Aspecto
- Viscosidad

Parámetros microscópicos:

- Motilidad Masal
- Motilidad progresiva (%)
- Motilidad no progresiva (%)
- Espermatozoides inmóviles
- Concentración espermática
- Patologías espermáticas (%)
- Viabilidad (%)

2.3.4. Inseminación artificial de gallinas de riña

- Se colocaron a las gallinas en las jaulas de acuerdo a los distintos tratamientos.
- Se realizó un entrenamiento el cual asemeja a la atrapada del animal con la palma de la mano, al momento de agarrarlas ellas se agachan y abren sus alas poniéndose en una posición de monta.

- Para la inseminación, se absorbe el semen con una jeringuilla de insulita y un tubito de plástico para colocar suero para no estropear la parte interna de la gallina al momento de inseminar.
- Se procedió a sujetar la gallina con las dos manos en la parte de la pechuga y alas, para inclinarla y ponerla en una postura de inseminación
- Con los dedos de la mano que está sujetando la parte de arriba hacemos brotar la cloaca, logrando exteriorizar el orificio de la vagina de la gallina; conseguido este proceso, se introdujo la jeringuilla con el semen en el orificio, hasta por dos o tres centímetros de profundidad. En este momento se dejó de presionar en el abdomen y se soltó la cola. Eliminadas todas las presiones, se introdujo 0,1 ml de semen en el oviducto. Finalmente se retiró la jeringuilla y se devolvió la gallina a la jaula con cierta suavidad.

2.3.5. Incubación

2.3.5.1. 1era fase: Antes de la incubación

Se apreció los huevos según su aspecto exterior (limpieza, calidad, forma de la cáscara, tamaño y peso del huevo). Además, se empleó los índices siguientes: cantidad de huevos rotos durante el embalaje, transporte y colocación en las bandejas y cantidad de huevos aptos.

2.3.5.2. 2da fase: Durante la incubación

Se observó los huevos a trasluz para determinar cómo crece el embrión, conocer la cantidad de huevos no fecundados, las cantidades de huevos con embriones muertos, alantoides abiertas y cerradas, huevos rotos, desarrollo de los embriones, peso, entre otros indicadores.

2.3.5.3. 3ra fase: Al terminar la incubación

Se obtiene el índice final, el porcentaje de polluelos obtenidos con respecto a la cantidad de huevos fecundados, o a la cantidad de huevos puestos a incubar por reproductora alojada, por ciento de incubación y de incubabilidad.

2.3.6. Presupuesto

El establecimiento del experimento, instalaciones, selección de animales, inseminación e incubación se detallan a continuación en la Tabla 5-2.

Tabla 5-2: Presupuesto de investigación

DESCRIPCIÓN	CANTIDAD	PRECIO (\$)
Animales	21	6900
Materiales de construcción	4	153.75
Materiales de laboratorio	3	59.25
Incubadora artificial	1	130
VALOR TOTAL		7243

Realizado por: Andi, Derian, 2022

2.4. Metodología de evaluación

2.4.1. Evaluación seminal

2.4.1.1. Volumen de eyaculado (ml)

Su evaluación se realizó colocando el semen en tubos eppendorf y pesandolos en una balanza:

- Se pesó el tubo eppendorf vacío
- Se pesó el tubo eppendorf + semen eyaculado

Se obtuvo el volumen total del eyaculado por diferencia de peso y conversiones de peso a volumen.

2.4.1.2. Concentración espermática

Se determinó con una cámara de Neubauer observándolo por microscopía óptica relacionándolo con el volumen. Se diluyo el semen en relación 1:10 (10 µl de semen y 90 µl de gluteraldehido), en la cámara se colocó 10 µl de dilución, se contabilizaron los espermatozoides en los recuadros grandes y se aplicó la siguiente fórmula:

$$\text{Concentración espermática} = \frac{\text{Espermatozoides contados} \times 10000}{\text{Número de cuadros} \times \text{Factor de dilución}}$$

2.4.1.3. *Espermatozoides por eyaculado*

Se estableció mediante una relación de la cantidad de espermatozoides calculados en la concentración con el volumen total obtenido en la extracción del semen.

2.4.1.4. *Motilidad masal espermática (%)*

Se obtuvo al observar con un aumento de 400x en el microscopio, calificándolo subjetivamente de 0 a 5; con la aplicación de la siguiente fórmula:

$$\textbf{Motilidad espermática} (\%) = \frac{\text{Número de espermatozoides inmóviles}}{\text{Número de espermatozoides móviles}} \times 100$$

2.4.1.5. *Espermatozoides vivos (%)*

Una gota de semen fue colocada en porta objetos y tinturado con eosina – nigrosina; se realizó un frotis en otro porta objetos, y se observó con un aumento de 400x, se estableció subjetivamente con la fórmula:

$$\textbf{Espermatozoides vivos} (\%) = \frac{\text{Número de espermatozoides muertos}}{\text{Número de espermatozoides vivos}} \times 100$$

2.4.1.6. *Espermatozoides muertos (%)*

Una gota de semen fue colocada en porta objetos y tinturado con eosina – nigrosina; se realizó un frotis en otro porta objetos, y se observó con un aumento de 400x, se estableció subjetivamente con la fórmula:

$$\textbf{Espermatozoides muertos} (\%) = \frac{\text{Número de espermatozoides muertos}}{\text{Número de espermatozoides muertos}} \times 100$$

2.4.2. *Índice de fertilidad*

Viabilidad (%), representa la cantidad de pollitos nacidos vivos de los huevos que fueron establecidos como fértiles, y expresados en porcentaje, determinándose a través de la siguiente fórmula:

$$\mathbf{Fertilidad} (\%) = \frac{N^{\circ} \text{ de pollitos nacidos vivos}}{N^{\circ} \text{ de huevos fértiles}} \times 100$$

2.4.3. Incubabilidad de los huevos

La incubabilidad hace referencia al éxito del proceso de incubación que representa la capacidad del huevo para eclosionar, produciendo un pollo viable y se determinó mediante el siguiente enunciado matemático:

$$\mathbf{Incubabilidad} (\%) = \frac{N^{\circ} \text{ de pollos viables}}{N^{\circ} \text{ de huevos fértiles}} \times 10$$

CAPÍTULO III

3. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Los gallos sometidos al proceso de extracción de semen durante el experimento, fueron al inicio expuestos a un entrenamiento; en lo que respecta a la recolección de semen de los diferentes animales, se realizaron un total de 60 intentos, 20 por cada animal (9 en cada repetición) con 6 intentos efectivos que representa el 85 % de efectividad en el método utilizado (Tabla 6-3).

Tabla 6-3: Respuesta a las extracciones seminales de los gallos

VARIABLES	GALLOS		
	1	2	3
Intentos	20	20	20
Eyaculado efectivo	17	16	18
Efectividad (%)	85	80	90

Realizado por: Andi, Derian, 2022

Resultados similares fueron encontrados por Tene (2014, p. 92) al utilizar la técnica del masaje dorso abdominal, con 117 intentos efectivos que corresponden al 86.67 % de efectividad, de la misma manera realizó colectas en gallos, con nueve intentos por animal y registrando promedios de 8.06 intentos, representando el 89.6 % de efectividad al utilizar la técnica dorso abdominal.

3.1. Evaluación de la producción de semen de gallos

El volumen de eyaculado no presento diferencias ($p>0.05$) entre los tratamientos, alcanzando los mayores valores en el gallo de 5 años con valores promedio de 0.2 ml (Tabla 7-3). Valores superiores a esta investigación fueron obtenido por (Tene, 2014, p. 94) en gallos criollos, con promedios de eyaculado de 0.31 ml.

Así mismo, Zambrano (2020, p. 48) halló promedios de 0.43 ml al extraer semen de gallos de riña. Igualmente estudios realizados por Duchi et al. (2008, p. 9), hallaron valores superiores en gallos de raza Murciana, en aves de 1.5 a 2 años de edad con promedios de 0.55 ml.

Tabla 7-3: Resultados del Espermograma en gallos de pelea

	Gallo 1	Gallo 2	Gallo 3
ANALÍTICOS	VALORES		
PARÁMETROS MACROSCÓPICOS			
Volumen (ml)	0.20	0.15	0.25
Aspecto	Blanquecino	Blanquecino	Blanquecino
Viscosidad	Filamentosa	Filamentosa	Filamentosa
PARÁMETROS MICROSCÓPICOS			
Motilidad masal	4	4	4
% Motilidad progresiva	96	86	90
% Motilidad no progresiva	2	10	7
% Espermatozoides inmóviles	2	4	3
Concentración espermática	3.99×10^9	3.24×10^9	4.16×10^9
% Patologías espermáticas	17	14	15
% Viabilidad	85	78	80

Realizado por: Andi, Derian, 2022

Sánchez (2012), al estudiar gallos Sevillanos de raza Pintada, señala que el volumen de eyaculación depende de varios factores, entre ellos la edad, estado sanitario, alimentación, habilidad del recolector de semen; sin embargo, los resultados de esta investigación fueron diferentes ya que el gallo de mayor edad produjo mayor cantidad de semen.

De la misma manera señala que el semen puede obtener una coloración blanca lechosa hasta un color ligeramente amarillento, considerando a estas coloraciones como un material de buena calidad, además indican que las coloraciones amarillentas o grisáceas son indicadores de baja concentración espermática, en el estudio el aspecto del semen fue de color blanquecino con una viscosidad filamentosa.

La concentración espermática del semen de gallos de riña en este estudio presentaron promedios de 3.79×10^9 , resultados superiores a los encontrados por donde reportaron promedios de 2.59×10^9 , así mismo son inferiores a los hallados por (Tene, 2014, p. 97) con promedios de 9.75×10^9 , 1.39×10^{10} y 1.12×10^{10} , en gallos criollos. Estudios realizados por Duchi et al. (2008, p. 101) encontraron promedios de concentraciones espermáticas de 4.55×10^9 .

Los valores obtenidos en lo que respecta al volumen son inferiores a los obtenidos por Łukaszewicz et al. (2008), Purdy et al. (2009) y Blanch et al. (2011), sin embargo los resultados encontrados para la concentración espermática son superiores.

La particularidad de los espermatozoides de las aves están en su estructura, ya que difiere de otras especies debido a la forma de su cabeza alargada en forma de curva filamentosa, con una cola de 87 a 100 μm de longitud aproximadamente como lo señala Gilbert (1995) citado en Herrera (2005, p. 18).

Referente a la morfometría espermática, en el estudio no se presentaron diferencias ($p>0.05$) con un promedio de 84.66 % de espermatozoides normales y el 15.3 % de anomalías espermáticas como cabeza deformes, unas más claras que otras, cuerpos curvados o enredados entre sí; valores superiores a nuestra investigación fueron obtenidos por (Zambrano, 2020, p. 51) quien determinó un 89.66 % de espermatozoides normales y el 10.34 % de anomalías, en donde los principales defectos fueron doble cola y cola doblada.

Toscano et al. (2017), al realizar estudios en el guajolote criollo (*Meleagris gallopavo*) logró determinar el 88.54 % de espermatozoides normales y el 11.46 % de anomalías en los espermatozoides, con los principales defectos: en la cabeza del espermatozoide, cabeza hinchada, doblada, pequeña o larga, como también defectos del acrosoma y defectos de la pieza media como la hinchazón, flexión, engrosamiento, desprendimiento de la cola, colas enrolladas y con nudos. El porcentaje de espermatozoides normales y anormales es un parámetro de mucha importancia y esencial en la evaluación, esto es debido a que la cantidad de espermatozoides con anomalías está muy relacionado con el porcentaje bajo de fertilidad.

De la misma manera la motilidad masal es uno de los factores importantes, que determinan la calidad seminal, en el estudio se determinó un promedio de 4; igualmente en el estudio de criopreservación de semen de gallo realizado por Duchi et al. (2008, p. 3) en los cuales encontraron resultados similares a los de la presente investigación con una motilidad masal promedio de 4.04 en una de 0 a 5. Así mismo en una investigación realizada por Blanch et al. (2011, p. 3) quienes reportaron un promedio de motilidad masal de 77 % en gallos de raza Valenciana.

Igualmente se halló un promedio de motilidad progresiva de 90.66 %, motilidad no progresiva de 6.33 % y además el 3 % de espermatozoides inmóviles; esta función es necesaria ya que esta correlacionado con la fertilidad.

3.2. Evaluación de la utilización de inseminación artificial en gallinas de riña

Las evaluaciones de las variables en estudio, respecto al proceso de inseminación artificial e incubación de huevos en gallinas de riña, presentaron resultados para cada uno de los tratamientos, los cuales se describen a continuación:

3.2.1. Número de huevos

Fueron evaluados los huevos obtenidos durante dos semanas post inseminación; dentro de este lapso de tiempo se realizaron procesos de extracción e inseminación. Un total de 108 huevos fueron recolectados durante el estudio, no se presentaron diferencias ($p>0.05$) entre los tratamientos.

En la primera semana se obtuvieron un total de 48 huevos y en la segunda 60 huevos, esto a consecuencia de que los huevos recolectados durante los primeros tres días no entraron dentro de los evaluados, debido a que el semen que esté presente en la gallina de montas anteriores aún puede actuar. Por tal razón, la recolecta de los huevos fue a partir del cuarto día de evaluación, de la misma manera se realizó la evaluación en la segunda semana; obteniendo un promedio general de postura por gallina de: 5,66 ($\pm 0,55$) huevos para el T1, 5,83 ($\pm 0,4$) huevos para el T2 y 6,5 ($\pm 0,22$) huevos para el T3 como se aprecia en la Gráfica 1-3.

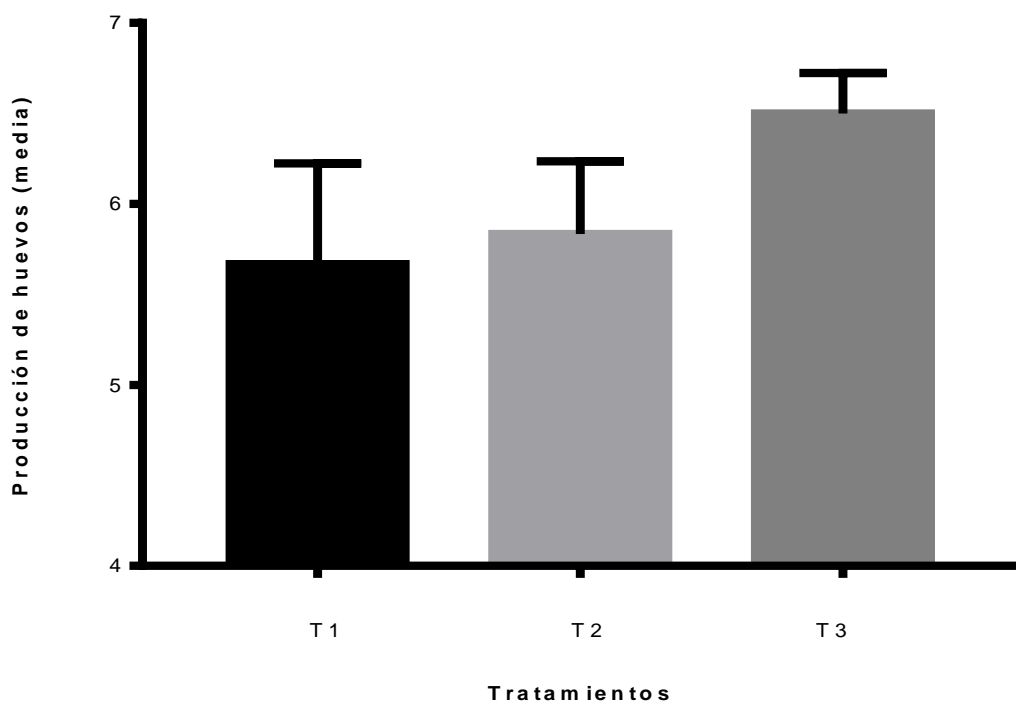


Gráfico 1-3: Número de huevos promedio por gallina y tratamiento, obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña.

Realizado por: Andi, Derian, 2022

En lo que respecta a cada tratamiento, se presentó un total de 34 huevos que corresponden al T1, 35 al T2, y 39 al T3. Durante este periodo, todas las gallinas (18) presentaron postura (no se presentó animales cluecos). Concomitantemente el porcentaje de postura para cada tratamiento

fue variable, en donde el mejor tratamiento fue el T3 con 81.25 %, seguido por el T2 con 72.9 % y el T1 con el 70.8 %.

De la misma manera, en una investigación realizada por Jacome (2005) al evaluar tratamientos con semen fresco y semen diluido, obtuvo producciones de huevos medias de 16 %, 69.5 %, 84.4 % en las semanas comprendidas entre la 24 – 27; 28 – 31 y 32 a 36 respectivamente.

Resultados inferiores a los de nuestra investigación fueron obtenidos por Tene (2014, p. 122), al evaluar bioestimulantes en la producción de semen, en donde registro una producción en 24 días del 63.33 % (16 huevos) para el tratamiento testigo, 61.33 % (15 huevos) para el T1 y 66.4 (17 huevos por gallina) para el T2.

3.2.2. Número de huevos fértiles

Después del proceso de incubación se determinó que el número de huevos fértiles no presentó diferencias ($p>0.05$) entre los tratamientos, hallándose la mayor cantidad de huevos fértiles en el T3 con 39, seguido por el T2 con 35 y T1 con 30. En lo que refiere al promedio general de huevos fértiles por gallina y por tratamiento se halló 6.5 (± 0.22) huevos para el T3, 5.8 (± 0.4) para el T2 y 5.5 (± 0.56) huevos para el T1 (Gráfica 2-3).

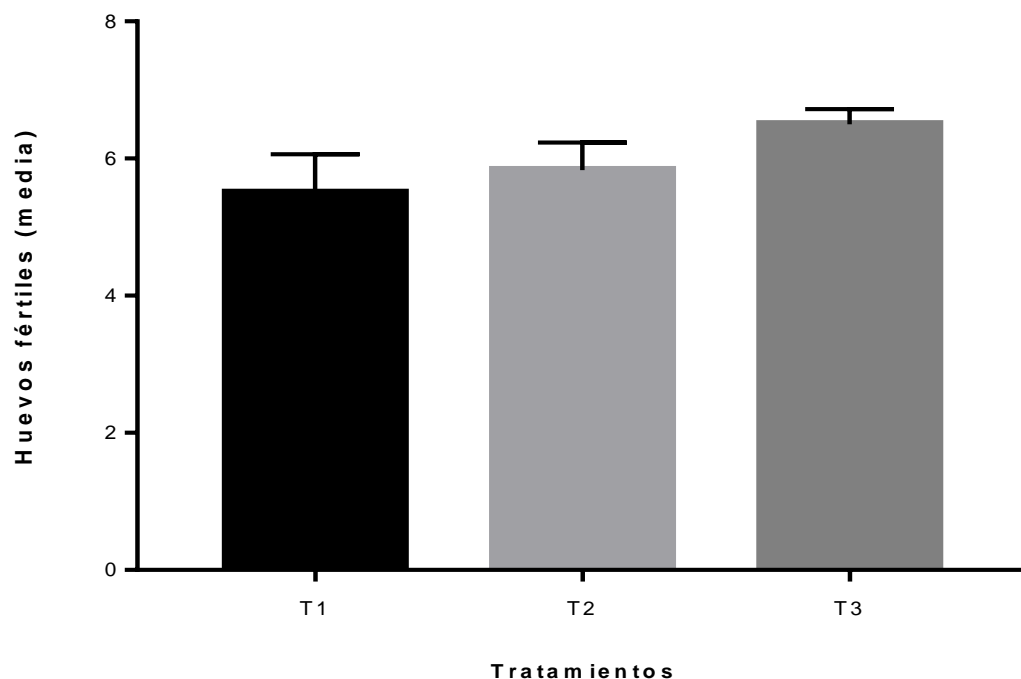


Gráfico 2-3: Número de huevos fértiles por gallina y tratamiento, obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña

Realizado por: Andí, Derian, 2022

Así mismo, el número de huevos infértiles, se indica que únicamente se presentó un caso correspondiendo al 0.92 % del total de huevos en estudio, perteneciente al T1.

3.2.3. Número de huevos eclosionados

En lo que respecta al número de huevos eclosionados, no presentaron diferencias ($p>0.05$) entre los tratamientos, con un total de 95 huevos eclosionados en el estudio, de los cuales 30 corresponden al T1; 30 al T2 y 35 al T3. Igualmente se obtuvo un promedio general por gallina de $5 (\pm 0.44)$ huevos eclosionados para el T1, $5.83 (\pm 0.25)$ para el T2 y $5.8 (\pm 0.3)$ para el T3 (Gráfica 3-3).

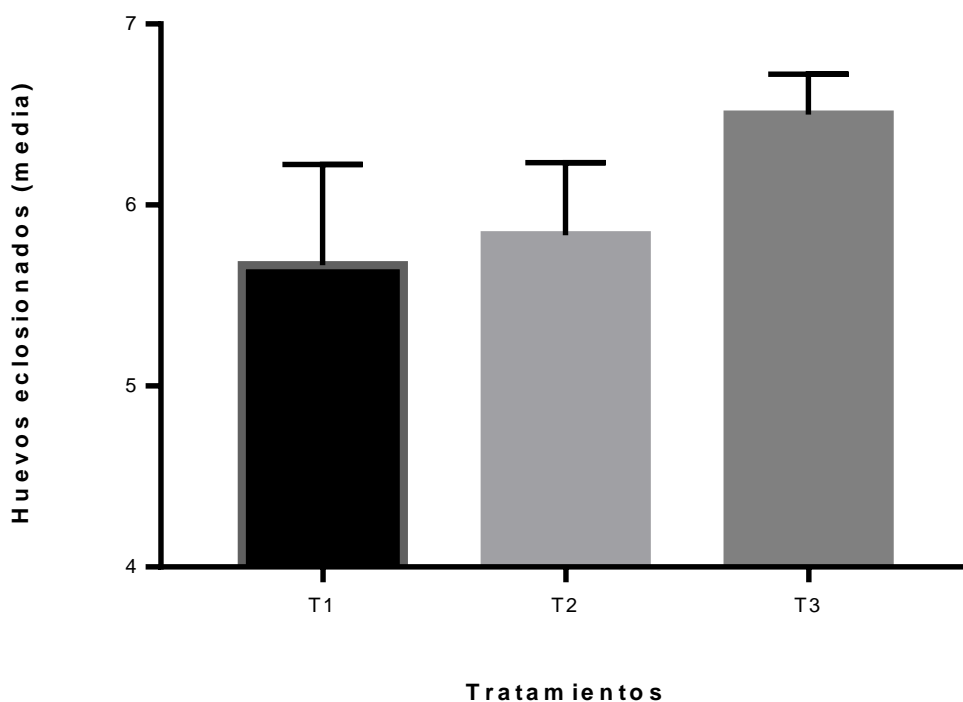


Gráfico 3-3: Número de huevos eclosionados por gallina y tratamiento obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña

Realizado por: Andi, Derian, 2022

De la misma manera en el estudio se obtuvieron 12 huevos que no eclosionaron, sin diferencias ($p>0.05$) entre los tratamientos, donde la mayor cantidad de huevos no eclosionados fueron para el T2.

3.2.4. Pollitos nacidos vivos

El número de pollitos vivos registrados en esta investigación fueron de 90, sin embargo no se presentaron diferencias entre los tratamientos ($p>0.05$), alcanzando la mayor cantidad de pollitos nacidos vivos en el T3 con 33 pollitos, de la misma manera el T2 alcanzó 29 y el T1 28 pollitos vivos. En cuanto al promedio general por gallina, se obtuvo $5.5 (\pm 0.22)$ pollitos nacidos vivos para el T3; $4,83 (\pm 0.3)$ para el T2 y $4.66 (\pm 0.33)$ para el T1 (Gráfico 4-3).

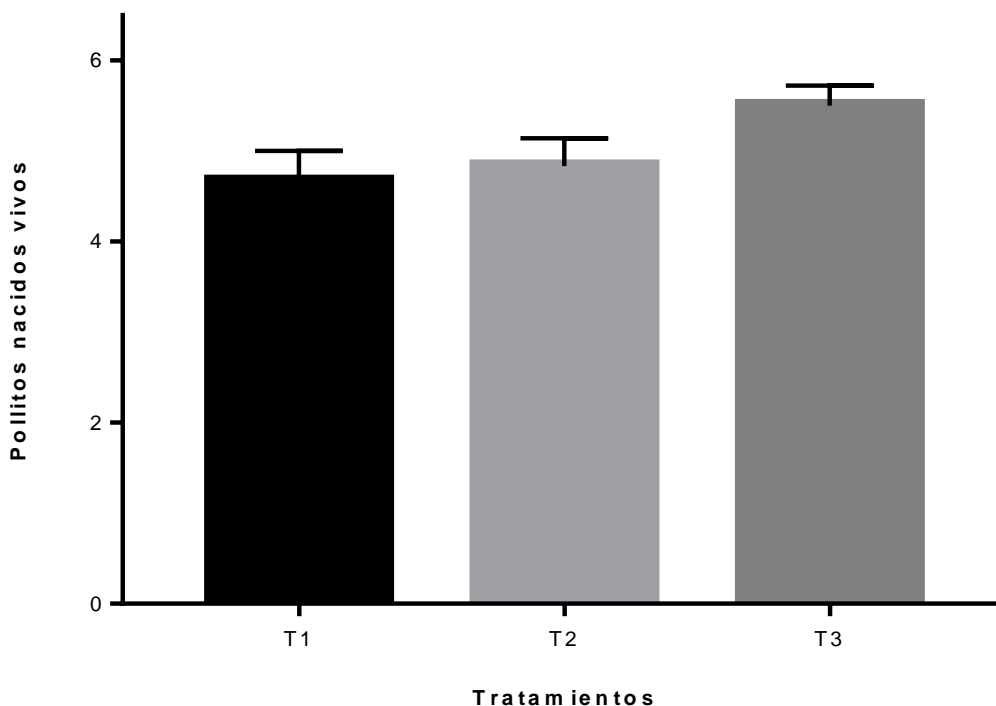


Gráfico 4-3: Número de huevos fértiles por gallina y tratamiento obtenidos del proceso de inseminación artificial en gallinas de riña

Realizado por: Andi, Derian, 2022

En el estudio se presentó casos de pollitos nacidos muertos los cuales, no tuvieron diferencias entre los tratamientos, representando al 5.26 % del total de pollitos, la mayor cantidad de pollitos muertos se presentó en el T3, seguido por el T2 y T1.

3.2.5. Porcentaje de Incubabilidad

Referente a la incubabilidad, se encontraron diferencias ($p<0.05$) entre los tratamientos, específicamente para la edad de las gallinas, indicando que las categorías influyen en el porcentaje de incubabilidad, hallándose porcentajes de incubabilidad que van desde 70.2 hasta el 100 %; en

donde los porcentajes promedios más altos se hallaron en el T1 con 84.9 % (\pm 8.6) y el T3 con 84.9 % (\pm 3.7), seguido por el T2 con 84.12 % (\pm 4.8).

Resultados inferiores a nuestra investigación fueron encontrados por Tene (2014, p. 130), al probar bioestimulantes en los gallos, obteniendo 86.67 %, 76.67 % y 66.67 % de incubabilidad en gallinas para los distintos tratamiento. De la misma manera Arthola y Rayo (2011, p. 27), al realizar una evaluación en gallos criollos, registró el 83.33 % de incubabilidad y un 16.67 % en huevos no fertilizados.

Así mismo, se pudo identificar que en el T1 las gallinas en edades comprendidas entre 10 y 14 meses son las que presentaron mayor porcentaje de incubabilidad (100 %), seguidas por las gallinas en edades de 20 – 24 meses (84.5 %) y por último las que se encuentran en edades entre 15 y 19 meses (70.2 %) como se observa en la Gráfica 5-3.

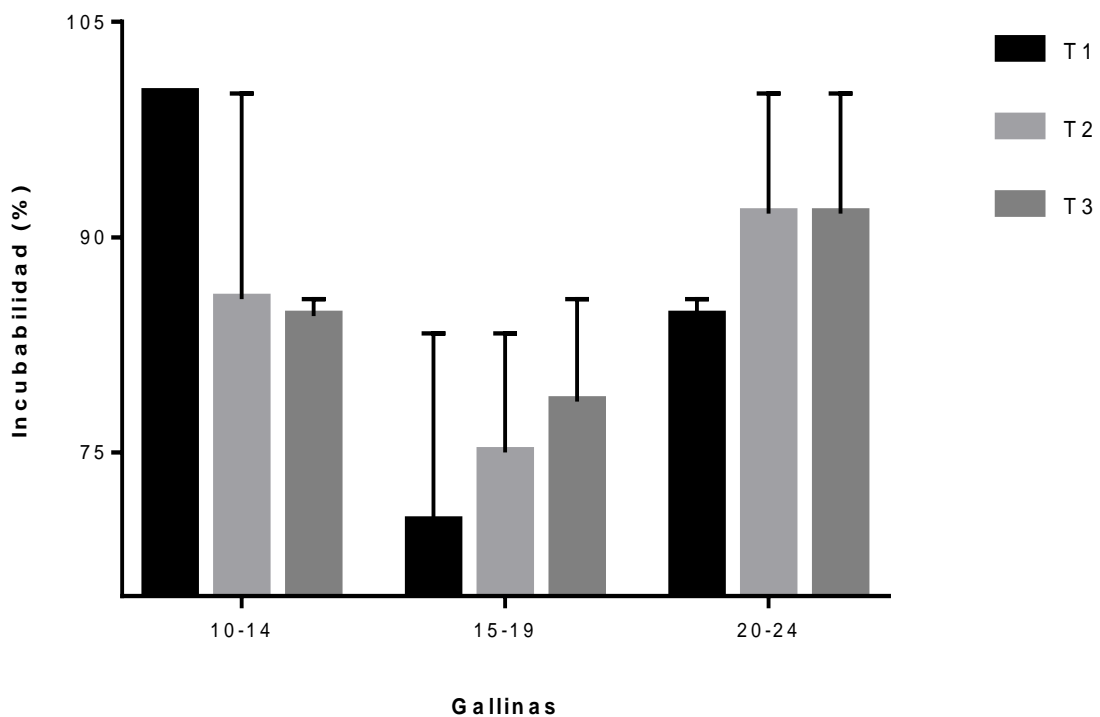


Gráfico 5-3: Porcentaje de incubabilidad por categorías de gallinas de riña.

Realizado por: Andi, Derian, 2022

En el T2 los valores más altos de incubabilidad fue para las gallinas de 20 a 24 meses con 91.7 %, de 85.7 % para las gallinas de 10 a 14 meses y 75 % para las que se encuentran en edades de 15 a 19 meses. De igual manera en el T3 los mayores valores fueron para la categoría de gallinas entre 20 a 24 meses con 91.7 %, seguido de la categoría comprendida entre 10 a 14 meses con 84.5 % y las de 15 a 19 meses con 78.6 % de incubabilidad.

En lo que respecta a la interacción entre los factores, no se presentó diferencias ($p>0.05$), así mismo para el factor gallos no hubo diferencias ($p>0.05$). Al realizar comparaciones entre las distintas categorías, se halló que se presentaron diferencias en la incubabilidad ($p<0.05$) entre las gallinas de 10 - 14 y 15 - 19 meses; de igual manera entre las de 15 - 19 y 20 - 24 meses ($p<0.05$). Sin embargo al comparar las categorías de 10 - 14 y 20 - 24 meses no se hallaron diferencias ($p>0.05$).

3.2.6. Porcentaje de Fertilidad

Concerniente a la fertilidad, no se encontró diferencias en el número de huevos embrionados entre los tratamientos ($p>0.05$), con porcentajes de fertilidad del 100 % tanto para el T2 y T3, y del 97.2 % (± 2.78) para el T1 (Gráfica 6-3).

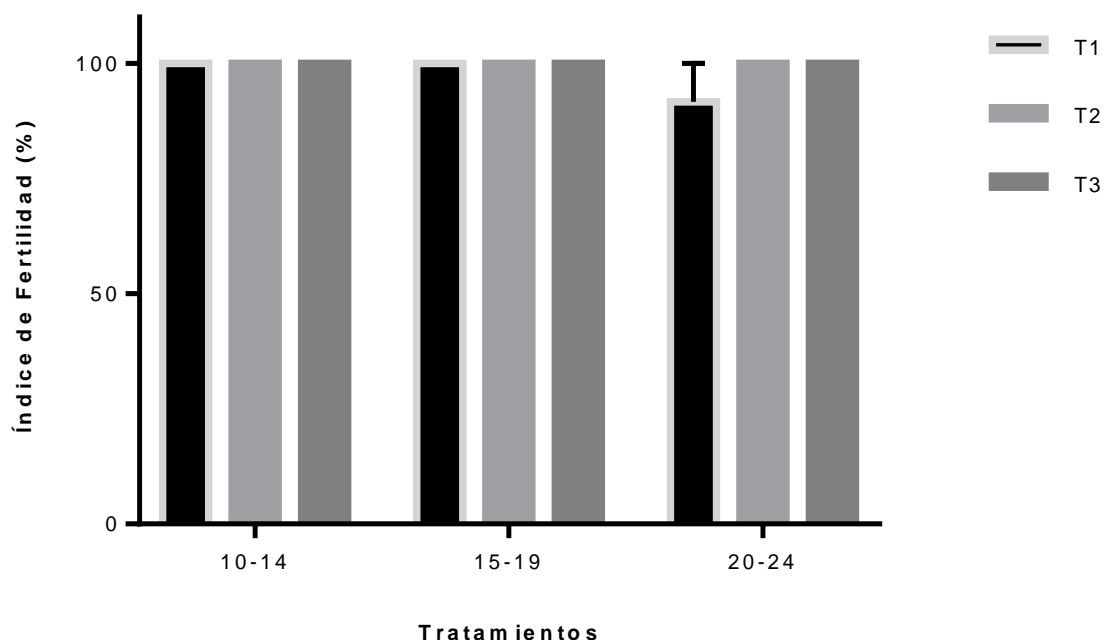


Gráfico 6-3: Índice de fertilidad por categorías de gallinas de riña.

Realizado por: Andi Derian, 2022

De igual manera dentro de cada tratamiento no se presentaron diferencias tanto para las diferentes categorías de gallinas ($p>0.05$), como para el factor gallo, así mismo al estudiar la interacción no se evidenciaron diferencias ($p>0.05$).

Resultados similares a esta investigación fueron encontrados por Tene (2014, p. 125), en donde logro determinar un porcentaje de fertilidad de 93.33 al 100 % al probar diferentes diluyentes. Así mismo López (2007), en un estudio sobre la influencia de la edad de los progenitores sobre la calidad espermática y el índice de fertilidad de gallinas (Rhode Island Red), se reportó una tasa de

fertilidad del 87 %, en animales de diferentes, en correspondencia con nuestros resultados estos están muy por debajo de la media hallada.

CONCLUSIONES

- El proceso de extracción de semen tuvo un 85 % de efectividad con la técnica del masaje dorso abdominal aplicado, obteniendo un alto porcentaje de extracciones efectivas que repercutieron en los procesos de inseminación.
- Los análisis obtenidos del espermograma indicaron diferencias tanto macroscópicas con un aspecto blanquecino y con volúmenes de eyaculados promedio de 20 ml; y microscópicas con una concentración espermática de 3.79×10^9 , con un promedio de 84.66 % de espermatozoides normales y el 15.3 % de anomalías espermáticas, una motilidad masal promedio de 4, motilidad progresiva de 90.66 %, motilidad no progresiva de 6.33 % y además el 3 % de espermatozoides inmóviles; indicando que en la presente investigación la edad no influyó en la cantidad y calidad del semen de gallos.
- El porcentaje de incubabilidad de huevos presento diferencias entre los tratamientos, en donde el factor edad (categoría de aves) influye en los procesos, con valores de incubabilidad que van de 70.2 al 100 %; con los mayores porcentajes en el T1 y T2 con el 84.9 %, además que las gallinas comprendidas en edades de 10 a 14 meses presentaron mayor incubabilidad.

RECOMENDACIONES

- Tener un buen manejo de las aves, manteniéndolas en jaulas separadas para cada animal, propiciándolas un espacio con el cual se puede evitar el estrés, tanto del gallo como de la gallina.
- No realizar procesos de inseminación en gallinas que se encuentren con clueques, ya que hay gallinas que no muestran postura de celo por diferencia de tiempo a las demás.
- El proceso de estimulación para la extracción del gallo se debe realizar a mano limpia ya que el contacto piel a piel provoca una estimulación más fuerte que al tener guantes en las manos,
- Al momento de la extracción del semen, el gallo debe tener la parte de su cuerpo donde se va a estimular sin plumas, para que sienta sensibilidad y excitación y así poder extraer más rápido el semen.
- Se recomienda trabajar con materiales adecuados, para la inseminación artificial y la extracción de semen en aves de riña

BIBLIOGRAFÍA

- ALTAMIRANO, Elsa Inés, BULFON, Mirian, & BEE DE SPERONI, Noemí.** Histología del ovario y ciclo reproductivo de *Columbina picui* (Temminck, 1813) (Aves: Columbidae) en Córdoba, Argentina. *Revista peruana de biología*, 16(1), 2009, 61-66.
- ALVAREZ, José Rogeliodir.** *Enciclopedia de México*. 1987.
- ARTHOLA, Gabriela María, & RAYO, Martha Nohemí.** *Establecimiento de técnica de extracción de semen en gallos criollos e inseminación artificial en gallinas criollas en Nejapa-Managua*. Universidad Nacional Agraria, UNA. 2011.
- BARDALES, Gilma Jhamir.** Cambios Anatómicos e Histológicos del Aparato Reproductor de la gallina (*gallus gallus*) Hi Line en el periodo de clueques en las fases de producción. 2018.
- BENNETT, Carlyle D.** The influence of shell thickness on hatchability in commercial broiler breeder flocks. *Journal of Applied Poultry Research*, 1(1), 1992, 61-65.
- BERTI DE GESTO, A** *Cómo descubrir la gallina que no está en postura*. *Almanaque del Banco de Seguros del Estado*. 2012. Retrieved from www.bse.com.uy/almanaque/Almanaque%201988/.../0%20-%20061.pdf.
- BLANCH, E, TOMÁS, C, SANSANO, S, GÓMEZ, EA, CASARES, L, GIMÉNEZ, I, & MOCÉ, E.** Calidad in vitro del semen crioconservado de gallos de la raza gallina valenciana de Chulilla. Resultados preliminares *XIV Jornadas sobre Producción Animal* (2011. pp. 407-409): Asociación Interprofesional para el Desarrollo Agrario Zaragoza.
- BOVIEZ, Juan, DANIELA, Brea, CINI, Rosa, CLAVER, Juan, DELHON, Gustavo, & GAUNA, Añasco Leonor.** [Catedra de Histología y Embriología]. 2015.
- BURROWS, WH, & QUINN, JP.** The collection of spermatozoa from the domestic fowl and turkey. *Poultry Science*, 16(1), 1937, 19-24.
- BUXADÉ, C.** *Reproducción de las Aves*. Ediciones Mundi Prensa. Madrid. 1992.
- COBB.** *Incubación Cobb - Guía de Manejo*. Ecuador. 2020.

- CORRALES, Elida Margarita, & GÁMEZ, Erick Antonio.** *Determinación del manejo reproductivo y ciclo de puesta de las gallinas de patio en tres comunidades del municipio de El Sauce, León, Nicaragua.* Universidad Nacional Agraria, UNA. 2005.
- DECUYPERE, Eddy, & MICHELS, Hervé.** Incubation temperature as a management tool: a review. *World's Poultry Science Journal*, 48(1), 1992, 28-38.
- DUCHI, N Duchi, ALMELA, V, PEINADO, R, & POTO, R.** *Criopreservación de semen de gallo: una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza Murciana.* Paper presented at the VIII Congreso de la Sociedad Española de Agricultura Ecológica (SEAE). Bullas, Murcia. 2008.
- ESCRIBANO, F.** *Fisiología digestiva y metabolismo de las grasas e hidratos de carbono en gallinas ponedoras. Nutrición y alimentación de gallinas ponedoras.* (8474798345). Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Madrid (España). 1991.
- FAO.** Recursos Zoogenéticos. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura: Comisión de Recursos Genéticos para la Alimentación y la Agricultura. 2019, Retrieved Consultado 02 Nov 2019, from <http://www.fao.org/cgrfa/topics/animals/es/>
- FLORES, M.** El origen de los gallos "farrucos". 2003, from <http://www.gallosnavajeros.com>.
- GIVISIEZ, PEN, FURLAN, RL, MALHEIROS, EB, & MACARI, Marcos.** Incubation and rearing temperature effects on Hsp70 levels and heat stress response in broilers. *Canadian journal of animal science*, 83(2), 2003, 213-220.
- GÓMEZ, María José.** *Formular y evaluar el proyecto de inversión de una empresa productora y distribuidora de aves y huevos de corral, en el municipio de La Concordia, Chiapas.* 2013.
- GONZALES, E, KONDO, N, SALDANHA, ES, LODDY, MM, CAREGHI, Christine, & DECUYPERE, Eddy.** Performance and physiological parameters of broiler chickens subjected to fasting on the neonatal period. *Poultry Science*, 82(8), 2003, 1250-1256.

- HAFEZ, B, & HAFEZ, ESE.** *Reproducción e inseminación artificial en animales*: Interamericana. McGraw-Hill. 2002.
- HANS, L, & VAN BALLEKOM, W.** The history of cock-fighting. *Aviculture europe*, 10, 2014.
- HERNÁNDEZ-BAUTISTA, Jorge, PÉREZ-LEÓN, Ma, GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, Alicia, VILLEGAS-APARICIO, Yuri, RODRÍGUEZ-ORTÍZ, Gerardo, & MEZA-VILLALVAZO, Víctor Manuel.** Calidad de huevo de cuatro líneas genéticas de gallinas en clima cálido. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 4(SPE6), 2013, 1107-1118.
- HERRERA, José Antonio.** *Criopreservación y evaluación fisiológica y reproductiva de espermatozoides de tres especies de aves*. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco. 2005.
- INTA.** *Cría de aves: cómo usar la incubadora familiar*. Santa Cruz - Argentina: Agencia de Extensión Rural Río Gallegos 2017.
- JACOME, S.** *Sistema de producción en aves pesadas por inseminación artificial*. (Doctorate), Universidad Central del Ecuador, Quito - Ecuador. 2005. Retrieved from http://www.edifarm.com.ec/edifarm_quickvet/pdfs/articulos_tecnicos/IA%20EN%20AVES%20PESADAS.pdf
- LASHERAS, J.** *Manual de avicultura* (Vol. 6). Bueno Aires Argentina. : Librería del colegio. 1960.
- LÓPEZ, F.** *Influencia de la edad de los progenitores sobre la calidad espermática y tasa de fertilidad en aves Rhode Island Red*. (Médico Veterinario Zootecnista), Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. 2007. Retrieved from <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>
- ŁUKASZEWICZ, E, JERYSZ, A, PARTYKA, A, & SIUDZIŃSKA, A.** Efficacy of evaluation of rooster sperm morphology using different staining methods. *Research in Veterinary Science*, 85(3), 2008, 583-588.
- MARIACA, R.** El conocimiento de la gallina (*Gallus gallus domesticus*) entre los tseltales y tsotsiles de Los Altos de Chiapas, México. *Etobiología*, 11(1), 2013, 29-43.

- MARON, Carina, BULFON, Mirian, & BEE DE SPERONI, Noemi.** Aspectos histomorfológicos y cuantitativos del ovario de *Patagioenas maculosa* (Aves Columbidae). *Rev. Perú. Biol.*, 19(1), 2012, 43-49.
- MATTIELLO, Rosana.** *Patología del aparato Reproductor de las aves. Aves Magacín.* Facultad de Ciencias Veterinarias, Argentina 2009.
- MOLENAAR, Roos, MEIJERHOF, Ron, VAN DEN ANKER, Ilona, HEETKAMP, MJW, VAN DEN BORNE, JJGC, KEMP, B, & VAN DEN BRAND, H.** Effect of eggshell temperature and oxygen concentration on survival rate and nutrient utilization in chicken embryos. *Poultry Science*, 89(9), 2010.
- MUÑOZ, D.).** Inseminación artificial en aves. 2011, 25-02-2022, from <https://sites.google.com/site/aviariodocastro/inseminacion-artificial-en-aves>
- OROZCO.** *Mejora genética avícola.* Madrid, España.: Ed. Mundi prensa 1991.
- PERALTA, Adj Mag Lic María Fernanda.** *Bases de la reproducción aviar.* Monografía Argentina. 2017.
- PESA-FAO.** *Manejo Eficiente de Gallinas de Patio.* Nicaragua: 2008.
- PURDY, PH, SONG, Y, SILVERSIDES, FG, & BLACKBURN, HD.** Evaluation of glycerol removal techniques, cryoprotectants, and insemination methods for cryopreserving rooster sperm with implications of regeneration of breed or line or both. *Poultry Science*, 88(10), 2009, 2184-2191.
- REIJRINK, IAM, MEIJERHOF, R, KEMP, B, GRAAT, EAM, & VAN DEN BRAND, H.** Influence of prestorage incubation on embryonic development, hatchability, and chick quality. *Poultry Science*, 88(12), 2009, 2649-2660.
- RICOURTE, S.** Importancia de un buen manejo de la reproducción en avicultura (Importance of a good handling of the reproduction in poultry keeping). *REDVET*, 2006.
- ROBINSON, Frank E, & RENEMA, Robert A.** Principles of photoperiod management in female broiler breeders. *Technical News*, 7(1), 1999.

- RUIZ, Nancy, ORREGO, Guillermo, REYES, Miguel, & SILVA, Mauricio.** Aumento de la temperatura de incubación en huevos de gallina araucana (*Gallus inauris*): efecto sobre la mortalidad embrionaria, tasa de eclosión, peso del polluelo, saco vitelino y de órganos internos. *International Journal of Morphology*, 34(1), 2016, 57-62.
- SALINAS, M.** *Crianzas, razas y entrenamiento de gallos de pelea*. Lima - Ripalme. 2002.
- SÁNCHEZ, Fernando.** *Reproducción y cría - Características del semen*. La Pintada. España. 2012. Retrieved from <http://www.aasafaubeda.com/index.php/escritos/77-la-pintada/2565-reproduccion-y-cria>
- SAUVEUR, Bernard.** *Reproducción de las aves*: Mundi-Prensa. 1991.
- TENE, Jorge Raúl.** *Utilización de bioestimulantes en la producción de semen de gallos e inseminación artificial en gallinas criollas*. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. 2014.
- TOSCANO, T, FLORES, P, NUÑEZ, A, CONEJO, N, & OLIVO, Z.** Anormalidades Esperáticas En El Guajolote Criollo. *Actas Iberoamericanas en Conservación Animal*, 9, 2017, 48-52.
- TULLETT, SG.** Science and the art of incubation. *Poultry Science*, 69(1), 1990, 1-15.
- VÁSQUEZ, Gloria.** *Cambios hormonales y anatomo histológicos del aparato reproductor de la gallina ponedora hy-line en estado de cluequés*. (Tesis Doctoral), Universidad Nacional de Cajamarca, Cajamarca - Perú. 2014.
- ZAMBRANO, Carlos Alfredo.** Valoración de tres dilutores en la criopreservación de semen de gallos de riña. 2020.

ANEXOS

ANEXO A: PREPARACIÓN DE LOS ANIMALES (DESPARASITACIÓN)



ANEXO B: IDENTIFICACIÓN DE ANIMALES





ANEXO C: PREPARACIÓN DE GALLOS (SUJECCIÓN Y LIMPIEZA DE LA PARTE POSTERIOR)



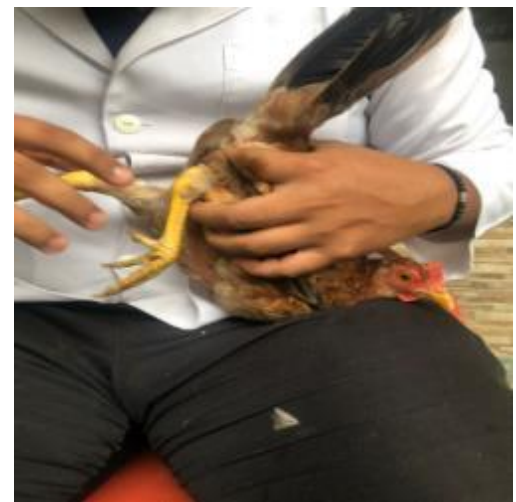


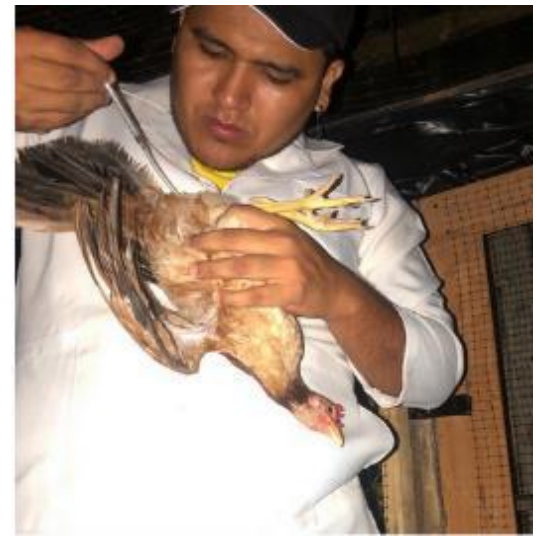
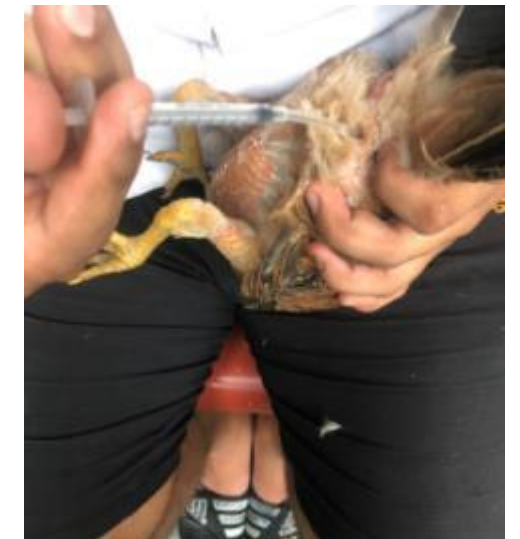
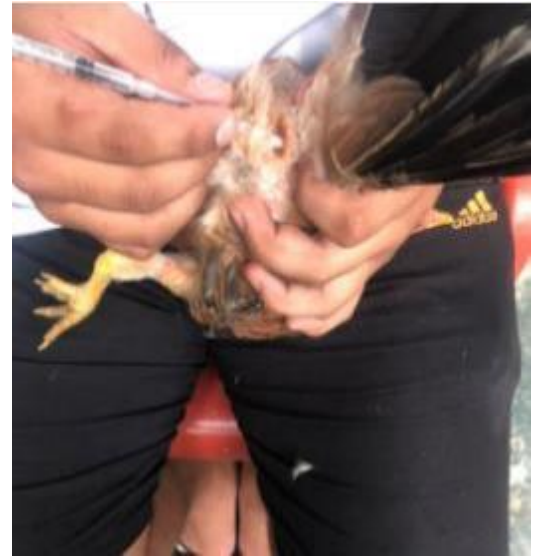
ANEXO D: ESTIMULACIÓN Y EXTRACCIÓN DEL SEMEN DEL GALLO





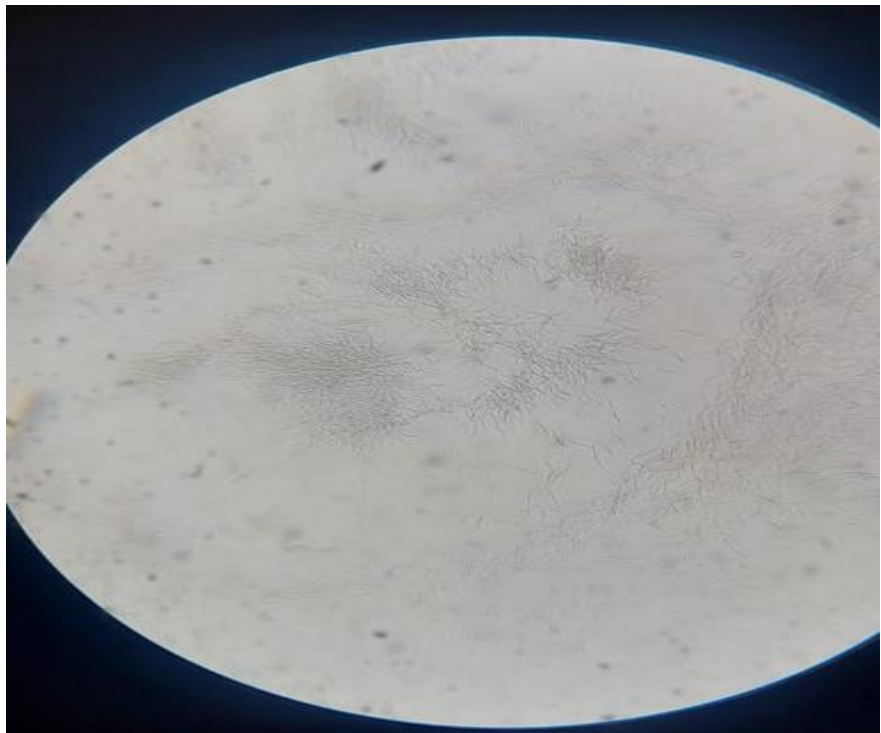
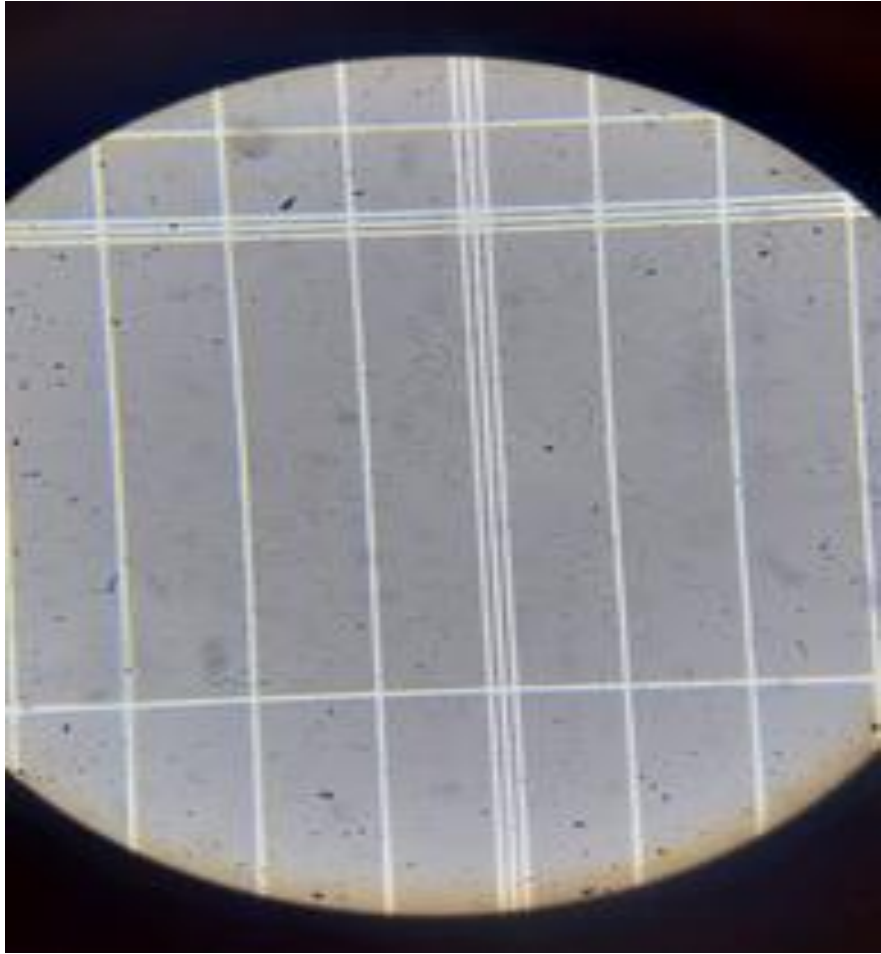
ANEXO E: INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE GALLINAS





ANEXO F. EVALUACIÓN DE SEMEN





ANEXO G: INCUBACIÓN



ANEXO H: POLLITOS NACIDOS

