



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

**EVALUACIÓN DE DOSIS SEMINALES EN LA INSEMINACIÓN**  
**ARTIFICIAL DE AVES DE RIÑA**

**Trabajo de Integración Curricular**

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

**INGENIERO ZOOTECNISTA**

**AUTOR:** EDWIN FERNANDO YANANGOMEZ ZARUMA

**DIRECTOR:** Ing. DIEGO ARMANDO MASAQUIZA MOPOSITA PhD.

El Coca – Ecuador

2023

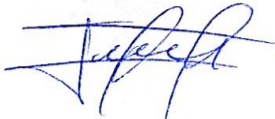
© 2023, Edwin Fernando Yanangomez Zaruma

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

Yo, EDWIN FERNANDO YANANGOMEZ ZARUMA, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular es de mi autoría y los resultados de este 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.


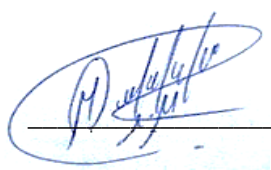
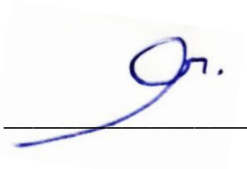
El Coca, 16 de febrero de 2023



**Edwin Fernando Yanangomez Zaruma**  
**2200237002**

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

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular; Tipo: Proyecto de Investigación, **EVALUACIÓN DE DOSIS SEMINALES EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE AVES DE RIÑA**, realizado por el señor: **EDWIN FERNANDO YANANGOMEZ ZARUMA**, 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.

	<b>FIRMA</b>	<b>FECHA</b>
MVZ. Santiago Alexander Guamán Rivera, PhD <b>PRESIDENTE DEL TRIBUNAL</b>	 _____	2023-02-16
Ing. Diego Armando Masaquiza Moposita, PhD <b>DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR</b>	 _____	2023-02-16
Ing. Julio Cesar Benavides Lara, MSc. <b>ASESOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR</b>	 _____	2023-02-16

## **DEDICATORIA**

El presente trabajo de investigación se lo dedico a mis padres y a mis hermanos; Erika, Tito, Víctor, Michael y Jimmy que me brindaron su apoyo desde el inicio de la carrera universitaria y nunca dejaron de brindar su apoyo y confianza, en especial a mi madre, por apoyarme incondicionalmente en los buenos y malos momentos, por incentivar me a mejorar todos los días y nunca rendirme durante mi paso por la universidad.

A mis compañeros y docentes quienes siempre estuvieron dispuestos a brindar de su ayuda y de alguna forma me impulsaron a alcanzar la meta.

***Fernando***

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a Dios por permitirme alcanzar esta meta con salud y fortaleza. A mi familia como mis padres y hermanos por ser el motor que me impulso constantemente a seguir adelante y nunca rendirme hasta terminar el ciclo universitario. A mis primos; Ovidio y Digna que de una u otra forma me brindaron su apoyo cuando más se los necesitaba.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Sede Orellana y a todos los docentes que con su experiencia y conocimientos nos formaron como profesionales durante este ciclo universitario.

Agradezco al Ing. Diego Masaquiza, director de este trabajo por su apoyo desinteresado, por transmitir sus conocimientos y experiencia en el tema, al Ing. Julio Benavides, asesor de este trabajo de titulación, por su confianza y paciencia.

Al criadero de Gallos Finos “Traba Drago” por permitirme realizar esta investigación en sus instalaciones, y por aportar la asistencia técnica, compromiso y confianza de parte de los señores Derian Andi y Paul Andi, propietarios del establecimiento.

Al Ing. John Zambrano jefe del área pecuaria de fomento productivo del GADPO por su apoyo incondicional, confianza con los jóvenes que inician su vida profesional.

A todos los compañeros y amigos gracias por hacer que el paso por la universidad haya sido divertido, gracias por las sonrisas, buenos momentos que pasamos compartiendo entre todos y que nunca se pierda esa amistad que nos unió como amigos y compañeros.

***Fernando***

## ÍNDICE DE CONTENIDO

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

### CAPÍTULO I

<b>1.</b>	<b>MARCO TEÓRICO REFERENCIAL .....</b>	<b>4</b>
<b>1.1.</b>	<b>Reseña Histórica de los Gallos de Pelea .....</b>	<b>4</b>
<b>1.1.1.</b>	<i>Generalidades de los gallos para pelea .....</i>	<i>5</i>
<b>1.1.2.</b>	<i>Manejo de los gallos de pelea .....</i>	<i>6</i>
<b>1.1.3.</b>	<i>Escala taxonomica .....</i>	<i>8</i>
<b>1.2.</b>	<b>Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor de las aves de pelea .....</b>	<b>9</b>
<b>1.2.1.</b>	<b>Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor del Macho .....</b>	<b>9</b>
<b>1.2.1.1.</b>	<i>Testículos .....</i>	<i>9</i>
<b>1.2.1.2.</b>	<i>Epidídimo y conductos deferentes.....</i>	<i>10</i>
<b>1.2.1.3.</b>	<i>Órgano copulador.....</i>	<i>10</i>
<b>1.2.2.</b>	<b>Espermatogénesis en gallos .....</b>	<b>10</b>
<b>1.2.2.1.</b>	<i>Morfología espermática.....</i>	<i>11</i>
<b>1.2.2.2.</b>	<i>Fisiología espermática de los gallos .....</i>	<i>12</i>
<b>1.2.2.3.</b>	<i>Volumen de semen eyaculado .....</i>	<i>12</i>
<b>1.2.2.4.</b>	<i>Anormalidades espermáticas de las aves de corral.....</i>	<i>12</i>
<b>1.2.3.</b>	<b>Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor de la Hembra .....</b>	<b>13</b>
<b>1.2.3.1.</b>	<i>Regulación Hormonal.....</i>	<i>14</i>
<b>1.3.</b>	<b>Inseminación artificial .....</b>	<b>15</b>
<b>1.3.1.</b>	<b>Técnica de inseminación de la hembra .....</b>	<b>16</b>
<b>1.3.2.</b>	<b>Recolección del semen .....</b>	<b>17</b>
<b>1.3.2.1.</b>	<i>Masaje Americano .....</i>	<i>17</i>
<b>1.3.2.2.</b>	<i>Masaje Abdominal .....</i>	<i>17</i>
<b>1.3.2.3.</b>	<i>Uso de hembra estimuladora .....</i>	<i>18</i>

1.3.3.	<i>Manejo con semen en fresco</i> .....	18
1.3.4.	<i>Manejo con semen diluido</i> .....	18
1.4.	<b>Diluyentes de semen</b> .....	19
1.4.1.	<i>Características de los diluyentes</i> .....	19
1.4.2.	<i>Tasa de dilución del semen</i> .....	20
1.4.3.	<i>Diluyente Triladyl</i> .....	20
1.4.3.1.	<i>Composición del Triladyl</i> .....	20
1.4.3.2.	<i>Aplicación</i> .....	21
1.4.3.3.	<i>Calidad del agua pura estéril</i> .....	22
1.4.3.4.	<i>Recomendaciones técnicas</i> .....	22
1.5.	<b>Generalidades de la incubación</b> .....	22
1.5.1.	<i>Incubación natural</i> .....	23
1.5.2.	<i>Incubación artificial</i> .....	24
1.5.2.1.	<i>Proceso previo a la incubación</i> .....	24
1.5.2.2.	<i>Recomendaciones durante el proceso de incubación artificial</i> .....	25
1.5.2.3.	<i>Condiciones durante la incubación hasta el nacimiento</i> .....	26
1.5.2.4.	<i>Desarrollo del embrión en la incubación</i> .....	27
1.6.	<b>Estudios referentes en Ecuador</b> .....	29

## CAPÍTULO II

2.	<b>METODOLOGÍA</b> .....	30
2.1.	<b>Localización y duración del experimento</b> .....	30
2.1.1.	<i>Ubicación del criadero de gallos finos</i> .....	30
2.2.	<b>Unidades experimentales</b> .....	31
2.3.	<b>Materiales, equipos e instalaciones</b> .....	31
2.3.1.	<i>Materiales de campo</i> .....	31
2.3.2.	<i>Materiales para la dilución seminal</i> .....	31
2.3.3.	<i>Materiales para colecta</i> .....	32
2.3.4.	<i>Materiales y equipos de oficina</i> .....	32
2.4.	<b>Diseño experimental</b> .....	32
2.4.1.	<i>Esquema del experimento</i> .....	32
2.4.2.	<i>Repeticiones</i> .....	33
2.4.3.	<i>Análisis de varianza</i> .....	33
2.4.4.	<i>Mediciones experimentales</i> .....	33
2.4.4.1.	<i>Económicos</i> .....	34



2.4.5.	<i>Análisis estadístico</i> .....	34
2.5.	<b>Procedimiento experimental</b> .....	34
2.5.1.	<i>Producción seminal de gallos</i> .....	34
2.5.2.	<i>Extracción y dilución de semen</i> .....	35
2.5.3.	<i>Inseminación artificial en gallinas</i> .....	35
2.5.4.	<i>Incubación</i> .....	36
2.6.	<b>Metodología de evaluación</b> .....	37
2.6.1.	<i>Índice de mejor dosis seminal</i> .....	37
2.6.2.	<i>Porcentaje de postura</i> .....	37
2.6.3.	<i>Porcentaje de fertilidad</i> .....	37
2.6.4.	<i>Incubabilidad de huevos fértiles</i> .....	38
2.6.5.	<i>Costos de producción de las dosis seminales</i> .....	38

### CAPÍTULO III

3.	<b>RESULTADOS Y DISCUSIONES</b> .....	39
3.1.	<b>Respuesta de los gallos al entrenamiento de extracción seminal</b> .....	39
3.2.	<b>Evaluación de las características del semen de los gallos donadores</b> .....	40
3.2.1.	<i>Cantidad de espermatozoides de acuerdo con las dosis evaluadas</i> .....	41
3.3.	<b>Evaluación de la inseminación artificial en gallinas de pelea con semen diluido</b> .....	43
3.3.1.	<i>Número de huevos</i> .....	43
3.3.2.	<i>Total, de huevos fértiles obtenidos</i> .....	45
3.3.3.	<i>Total, de huevos eclosionados y no eclosionados</i> .....	47
3.3.4.	<i>Porcentaje de fertilidad</i> .....	48
3.3.5.	<i>Porcentaje de incubabilidad</i> .....	50
3.4.	<b>Análisis económico de la evaluación de dosis seminales en la inseminación artificial de aves de riña</b> .....	53

CONCLUSIONES	.....	55
--------------	-------	----

RECOMENDACIONES	.....	56
-----------------	-------	----

### BIBLIOGRAFÍA

### ANEXOS

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1-1:</b>	Taxonomía del gallo doméstico .....	8
<b>Tabla 2-1:</b>	Contenido de unidades activas en 100 ml de diluyente .....	21
<b>Tabla 3-1:</b>	Ventajas y desventajas de la incubación natural .....	23
<b>Tabla 4-1:</b>	Ventajas y desventajas de la incubación artificial.....	24
<b>Tabla 5-1:</b>	Temperatura de la incubación artificial .....	26
<b>Tabla 6-1:</b>	Humedad de la incubación artificial .....	26
<b>Tabla 7-2:</b>	Condiciones meteorológicas del criadero de gallos finos “Traba Drago” .....	30
<b>Tabla 8-2:</b>	Esquema experimental .....	33
<b>Tabla 9-2:</b>	Esquema del análisis de varianza ADEVA .....	33
<b>Tabla 10-3:</b>	Respuesta al entrenamiento de extracción seminal .....	39
<b>Tabla 11-3:</b>	Características macroscópicas y microscópicas del semen de gallos .....	40
<b>Tabla 12-3:</b>	Concentración de espermatozoides según la dosis seminal evaluada .....	42
<b>Tabla 13-3:</b>	Análisis económico de las dosis seminales evaluadas en la inseminación artificial de aves de riña.....	54

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1-1.</b> <i>Gallus Bankiva</i> .....	4
<b>Figura 2-1.</b> <i>Malayo Persa</i> .....	5
<b>Figura 3-1.</b> Jaula individual para gallo de combate.....	7
<b>Figura 4-1.</b> Aparato reproductor de los machos .....	9
<b>Figura 5-1.</b> Estructura del espermatozoide .....	11
<b>Figura 6-1.</b> Aparato reproductor de la hembra .....	13
<b>Figura 7-2.</b> Ubicación “Traba Drago” .....	30

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

<b>Gráfico 1-3.</b> Tendencia entre las dosis seminales diluidas y las concentraciones espermáticas ..	42
<b>Gráfico 2-3.</b> Promedio de los huevos obtenidos después de la inseminación artificial	44
<b>Gráfico 3-3.</b> Tendencia entre el número de huevos y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas.....	45
<b>Gráfico 4-3.</b> Huevos fértiles obtenidos en los tratamientos después de la inseminación artificial.....	46
<b>Gráfico 5-3.</b> Tendencia entre el número de huevos fértiles y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas. ....	47
<b>Gráfico 6-3.</b> Huevos no eclosionados obtenidos de las gallinas y tratamientos después de la inseminación artificial.....	48
<b>Gráfico 7-3.</b> Porcentaje de fertilidad de las gallinas por tratamientos y dosis después de la inseminación artificial.....	49
<b>Gráfico 8-3.</b> Tendencia entre el porcentaje de fertilidad y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas .....	50
<b>Gráfico 9-3.</b> Porcentaje de incubabilidad de acuerdo con la dosis y su tratamiento en las gallinas de riña .....	51
<b>Gráfico 10-3.</b> Tendencia entre el porcentaje de incubabilidad y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas.....	52
<b>Gráfico 11-3.</b> Tendencia entre el porcentaje de incubabilidad y el porcentaje de fertilidad. ....	53

## ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A.** ESTADÍSTICAS DE LA REGRESIÓN Y ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LAS VARIABLES, DOSIS SEMINAL DILUIDA ASOCIADA A LA CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/DOSIS INSEMINADA
- ANEXO B.** ESTADÍSTICAS DE LA REGRESIÓN Y ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LAS VARIABLES, INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS, PARA LOS TRATAMIENTOS CON LAS DIFERENTES DOSIS SEMINALES DILUIDAS
- ANEXO C:** COEFICIENTES DE CORRELACIÓN DE PEARSON OBTENIDOS ENTRE LAS VARIABLES OBTENIDAS EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS CON LAS DOSIS DE SEMEN DILUIDO
- ANEXO D:** SELECCIÓN Y PREPARACIÓN DE LAS AVES
- ANEXO E:** APLICACIÓN DE VITAMINAS Y MINERALES A LAS AVES
- ANEXO F:** ADIESTRAMIENTO DE LOS GALLOS
- ANEXO G:** PREPARACIÓN DEL SEMEN DILUIDO CON *TRYLADIL*
- ANEXO H:** INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE LAS GALLINAS
- ANEXO I:** INCUBACIÓN DE LOS HUEVOS POST INSEMINACIÓN ARTIFICIAL
- ANEXO J:** IDENTIFICACIÓN DE LOS HUEVOS NO EMBRIONADOS
- ANEXO K:** ECLOSIÓN DE LOS POLLITOS NACIDOS VIVOS

## RESUMEN

El objetivo de este estudio fue evaluar tres dosis seminales diluidas mediante inseminación artificial en aves de riña. Esta investigación se realizó en el criadero de gallos finos “Traba Drago”, ubicado en el Cantón Francisco de Orellana, Provincia de Orellana. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar, con tres tratamientos y dos repeticiones. Las dosis seminales diluidas con el diluyente *triladyl* fueron evaluadas en los diferentes tratamientos, T1: 0,1 ml; T2: 0,2 ml y T3: 0,3 ml. Los datos se procesaron en el sistema estadístico INFOSTAT para la estadística inferencial, los análisis descriptivos se procesaron en SPSS V21 y Excel para los análisis de: normalidad (Shapiro-Wilk), varianza (ADEVA), regresiones y correlaciones y separaciones de medias con el test de Tukey. Evaluación seminal, se obtuvo un volumen promedio de los eyaculados (0,50 ml), concentración espermática/tratamiento en; T1: 1,895E+8; T2: 3,79E+8 y T3: 5,685E+8. En las evaluaciones de la inseminación artificial: número de huevos, se obtuvieron 57, huevos fértiles T1: 16, T2: 11 Y T3: 03, huevos eclosionados, 06 unidades presentaron eclosión, porcentaje de fertilidad e incubabilidad no registraron diferencias ( $p>0,05$ ), porcentaje de fertilidad, T1 presentó un  $59,26 \pm 3,70\%$ , finalmente, porcentaje de incubabilidad con el T3 obtuvo un  $66,67 \pm 33,33\%$ ; identificando este tratamiento con mayor porcentaje. En el análisis económico se obtuvo el indicador del costo de la dosis/ave en los diferentes grupos experimentales; T1 (0,572 USD), T2 (0,574 USD) y T3 (0,580 USD), esto significa que las tres dosis pueden ser utilizadas en la inseminación artificial. Se concluye que los tratamientos T1 y T3 presentaron un mayor porcentaje de fertilidad e incubabilidad respectivamente, en la evaluación de dosis seminales diluidas en la inseminación artificial de aves de riña. Se recomienda evaluar otro diluyente para comparar su efectividad contrastada con el diluyente *triladyl* en aves.

**Palabras clave:** <ZOOTECNIA>, <AVES DE RIÑA>, <ADiestRAMIENTO DE REPRODUCTORES>, <DOSIS SEMINAL>, <DILUYENTE (TRILADYL)>, <INSEMINACIÓN ARTIFICIAL>, <FERTILIDAD E INCUBABILIDAD>, <INCUBACIÓN ARTIFICIAL>.

LEONARDO MEDINA  
09 - 03 - 2023.



0487-DBRA-UTP-2023

## ABSTRACT

The purpose of this study was to evaluate three diluted seminal doses by artificial insemination in fighting birds. This research was carried out in “Traba Drago” gallos finos farm, located at Francisco de Orellana Canton, in Orellana Province. A randomized complete block design was used, with three treatments and two repetitions. The seminal doses diluted with the triladyl diluent were evaluated in the different treatments, T1: 0.1 ml; T2: 0.2 ml and T3: 0.3 ml. The data was processed in a INFOSTAT statistical system for inferential statistics, the descriptive analyzes were processed in SPSS V21 and Excel for the analyses: normality (Shapiro-Wilk), variance (ADEVA), regressions, correlations, and separations of means with Tukey's test. Seminal evaluation, an average volume of the ejaculates (0.50 ml) was obtained, sperm concentration/treatment in; T1: 1,895E+8; T2: 3.79E+8 and T3: 5.685E+8. In artificial insemination evaluation: eggs number, 57 were obtained, fertile eggs T1: 16, T2: 11 and T3: 03, hatched eggs, 06 units hatched, percentage of fertility and hatchability did not register differences ( $p > 0.05$ ), fertility percentage, T1 presented  $59.26 \pm 3.70\%$ , finally, hatchability percentage with T3 obtained  $66.67 \pm 33.33\%$ ; identifying this treatment with a higher percentage. In economic analysis, the cost indicator of dose/bird was obtained in different experimental groups; T1 (0.572 USD), T2 (0.574 USD) and T3 (0.580 USD), this means that, three doses can be experimented in artificial insemination at all. It is concluded that, T1 and T3 treatments showed a higher fertility percentage and hatchability respectively, in diluted semen doses evaluation in the artificial insemination of fighting birds. It is recommended to evaluate another extender to compare its proven effectiveness with the triladyl extender in poultry.

**Keywords:** <ZOOTECNIQUE>, <FIGHTING BIRDS>, <BREEDER TRAINING>, <SEMINAL DOSE>, <DILUENTE (TRILADYL)>, <ARTIFICIAL INSEMINATION>, <FERTILITY AND INCUBABILITY>, <ARTIFICIAL INCUBATION>.



Reviewed by  
Lic. Licett Ramos I., Mgs.  
**ENGLISH PROFESSOR**  
C.C 0603066960

## INTRODUCCIÓN

La rápida expansión de la ganadería industrial a gran escala, se basan en un reducido número de razas que provocan una amenaza muy grande para la diversidad de los animales de granja a gran escala. La FAO, (2007, pp. 1-2) muestra su preocupación por la desaparición de razas de animales de granja, la demanda de leche, carne y huevos a nivel mundial provocada por la explotación excesiva de animales de gran rendimiento genético criados de forma intensiva. El problema crece al no tener el control del material genético que se maneja en el mundo, según los datos recogidos de 169 países.

Actualmente las especies están menguando y, como resultado, se pierde de forma rápida e incontrolable los recursos zoogenéticos únicos y también los no caracterizados. La extinción las razas o poblaciones representan las pérdidas de sus rasgos adaptativos propios, regulados por la interacción de sus genes y las relaciones complejas entre el genotipo y el ambiente (FAO, 2010, pp. 5-20).

Gracias a las nuevas tecnologías que se desarrollan a favor de la industrialización de las especies permiten innovar en el proceso de reproducción animal mediante técnicas como la inseminación artificial en aves de pelea, al conseguir remplazar la monta natural que, por factores como lesiones, sanitarios, dietas alimenticias, etc., impiden la reproducción y conservación de mayor calidad respecto al valor genético de las razas (Jacome, 2005, pp. 1-15).

Con el propósito de implementar el mejoramiento genético y conservar las especies en las producciones avícolas se empezó a utilizar la inseminar artificial, que consiste en colocar semen seleccionado previamente de una muestra en el útero de la gallina. Como resultado se obtiene el nacimiento de animales de alta productividad, en periodos cortos de tiempo.

El éxito de una inseminación artificial (IA) depende tanto del empleo de las técnicas adecuadas en el manejo del gallo, la recogida y conservación del semen, así mismo las condiciones óptimas en el manejo y alimentación de los reproductores y gallinas receptoras, para obtener un producto de buena calidad (Giavarini, 1992, pp. 246-259).

El impacto que se pudiera causar con esta técnica de reproducción en el medio donde se implemente, no tendría ningún efecto negativo, más bien esta técnica sería de gran importancia por su aplicación, y se ayuda al mejoramiento genético, recuperación y mantenimiento de especies en peligro de extinción. La reproducción asistida, requiere la aplicación técnica sustentada en valores éticos de un profesional con visión al desarrollo económico, social y el respeto ecológico en el medio ambiente dentro de un país (Tene, 2014, pp. 1-4).

Según Chankitisakul et al., (2022, pp. 102-188) la concentración del semen de pollo es muy alta de 4 a 6 mil millones de espermatozoides/ml, existe el riesgo de que estos mueran por



deshidratación debido a la evaporación del agua del plasma seminal. La dilución del semen de gallo después de la recolección es necesaria para mantener la viabilidad de los espermatozoides. El uso de esta práctica proporciona un entorno óptimo para la viabilidad del semen, así mismo se aumenta el número de dosis de inseminación de cada recolección y se asegura la distribución uniforme de los espermatozoides en las dosis diluidas. Para que la técnica sea económicamente viable para los productores locales, la dilución del semen se debe realizar en condiciones prácticas y favorables para los productores. Por las aportaciones mencionadas, en esta investigación se plantea los siguientes objetivos:

## **Objetivos**

### **Objetivo general**

Evaluar tres dosis seminales diluidas mediante inseminación artificial en aves de riña.

### **Objetivos específicos**

- Adiestrar gallos de riña de alto valor genético como donantes de semen.
- Utilizar el diluyente *Triladyl* para la dilución del semen.
- Inseminar gallinas con tres dosis de semen diluido.
- Determinar el índice de fertilidad e incubabilidad.
- Determinar los costos de producción por tratamiento.

## **Hipótesis**

**H0:** La hipótesis nula que planteamos en nuestra investigación es que, con la dilución de dosis seminales no se logrará la inseminación artificial en aves de riña.

**H1:** La hipótesis alternativa que planteamos en nuestra investigación es que, con la dilución de dosis seminales se logrará la inseminación artificial en aves de riña.

## CAPÍTULO I

### 1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

#### 1.1. Reseña Histórica de los Gallos de Pelea

Los gallos forman parte de la historia de la humanidad desde hace miles de años, ya sea como fuente de alimentación o con fines recreativos, la sociedad los considera de gran importancia cultural a través de la pelea de gallos. Según Murillo y Gutiérrez, (2012, p. 3) los gallos para crianza, entrenamiento y pelea llegaron a América desde Europa a través de la conquista española, a partir de esto son considerados riqueza cultural de muchos países latinoamericanos, no obstante, la historia parece indicar que fue hace 3.000 AC en la India donde se registraron las primeras peleas de gallos que fueron criados en cautiverio, se cree que estas razas eran las *Bankivas* (Figura 1 - 1) y *Malayos* (Figura 2 - 1) y que los criadores notaron las particulares características de los animales para el combate debido a su bético actuar con otros individuos de su misma especie.



**Figura 1-1.** *Gallus Bankiva*

**Fuente:** Petslife, (2017).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

Las especies antes mencionadas no fueron domesticadas ya que vivían salvajemente en Asia, pero fueron atrapadas y criadas bajo el cuidado del hombre que aprendió a darle diferentes usos

productivos, así que fueron distribuidos a todos los continentes a través del comercio y la conquista de territorios (Velázquez, 2018, pp. 63-81).



**Figura 2-1.** *Malayo Persa*

**Fuente:** Brill, (2016).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

La parte más resaltante de la historia de los gallos de pelea surge en Norteamérica donde un ciudadano de nombre Harry Clarke recorrió el mundo para conseguir gran variedad de especímenes de gallos con fines de combate, este hombre aportó tanto a la cultura que introdujo el uso de algunos equipos como los espolones artificiales que permiten un mayor daño a su rival (Encalada et al., 2021, p. 91).

Actualmente los gallos tienen tres fines productivos diferentes, se consideran parte de la cadena alimenticia, pero también cumplen con funciones de recreación a través de las peleas de gallos o exhibición de ejemplares escogidos específicamente para su exposición.

### ***1.1.1. Generalidades de los gallos para pelea***

Para que un ejemplar de gallo sea escogido como animal de pelea debe cumplir con algunas características indispensables, dentro de ellas se mencionan la capacidad reproductiva, esta se encuentra ligada más a un aspecto de manejo ya que es el criador quien reconoce los mejores rasgos que se desean en la descendencia de los gallos, dentro de este valor genético se menciona

que, si se adquiere un animal por sus características pero este no demuestra transmitirlos a sus hijos no debe conservarse al ejemplar debido a que no presenta un verdadero valor genético.

El gallo debe exponer valor para lanzarse a atacar a su oponente hasta conseguir la muerte del mismo, por ende, a simple vista un ejemplar de combate debe estar sano, con buen apetito y dar siempre la apariencia de atención a su entorno, por último, se menciona la habilidad de cortar, los gallos de pelea deben conseguir herir a su oponente a través de los cortes ya que esto es lo único que asegura ganar una pelea (Hernández, C. et al., 2021, pp. 89-101).

Actualmente existen dos grandes grupos de gallos de pelea con diferentes razas que son:

### **Occidentales o europeos**

- Gallos Españoles
- American Tipe
- Kelso, entre otros.

### **Orientales**

- Shamo
- Tuzo, entre otros.

Las diferencias en estos grupos pueden ser vistas macroscópicamente, por ejemplo; en el plumaje, alas y cresta. En los ejemplares orientales las plumas son poco menos llamativas que en los gallos occidentales, normalmente no poseen barbas y su cuerpo en relación a su cola forma un ángulo de  $180^\circ$ , sus alas son cortas, pero en compensación a esto posee extremidades inferiores fuertes y musculosas que son el mayor soporte a la hora de ganar un combate.

Medina, (2003, pp. 6-32) los gallos europeos son llamativos a la vista ya que sus plumas son abundantes y sí poseen una cresta o barba, tienen alas más largas que las de los orientales, y el ángulo que forman en relación a la cola y el cuerpo es de  $90^\circ$ , debido a sus características alas más largas es que su fuerza no está en sus piernas sino en el ataque de vuelo y rapidez.

#### ***1.1.2. Manejo de los gallos de pelea***

Debido a que los gallos de pelea son animales delicados los equipos e instalaciones deben estar acorde a sus necesidades, los polluelos tienen corrales de crianza con grande espacio y altura en donde la alimentación debe ser de fácil acceso ya que el agua y comida se suministra *ad libitum*. Dadas las costumbres de los gallos dentro de las jaulas debe existir sombra y lugares en lo alto que le permitan pernoctar y los protejan del exceso de agua o lluvia por el clima propio de las zonas.

A diferencia de los gallos que se crían para alimentación, los gallos de pelea son provistos de jaulas individuales a los 7 meses de vida donde tenga buen espacio, paja y arena, esta último debido a las costumbres de estos animales para realizar baños de arena, como se explicó en párrafos anteriores las instalaciones deben cumplir con las necesidades propias de cada especie, en el caso de los gallos para una buena flexibilidad de plumas y comodidad es prudente que siempre tengan acceso a zonas altas para ejercitarse y volar, también proporcionales arena húmeda para su limpieza (Medina, 2003, pp. 6-32).



**Figura 3-1.** Jaula individual para gallo de combate

**Fuente:** Diaz, (2012, p. 2).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022

Los gallos por naturaleza son animales territoriales, a los 7 meses este tipo de comportamiento se asentúa debido a la madurez sexual por lo que deben ser separados y mantenerse por individual en las jaulas, para que el animal se sienta cómodo con la manipulación el gallero debe realizar inspecciones semanales del cuerpo y las instalaciones de cada ejemplar, un mes después de la individualidad el gallo es descrestado y desbarbado, cuando llegan los 10 meses de vida, los gallos de pelea reciben el nombre de pollones y son calificados de acuerdo a la condición corporal, morfología y sobre todo el temperamento que aflora a esa edad.

No obstante Murillo y Gutiérrez, (2012, p. 110) mencionan que este tipo de caracterización es realizado día a día durante 3 meses para así escoger a los mejores ejemplares con las cualidades más importantes de un gallo de pelea, es decir que para los 15 meses de edad los gallos

orientales están listos para su entrenamiento, en el caso de los gallos de pelea occidentales esto sucede alrededor de los 19 meses.

En el caso de las gallinas que se denominan pollonas, puede tenérselas en grupos y no necesitan la individualidad de los machos, deben ser escogidas según su decendencia y buen encaste, que sean buenas ponedoras. La edad que se utilizan las gallinas es hasta los 4 y 6 años según el criterio del gallero y debe mantener una buena alimentación y vitaminación. Las gallinas con sus crías deben estar encerradas, y se proporcionará alimento, mezclado con concentrado para su desarrollo. Los gallos que demuestran agresividad y condiciones fuertes pasan a ser entrenados y las gallinas van al programa de reproducción, caso contrario son sacrificadas (Tinoco, 2016, p. 9).

A partir de la selección de los gallos estos entran en programas de entrenamiento que consiste en la realización de ejercicios cardiovasculares y respiratorios semanales, al acabar cada sesión se procede a bañarlos y masajearlos para que su recuperación. De acuerdo a la experiencia de cada gallero se realizan las sesiones necesarias hasta que se considere que animal está listo para una pelea, estas deben ser programadas con tiempo exacto ya que 10 días antes del mismo se necesita un descanso para el gallo (Urbina, 2000, pp. 59-67).

### 1.1.3. Escala taxonomica

Para Espinoza, (2019, p. 28) la taxonomía de las aves de pelea se clasifica de la siguiente manera:

**Tabla 1-1:** Taxonomía del gallo doméstico

<b>Nivel</b>	<b>Ubicación</b>
<b>Reino</b>	Animal
<b>Tipo</b>	Cordados
<b>Subtipo</b>	Vertebrados
<b>Clase</b>	Aves
<b>Subclase</b>	<i>Neornithes</i>
<b>Orden</b>	<i>Galliformes</i>
<b>Familia</b>	<i>Phasianidae</i>
<b>Subfamilia</b>	<i>Phasianinae</i>
<b>Género</b>	<i>Gallus</i>
<b>Especie</b>	<i>Gallus domesticus</i>

**Fuente:** Espinoza, (2019, p. 28).

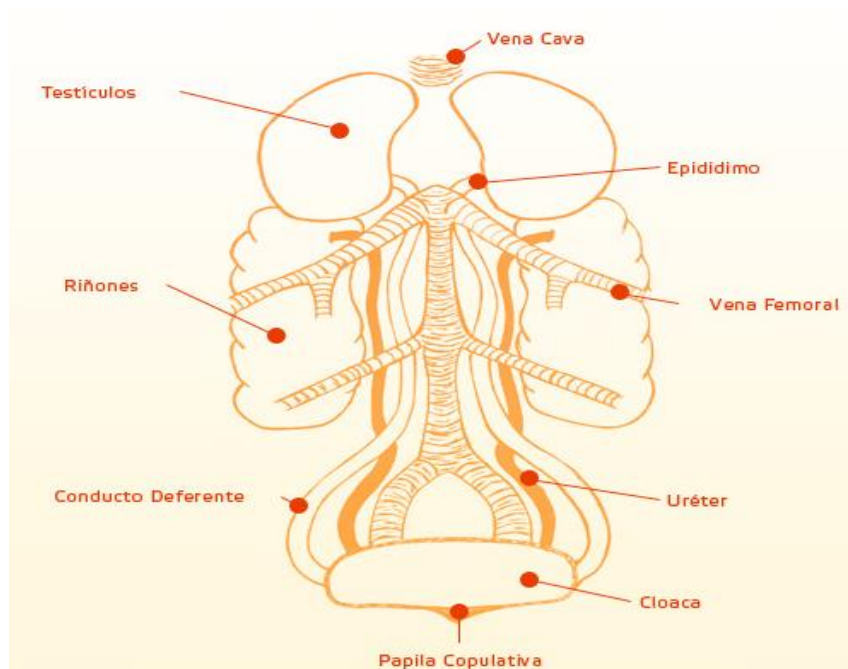
**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

## 1.2. Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor de las aves de pelea

A continuación, se describe la conformación del aparato reproductor del macho compuesto por: testículos, epidídimo, conducto deferente y el órgano copulador, también se describe el aparato reproductor de la hembra compuesto por: ovarios, ovulo, oviducto, infundíbulo, magnum, istmo, etc. Se describe la espermatogénesis del semen y la formación del huevo en las gallinas.

### 1.2.1. Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor del Macho

El aparato reproductor de los machos tiene como principal función la elaboración, maduración y transporte de espermatozoides, los órganos que se reconocen como parte son los testículos, epidídimos, conductos deferentes y, por último, se menciona al órgano copulador (Figura 4 - 1).



**Figura 4-1.** Aparato reproductor de los machos

**Fuente:** Tranquilino, (2018, p. 2).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

#### 1.2.1.1. Testículos

Los testículos son dos y se encuentran en la zona abdominal, dentro de ellos están las células germinales es decir el esperma en sus diferentes presentaciones, espermatogonias, espermatida, entre otros, debido a su ubicación anatómica la espermatogénesis es a temperatura corporal y más rápida a comparación de las especies mamíferas (Ramírez, 2002, pp. 1-8).



### *1.2.1.2. Epidídimo y conductos deferentes*

El epidídimo de las aves guarda cierta relación con el de los mamíferos al ser únicamente más corto seguido de este se encuentran los conductos deferentes que sirven como pasaje y almacenamiento de los espermatozoides que, mientras cumplen con ese recorrido, llegan a su maduración al final del mismo.

### *1.2.1.3. Órgano copulador*

El órgano copulador por otra parte, se denomina falo y alcanza una medida de 2 mm, está conformado por un cuerpo vascular y repliegues tanto linfáticos como redondeados, a diferencia de los mamíferos los machos de las aves no poseen glándulas anexas, en el caso de estas especies la erección se da porque los repliegues redondeados se hinchan, luego los cuerpos antes mencionados se llenan de linfa, los repliegues agregan cierta cantidad de líquido seminal y por último, el falo eyacula en el uroceo de la gallina (Peralta, 2017, p. 10).

## **1.2.2. Espermátogenesis en gallos**

González, J. A., (2019, p. 4), menciona que el procedimiento en el que se desarrollan los espermatozoides empieza en la espermatogonia con nombre espermatogénesis y es clasificada en tres etapas como son la espermatocitogénesis, característica donde una espermatogonia madura se convierte en espermatocito; meiosis, fase donde da lugar a la división natural de los espermatocitos convirtiéndose en espermátides con un reducido número de cromosomas (haploide) y la última etapa es la espermiogénesis, transformación de las espermátidas en espermatozoides listos para realizar su funcionamiento.

Esta serie de pasos incluyen tipos de células específicas (espermatogonia, espermatocitos y espermátides) por periodos que van de minutos a días. Esto es un proceso de proliferación celular, reducción haploide del genoma nuclear y diferenciación celular.

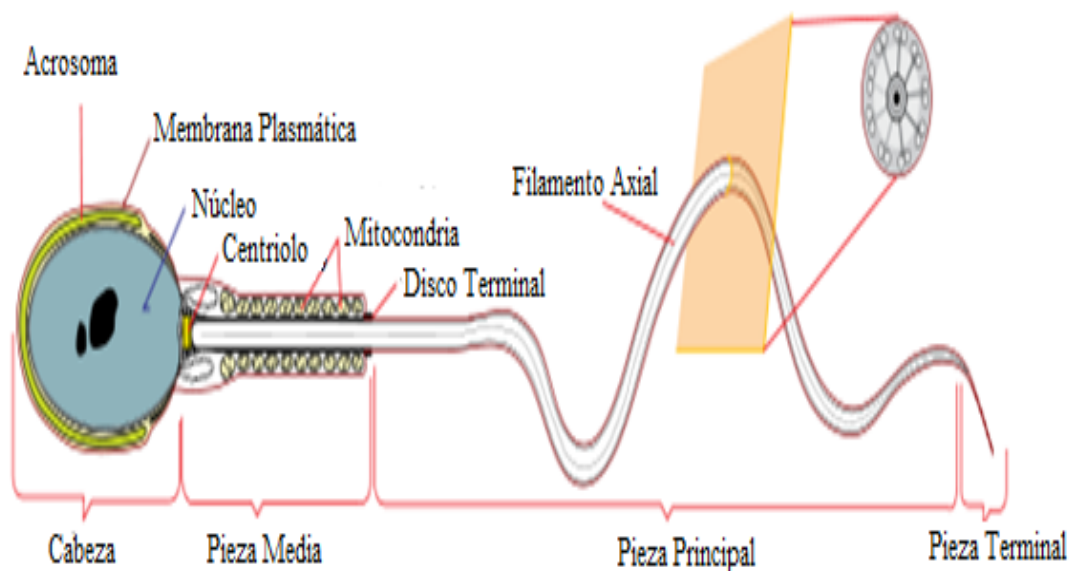
Pérez, (2014, p. 21), la eficiencia de la espermatogénesis en los gallos es de 80 a 120 x 10<sup>6</sup> de espermatozoides por gramo de testículo por día; la temperatura de la espermatogénesis en aves es de (40 – 41 °C).

La espermatogénesis termina con la liberación de espermatozoides inmóviles del epitelio seminífero, luego son movilizados por una corriente de líquidos de los túbulos seminíferos que fluyen por la luz de éstos hacia los conductos excretores de los testículos, allí se forma un semen viscoso debido a la absorción de esa fracción líquida de los túbulos seminíferos a nivel de los conductos excretores donde los espermatozoides adquieren la facultad de moverse.

### 1.2.2.1. Morfología espermática

Los espermatozoides de los gallos, por lo general son de forma alargada, su cabeza es en curva filamentosa y en promedio mide de 12 a 13  $\mu\text{m}$ , la corona por el acrosoma de 2  $\mu\text{m}$  de largo. Herrera, (2005, p. 8), menciona que la parte media mide 4  $\mu\text{m}$  de largo y contiene mitocondrias, el resto de la cola, con longitud de 100  $\mu\text{m}$ , entendiéndose fibras centrales, relacionadas con el centriolo proximal y distal. La parte más ancha puede medir 0,5  $\mu\text{m}$ .

Un espermatozoide es haploide, es desprovisto de citoplasma, su núcleo es alargado, con cromosomas condensados que no permiten la actividad transcripcional para remplazar proteínas, los acrosomas que permiten a los espermatozoides interactuar y penetrar al ovocito y fertilizarlo, debe contar de 20 a 60 mitocondrias situadas en la parte anterior del flagelo (González, J. A., 2019, p. 7).



**Figura 5-1.** Estructura del espermatozoide

**Fuente:** Rios et al., (2010, pp. 5-11).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

Un espermatozoide se rodea de una membrana citoplásmica. La membrana espermática se compone de moléculas lipídicas, fosfolípidos (glicofosfolípidos y esfingofosfolípidos), glucolípidos (cerebrósidos), gangliósidos esteroides (colesterol) y proteínas integrales y periféricas.

#### *1.2.2.2. Fisiología espermática de los gallos*

Los espermatozoides en su metabolismo pueden funcionar en ambientes anaerobios o aerobios, para su movilidad adquieren energía por medio de la respiración oxidativa y no por glucólisis. Para su respiración influyen las concentraciones intracelulares de  $\text{Ca}^{2+}$ , sustancia donde los espermatozoides se reactivan (Long, 2006, p. 233).

#### *1.2.2.3. Volumen de semen eyaculado*

Jiménez, (2013, p. 10), un gallo activo y entrenado puede eyacular entre 0,5 y 1 ml de semen, este eyaculado alcanzan los 3000 y 7000 millones de espermatozoides en cada eyaculado, esto llega a variar en función de la estirpe, el individuo, estado fisiológico y las condiciones en las que se recoge el semen. En la investigación de Pérez, (2014, p. 22) suscribe que la cantidad de semen producida por las aves es pequeña al llegar a ser de 0,2 a 0,3 ml, las cantidades de los eyaculados de los gallos no se consideran positivas o negativas desde el punto de vista de la capacidad fecundante.

#### *1.2.2.4. Anormalidades espermáticas de las aves de corral*

Los galliformes tienen espermatozoides con núcleos filiformes  $0,5 \times 12,5 \mu\text{m}$ , el diámetro del acrosoma es reducido  $0,5 \mu\text{m}$ ; longitud  $2,5 \mu\text{m}$ , el flagelo y la pieza intermedia tienen una longitud de 4 a  $5 \mu\text{m}$  con un aproximado de 30 mitocondrias (Jiménez, 2013, p. 12).

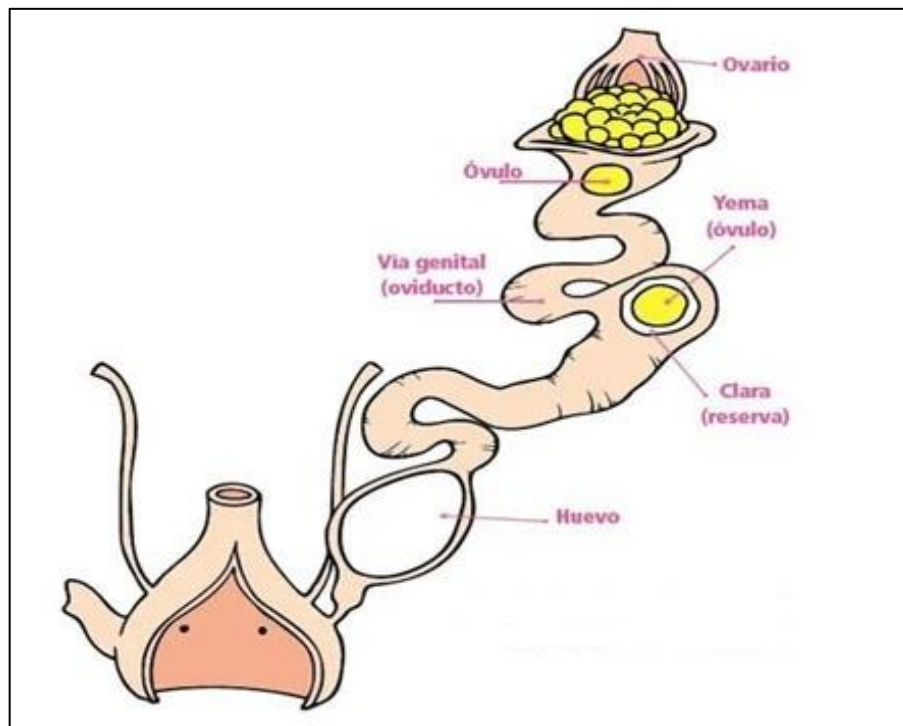
Alkan et al., (2002, p. 1088), en su investigación clasifica las anomalías espermáticas de las aves de corral en varios grupos:

- **Anomalías de la cabeza:** la cabeza es la parte más importante, encontramos el núcleo del espermatozoide que contiene las proteínas básicas y el ADN. Las anomalías que se pueden generar son: cabeza anudada, cabeza pequeña o grande, cabeza doblada ( $90^\circ$  o  $180^\circ$ ), cabeza hinchada o con nudos y cabezas desprendidas.
- **Anomalías del acrosoma:** saco membranoso de capa doble que se ubica en la cabeza del espermatozoide sobre el núcleo, se establece en las etapas finales de la formación del espermatozoide, estructura que se fusiona con la membrana del oocisto. Las anomalías que aparecen son el desprendimiento del acrosoma, la hinchazón del acrosoma y acrosoma en forma de coma.

- **Daño en la pieza media:** zona denominada cuello del espermatozoide y se alojan las mitocondrias. Las anomalías más comunes son la inflamación, flexión, desprendimiento total o parcial, vacuolización y engrosamiento de la pieza media.
- **Defectos de la cola:** responsable del movimiento ya que está formada por el cuello, segmentos medios y caudales del espermatozoide. Las anomalías que se encuentran son el desprendimiento de la cola, colas dobladas a 90° y 180°, cola enrollada y cola con nudos.

### 1.2.3. Anatomía y Fisiología del Aparato Reproductor de la Hembra

En la hembra el aparato reproductor es mucho más complejo que en el macho, las gallinas tienen una ovulación que no se relaciona con la cópula ya que no existe un ciclo estral como tal, los órganos que destacan son los ovarios y el oviducto, estos primeros se encuentran ubicados dentro de los folículos los cuales están acomodados de tal forma que parecen un racimo de uvas que después forman el huevo. Aquellos folículos que resaltan por su tamaño del resto son los que están más próximos a la ovulación, luego de está toman el nombre de cálix el cual no posee cuerpo lúteo (Ricaurte, 2006, p. 7).



**Figura 6-1.** Aparato reproductor de la hembra

**Fuente:** Ortega, (2013).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

El oviducto se segmenta en tramos con diferentes medidas, empieza con el infundíbulo que alcanza los 9 cm, seguido de estos se ubican el mágnum, istmo y el útero que poseen 30, 10 y 10 cm respectivamente, por último, se encuentra la vagina con otros 10 cm de largo y la cloaca.

Altamirano et al., (2009, pp. 61-66), la función de los ovarios es básicamente la de formar los óvulos para que este se convierta a futuro en la yema de los huevos, este cae en el oviducto donde continuará con su formación, dentro de este órgano se dará secreciones que formarán las otras partes del huevo como son la clara, membranas y su protector que es la cáscara, por otro lado, el oviducto también conserva y transporta a los espermatozoos para que alcancen la fecundación

Vásquez, (2014, p. 3) menciona que para el funcionamiento del sistema reproductor del ave actúa: el hipotálamo; adenohipófisis; el ovario que lleva la jerarquía de los folículos; el oviducto donde se deposita la albumina, las membranas internas y el cascarron; el hígado que ayuda a formar la yema y el sistema óseo que es la fuente de minerales para la formación de la cascara del huevo.

En el aparato reproductor de la hembra se lleva a cabo la función de la yema de huevo que es nutrir el embrión con lípidos, proteínas y pigmentos, la clara por otra parte, dota de agua y pequeñas cantidades de proteínas, no obstante, la función principal de esta es la protección ante agentes micóticos, bacteriales y virales, la capa o membrana testácea da inicio a la formación de la cáscara entre estas se forma una cámara de aire que protege al huevo del ingreso de más bacterias pero también le confiere protección mecánica y de las inclemencias del tiempo.

Robinson y Renema, (1999, pp. 1-6), de manera general el proceso de creación del huevo toma en promedio un día al empezar en el infundíbulo donde se da la fecundación, después de esto el huevo pasa a los demás órganos de la gallina que le agregan componentes, en el magnum se sitúa durante 3 horas en donde se conforma la clara, en el istmo pasa casi 2 horas para crear las membranas testáceas que empiezan a acumular calcio, el proceso más largo del huevo lo pasa en las glándulas cascarógenas donde se forma la cáscara en sí dado que se estratifica la clara, una vez pasado este tiempo el huevo avanza a la vagina y luego a la cloaca que es el órgano externo del aparato digestivo, reproductor y urinario.

#### *1.2.3.1. Regulación Hormonal*

Neira, (1987, p. 38), las hormonas son producidas por glándulas que segregan su producto al torrente sanguíneo, entre las glándulas más importante están las tiroides (ubicadas en el cuello del animal); paratiroides (localizada al avanzar sobre la tiroides); timo (ubicado detrás del esternon); hipófisis (situada en la cavidad craneal) y la glándula suprarrenal (ubicada en los riñones).

La regulación hormonal tiene gran importancia en el eje hipotálamo-hipófisis, el hipotálamo es quien segrega hormonas reguladoras (HR) que van a la adenohipófisis, y arginina-vasotocina y oxitocina que se dirigen a la neurohipófisis (Olivero, 2014, pp. 13-18).

- Gonadotrofinas de adenohipófisis: las hormonas reguladoras determinan que la adenohipófisis segregue gonadotrofinas. La hormona folículo estimulante (FSH) se libera en forma continua y no cíclica, la Leutinizante (LH) en forma continua, pero tiene picos y también se segrega prolactina.
- La arginina-vasotocina y oxitocina se liberan de la neurohipófisis, los estrógenos son segregados por el folículo y cumplen funciones como crecimiento del oviducto, secreción de clara (con andrógenos y progesterona), síntesis de lipoproteínas para yema en el hígado, aumento de la captación del calcio por el intestino, deposición de hueso medular donde el calcio va a la cascara directamente, aumenta la grasa abdominal, separación de huesos para la postura, retroalimentación en el control de gonadotrofinas que estimulan la FSH e inhiben la LH.
- Andrógenos son segregados por el ovario y el folículo, cumple funciones como la secreción del oviducto, absorción de calcio y deposición en el hueso medular y crecimiento de la cresta.
- La progesterona es segregada por el folículo pre y post ovulatorio encargándose de cumplir funciones como secreciones del oviducto y es agonista con estrógenos y andrógenos para las secreciones del oviducto, y regula el ciclo ovulatorio que actúa en la víspera de la ovulación el folículo maduro segrega alta cantidad de progesterona, inhibiendo FSH y estimulando LH.
- Prolactina es la hormona que interviene en la cloquez (tendencia a incubar) y mudar. Las hormonas que actúan en la oviposición son las prostaglandinas, progesteronas, oxitocina, arginina-vasotocina.

### **1.3. Inseminación artificial**

De manera general la inseminación artificial se define como la técnica de reproducción donde se debe colocar dentro del aparato reproductor de la hembra una muestra de semen previamente seleccionada y obtenida del macho de la especie sin que este intervenga en el proceso, de este modo, se mejoran los procesos reproductivos de acuerdo con los objetivos de la producción. La IA incrementa el aprovechamiento de un reproductor de alto valor genético, y permite obtener un gran número de crías del mismo padre (Gibbons y Cueto, 1995, p. 3).

En el caso de los gallos la inseminación artificial ayuda a aprovechar al máximo el espacio y ahorrar la alimentación de varios gallos al usar solo uno de gran valor genético, e incluso en producciones con gallos que pierden la capacidad de cubrir a las gallinas, el semen puede ser extraído y usado para continuar con las características deseada. Moreno y Chávarri, (2011, pp. 24-26) realizaron un estudio sobre la creación de un banco de semen de gallos de raza española ante la posibilidad de que estas razas pudieran desaparecer debido a la sustitución por las híbridas.

- **Ventajas**

Las ventajas de su uso son básicamente tener más animales servidos, se puede realizar una buena selección genética al cruzar únicamente a los animales deseados, cosa que no puede realizarse bajo la monta natural ya que el control es complicado, asimismo, se menciona que existe un ahorro indirecto en la alimentación, ya que un solo gallo reemplaza a varios usados para la monta natural, otra de las ventajas sería la posibilidad de transportar genética sin necesidad de someter al animal a un estresante viaje, por último, se menciona la prevención de contagio de enfermedades de transmisión sexual que pueden ser contraídas durante la monta.

- **Desventajas**

No obstante, la inseminación artificial en gallos también presenta ciertas desventajas, como el alto costo de la aplicación de estas técnicas, tanto para la obtención del semen como de su conservación, según Arthola y Rayo, (2011, p. 38) el uso de inseminación artificial en gallos de pelea es útil únicamente a niveles industriales ya que a nivel de aves traspatio o pequeños galleros no es representativa la inversión.

### ***1.3.1. Técnica de inseminación de la hembra***

Para Jacome, (2005, p. 3) la preparación de la hembra para su inseminación empieza en la jaula a las 18 semanas de edad, a las gallinas se las toma y se les realiza suaves masajes al nivel de la cloaca de la siguiente forma:

- Con ayuda de un gallero se toma a una gallina en las mismas jaulas, la mano derecha debe realizar una pequeña compresión en el área abdominal del animal para que de esta forma se exponga la cloaca del animal.
- Luego de esto se diferencian los orificios observados, el derecho será el recto mientras que el de lado izquierdo es el oviducto.

- Se carga una jeringa con el semen correctamente diluido o en fresco según la técnica con una cantidad de 0.1 ml por ave y se coloca la boca sobre el oviducto.
- Se disminuye lentamente la presión sobre al área abdominal hasta que el oviducto llegue a su lugar natural, es en este momento se inyecta o inocula la dosis seminal pertinente.

### ***1.3.2. Recolección del semen***

Como se mencionó en párrafos anteriores el gallo no posee glándulas anexas en su aparato reproductor masculino, esto conlleva a que el material seminal sea prácticamente puro, para la recolección del semen existen básicamente tres métodos y se los explica a continuación:

#### ***1.3.2.1. Masaje Americano***

Consiste en un masaje rectal en el que se usa un colector cloacal, en un estudio realizado por González, O., (2019, p. 7) en el que evaluó esta técnica se tomó al gallo con ayuda de otra persona que lo sujete desde las patas con una mano y desde las alas con la otra, de esta forma con ayuda de un electroeyaculador se estimula al gallo con corrientes eléctricas que van de los 9 voltios hasta 1 ampere. Debido a que esta manipulación no es violenta el animal sometido no necesita ser anesteciado sino que permanece consciente durante todo el proceso.

Una de las vainas del electroeyaculador es introducido en la cloaca del gallo hasta llegar al coprodeo, el tiempo que se dejan los voltajes de corriente eléctrica es de cinco segundos con descansos de tres segundos, esto se repite hasta que el gallo eyacule o caso contrario se realizan máximo 11 periodos.

#### ***1.3.2.2. Masaje Abdominal***

Landa, (2019, p. 18), esta tecnica es un método no invasivo para recolectar los eyaculados y siempre a demostrados ser de gran ayuda para la inseminacion artificial.

Para esto se prepara al animal con una previa limpieza del área luego se coloca una mano en el dorso del ave y se realizan suaves masajes que empiezan en las costillas y finalizan en la base del pigóstilo. Estos movimientos suaves pero firmes exteriorizan la papila genital del gallo que permiten obtener el material seminal a través de un último masaje en el órgano copulatorio con los dedos pulgar e índice cerca de la cloaca que al final produce la eyaculación, este proceso puede tomar 90 segundos como tiempo máximo y es el predilecto en muchos estudios de obtención de semen de gallo como el realizado por Zambrano, (2020, p. 24) y Tene, (2014, p. 68).



Sin embargo, la desventaja radica que en su aplicación también se estimula el coprodeo y urodeo, y provoca que ciertos porcentajes de los eyaculados se contaminen de heces, ácidos uricos o ambos.

#### *1.3.2.3. Uso de hembra estimuladora*

Jacome, (2005, pp. 1-15), indica que es una técnica poco usada en gallos ya que es más aplicada en los patos, consiste en colocar al macho en una jaula y se coloca después una hembra receptiva que active sexualmente al gallo. Cuando va a suceder la cópula el gallero debe hacer presión sobre la cloaca del gallo y así exteriorizar el órgano copulador que luego será manipulado para producir la eyaculación.

#### *1.3.3. Manejo con semen en fresco*

En los gallos se recomienda que las colectas de semen no sean mayores a 3 veces por semana, cuando este material está fresco es prudente acudir de inmediato a la inseminación de las gallinas debido a que el tiempo puede perjudicar a la viabilidad del semen, en promedio un gallo puede eyacular 0.5 ml en cada estimulación, de esta cantidad se necesita al menos 0.1 ml para una sola gallina, por eyaculación un gallo puede inseminar hasta 5 gallinas en promedio gracias a la recolección del material seminal, el semen fresco puede ser utilizado de 30 a 45 minutos después de su obtención sin necesidad de que sea diluido para su buena conservación, no obstante, si el tiempo entre la colección de semen y la inseminación es mayor a la establecida se debe realizar una dilución y consecuente refrigeración del material (Zambrano, 2020, p. 11).

#### *1.3.4. Manejo con semen diluido*

Si lo que se desea es conservar el semen para ser utilizado posteriormente se recomienda que se realice la dilución del mismo, existen diferentes tipos de diluciones, Tene, (2014, p. 43) menciona al lactato de ringer con una proporción de dilución de 1:2. La importancia de los diluyentes radica en su capacidad para preservar las características fecundantes de cada uno de los espermatozoides recolectados a su vez que les aporta nutrientes y los prepara para su posterior congelación.

Según Santiago y Argüelles, (2010, p. 36) en aves el dilutor predilecto es la solución de NaCl al 1% con una proporción de 1 en 4 con respecto al semen y dilutor, este puede ser usado hasta después de 24 horas de obtenido y permanecerá con un excelente índice de fertilidad.

Hernández, P. et al., (2005, pp. 124-128) por otra parte, realizó un estudio de obtención y congelación de semen de gallo doméstico con un diluyente diferente debido a que algunos de los disponibles son de difícil acceso, en su investigación evaluaron el glutamato de sodio y encontraron que es una práctica factible ya que demostró servir como medio para la conservación de espermatozoides.

El tema de la dilución es importante ya que si se realiza de forma excesiva esta puede disminuir la motilidad de los espermatozoides, según Ricaurte, (2006, p. 13) la fecundación obtenida al final de cada inseminación va a depender de 4 aspectos diferentes:

- La calidad en principio del semen con el que se haya trabajado.
- El proceso de aireación que se le confiera al semen durante su almacenamiento.
- La temperatura con la que se almacene el material genético.
- La velocidad con la que los espermatozoides logran el enfriamiento y posterior congelación.

#### **1.4. Diluyentes de semen**

Los diluyentes seminales son amortiguadores empleados para mantener la viabilidad del espermatozoide *in vitro* y maximizar el número de hembras inseminadas, en aves los diluyentes se basan en la composición química del semen del pollo y pavo para obtener un buen rendimiento (Ochoa, 2012, p. 17).

En aves el diluyente más usado es una solución de NaCl al 1%, donde la mayoría son mezclas de amortiguadores de diferentes sales donde la razón de dilución usada comúnmente es de 1:4 (semen: diluyente), comúnmente la inseminación se la realiza de 30 a 40 minutos después de colectar el semen del macho. Los diluyentes ayudan con el almacenamiento del semen por 24 horas sin ocasionar efecto en la fertilidad del mismo.

Para Santiago y Argüelles, (2010, p. 37) la dilución de semen aumenta la razón de servir del macho para las hembras, es decir, por monta natural un gallo sirve a 10 hembras (1:10) y por inseminación artificial con semen diluido un gallo sirve a 20 hembras (1:20).

Existen diluyentes que son comúnmente utilizados en la conservación seminal de aves como: Beltsville poultry semen extender (BPSE) y solución Lake, que fueron probados en diferentes especies de aves (Landa, 2019, p. 19).

##### **1.4.1. Características de los diluyentes**

Los diluyentes seminales deben ser capaces de mantener la capacidad fecundante de los espermatozoides, tamponar la acidificación del medio como consecuencia del metabolismo de

los espermatozoides, aportar nutrientes de tipo energético en determinadas ocasiones y preparar los espermatozoides para su congelación según sea el caso. Para el semen diluido sin congelar, los diluyentes utilizados pueden ser soluciones tampón que deberán favorecer la capacidad de fecundación en los espermatozoides.

Muñoz, (2011, p. 7), menciona que, entre los diluyentes más usados, encontramos los de Lake o de Sexton que cumplen con la osmolaridad y además incluyen sistemas tampón (acetato, citrato, BES o TES), además de poseer concentraciones de electrolitos y quelantes, también llevan un azúcar (fructosa en el caso del Sexton o glucosa de Lake).

Según Landa, (2019, p. 19) los diluyentes seminales deben ser amortiguadores y tener una osmolaridad adecuadas que protejan a las células espermáticas de sufrir daños y deben aumentar el volumen de la muestra seminal. Esto al proveer una presión osmótica aproximada (330-400 mOsm) y pH (7,0-7,5) al plasma seminal, ser fuente de energía gracias a los sustratos como carbohidratos (glucosa o fructosa), entre otros componentes que mantienen vivos a los espermatozoides.

#### **1.4.2. Tasa de dilución del semen**

Una mayor dilución no aumenta el porcentaje de fecundidad, sino que la disminuye, es decir, una dilución excesiva puede dar lugar a una menor motilidad y baja fecundidad. La tasa de dilución suele estar entre 1:2 y 1:3 para las distintas especies (Muñoz, 2011, p. 7).

#### **1.4.3. Diluyente Triladyl**

*Triladyl* es un diluyente concentrato estéril que se prepara con yema de huevo para congelar dosis seminales bovinas en solamente un paso. Este diluyente seminal es empleado en otras especies como son los ovinos, caprinos, ciervos, entre otros (Minitüb, 2012, pp. 1-4).

El diluyente *triladyl* es un buffer comercial diseñado especialmente para bovinos, compuesto en mayor cantidad por TRIS, ácido cítrico, azúcar, agua des ionizada y antibióticos. Estas características lo convierten en uno de los diluyentes más usados para la dilución y crioconservación de semen de diferentes especies, contiene glicerol como crioprotector, y para su preparación se adiciona yema de huevo (Ochoa, 2012, p. 19).

##### **1.4.3.1. Composición del Triladyl**

Existen varios elementos que componen el diluyente comercial *triladyl* y se mencionan a continuación:

- Agua de extrema pureza y Azúcar
- TRIS
- Glicerina y Ácido cítrico
- Tampones y Antibióticos

En 100 ml del diluyente preparado contiene unidades activas:

**Tabla 2-1:** Contenido de unidades activas en 100 ml de diluyente

Unidades Activas	Cantidad
Tilosina	05,7 mg
Gentamicina	28,6 mg
Espectinomycinina	34,3 mg
Lincomicina	17,2 mg

**Fuente:** Minitüb, (2012, pp. 1-4).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

#### 1.4.3.2. Aplicación

Para el proceso de preparación del diluyente se requiere:

- *Triladyl* concentrado
- Agua pura estéril
- Yema de huevo fresca
- Papel filtro
- Embudos estériles

El diluyente una vez preparado está compuesto por una parte de concentrado de *triladyl*, tres partes de agua pura estéril y de una parte de yema de huevo, equivalente al 20% del volumen final (Minitüb, 2012, pp. 1-4).

La mezcla para su preparación, se debe verter un recipiente completo de *triladyl* (250 g) en un matraz que sea graduado, y adicionar en pasos distintos 750 ml de agua estéril o bidestilada, esta solución es estable y deberá mantenerse en refrigeración a +5 °C por alrededor de cinco a siete días.

Para obtener el concentrado final del diluyente, se debe agregar a la solución yema de huevo fresca. La solución madre se deposita en la yema de huevo lentamente, mezclándola con un agitador magnético o una varilla de vidrio estéril.

#### *1.4.3.3. Calidad del agua pura estéril*

El agua que se utiliza en la preparación del diluyente puede ser preparada mediante destilación, deionización, osmosis inversa, o mediante otros métodos que deberán realizar la esterilización como paso final para su uso.

El agua purificada debe cumplir con las características siguientes:

- Conductibilidad bajo 1  $\mu\text{S}/\text{cm}$
- Contenido de gérmenes bajo 1 CFU por 10 ml.

#### *1.4.3.4. Recomendaciones técnicas*

Una vez recolectado el semen, debe ser mantenido en un baño maría a +28 °C a +30 °C para ser analizado mediante un examen macroscópico y microscópico, se prediluye el semen 1:1 en el mismo vaso colector, debemos dejar caer el diluyente por los bordes del vaso. Una vez calculada la dilución final, el semen prediluido debe verterse con cuidado a lo largo de su pared, a un envase temperado de mayor tamaño y después se agrega el volumen de diluyente requerido.

Es recomendable agitar el envase durante la dilución, así se obtendrá una mezcla uniforme del semen con el diluyente. También es importante recordar que el semen, el diluyente y los envases de vidrio siempre deberán estar a la misma temperatura, para que no se produzca un shock térmico del semen (Minitüb, 2012, pp. 1-4).

### **1.5. Generalidades de la incubación**

Las aves de corral gozan con una notable capacidad para conseguir que sus huevos fértiles se desarrollen proporcionalmente hasta ser pollos sanos. Las gallinas por lo general llegan hasta el 90% de fertilidad en sus huevos incubados de forma natural, las incubadoras artificiales en la actualidad alcanzan valores similares de nacimientos (Tene, 2014, p. 23).

Acán, (2012, p. 3), señala que la incubación de los huevos fértiles permiten el desarrollo del embrión para que se produzca el nacimiento de un pollito. En la incubación natural el tiempo de espera es de 21 días, pero puede variar según la edad de las gallinas u otros factores previa a la

incubacion. En huevos de lotes muy jovenes y en los viejos, como en los huevos lavados el tiempo de incubacion es de 21 dias mas 10 horas. En el resto de huevos normales el tiempo es de 21 dias con cinco horas.

Un huevo fertil y recién puesto, contiene un promedio de 56% de clara, 32% de yema y 12% de cascara, el tiempo que transcurre hasta el nacimiento del pollito se reduce el 12% en el peso del huevo por la perdida de agua en el huevo.

Tene, (2014, p. 24), indica que la temperatura apropiada de incubacion es de 37,7 °C. En temperaturas menores a 35 °C y a mas de 40 °C los embriones mueren. La humedad relativa recomendada es de 55%, esto varia según el tamaño y el color del huevo.

Tambien menciona qu el volteo de los huevos durante la incubacion, en los 18 primeros dias debe ser frecuente y con mucho cuidado en el día 4 a 7 que es el periodo crítico, voltenado los huevos con suavidad cuando los vasos sanguineos se deban acomodar.

Tablada, (1978, p. 77), describe a la incubacion natural es cuando el calor y atencion que necesita el empolle del huevo es proporcionado por gallina en el nido, mientras la incubacion artificial cuando las atenciones necesarias son proporcionadas por maquinas creadas para imitar las condiciones naturales del desarrollo embrionario.

### ***1.5.1. Incubación natural***

Según Acán, (2012, pp. 3-51) esté método requiere de la gallina, el nido y huevos fértiles, es el periodo donde las gallinas prestan su calor a los huevos para que el germen en su interior evolucione hasta su eclosión. La gallina tiene un papel relevante, al inicio, su alimentación cambia, inicia la formación de un nido y aumenta el cloqueo. A continuación, se mencionan las ventajas y desventajas sobre la incubación natural.

**Tabla 3-1:** Ventajas y desventajas de la incubación natural

<b>Ventajas</b>	<b>Desventajas</b>
Económico y menor mano de obra	Estrés de las aves al estar encerradas.
La gallina controla la temperatura y humedad	Obtención de huevos dispersos y aplastados.
La gallina voltea los huevos en intervalos correctos	

**Fuente:** Sifontes, (2015).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

### 1.5.2. Incubación artificial

Este método de incubación se realiza con una incubadora que controla parámetros como la temperatura, humedad, ventilación y muchos modelos realizan el volteo del huevo automáticamente. Según Acán, (2012, p. 10) reporta que con este tipo de incubación se obtiene resultados iguales valiéndose del calor que adicionan los aparatos llamados “incubadoras”, que mejoran la producción y reproducción de los pollitos.

Tablada, (1978, pp. 77-88), los diferentes modelos de incubadoras, ya sea, por el tamaño y la forma de colocar los huevos se ajustan a las necesidades del productor y de sus planes. Existen dos principales modelos de incubadoras que son:

- **De aire forzado:** llamadas incubadoras verticales utilizan ventiladores que realizan la circulación interna del aire y pueden tener grandes capacidades de almacenamiento.
- **De aire quieto:** reciben el nombre de incubadoras horizontales que generalmente son más pequeñas y no tienen ventiladores. El aire se intercambia por la elevación de aire caliente hasta escapar a la atmósfera, esto permite el recambio de aire fresco.

**Tabla 4-1:** Ventajas y desventajas de la incubación artificial

Ventajas	Desventajas
Mayores niveles de producción.	Se requiere de mayor mano de obra
Reduce el número de machos para la inseminación.	Monitoreo estricto con personal preparado.
Mejora el índice de inseminación e incubabilidad del huevo.	Mayor inversión de capital.

**Fuente:** Giavarini, (1992, pp. 246-259).

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

#### 1.5.2.1. Proceso previo a la incubación

Tablada, (1978, p. 79), menciona que para el desarrollo completo del embrión y nazca el pollito del huevo incubado son 21 días. Esta cifra es el promedio que abarca a la mayoría de los huevos incubados, en ocasiones los pollitos nacerán antes de las fechas indicadas o necesitarán más días para el desarrollo embrionario.

Funez, (2003, pp. 1-6), indica que en la incubación artificial debemos seguir varios pasos para lograr un exitoso nacimiento de las aves, estos son:

- Recolección de los huevos: recomendable seleccionarlos de reproductoras maduras, bien desarrolladas y con una buena alimentación y estado de salud.
- Limpieza del huevo: proceso donde se limpian y desinfectan los huevos, para lograr una mejor oxigenación y óptimo desarrollo del embrión, así se evita la contaminación de estos.
- Revisión física: se debe observar cuidadosamente si existen imperfecciones, deformaciones o rupturas en toda la cáscara del huevo. Al tener los defectos mencionados son más susceptibles a perder la humedad y de desarrollar enfermedades.
- Selección de huevos a incubar: después de pasar los pasos anteriores, se escoge los huevos óptimos para su incubación. Evitar seleccionar huevos muy grandes o pequeños, los grandes no eclosionan y los pequeños producen pollitos pequeños. Mientras que los huevos defectuosos o de mala calidad se destinan a la comercialización.

#### *1.5.2.2. Recomendaciones durante el proceso de incubación artificial*

De acuerdo con Funez, (2003, pp. 1-6) el proceso de incubación debe cumplir con los siguientes aspectos:

- Control de temperatura y humedad: la temperatura debe estar controlada por medio de un termostato bimetalito, el cual debe mantener un calor constante de 37,5 °C. En el caso de las incubadoras de aire quieto se recomienda mantener temperaturas de 38,8 °C para compensar la estratificación. La humedad debe estar a 60% todo el tiempo que dura el proceso de incubación artificial. Al momento de eclosionar se aumenta la humedad a 65%.
- Movimiento del huevo: proceso donde se gira los huevos cada 4 horas al día normalmente, esto provoca que el huevo retenga el calor en su totalidad. En los últimos tres días de incubación no se debe voltear los huevos. Siempre realizar este proceso delicadamente e higiénicamente.
- Supervisión constante: se realiza una revisión a través del huevoscopio para determinar la fertilidad de los huevos. Al finalizar, se evacua los huevos infértiles o dañados después de un periodo de siete días ya iniciado el proceso. Los huevos fértiles deben seguir con el proceso de incubación.

Al cumplir todos estos procesos se aumenta en gran medida la posibilidad de que nazcan la mayor cantidad de aves, y replanice la incubación natural.



### 1.5.2.3. Condiciones durante la incubación hasta el nacimiento

- a) Colocación: para Acán, (2012, p. 30) los huevos deben colocarse con el extremo grande para arriba u horizontalmente con el extremo más grande elevado levemente, al iniciar la incubación. Esto permite que el embrión se mantenga en una posición apropiada para el nacimiento.
- b) Temperatura: los huevos en incubación se calientan al producirse un intercambio de calor entre el aire y los huevos, la temperatura promedio a la deben mantenerse es de 37 y 38 °C, durante los tres últimos días de incubación se debe disminuir la temperatura ajustándose a las etapas de incubación. Las variaciones de más de un grado pueden afectar la eclosión del número de huevos.

**Tabla 5-1:** Temperatura de la incubación artificial

<b>Especie</b>	<b>1ª. Etapa de incubación (primeros 18 días)</b>	<b>2ª. Etapa de incubación (Últimos 3 días)</b>
Gallina		
Temperatura	37,5 – 37,7 °C	36,5 – 37 °C

Fuente: Acán, (2012, p. 30).

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

- c) Humedad: los huevos pierden humedad en el periodo de incubación, cuyo porcentaje de perdida dependerá de la humedad relativa que mantenga la cámara de nacimientos. El crecimiento óptimo de los pollitos requiere una humedad del 60% hasta que empiecen a picar. Al finalizar el proceso de incubación se debe elevar la humedad con la finalidad de reblandecer las membranas de la cascara y facilitar el picaje de las mismas.

**Tabla 6-1:** Humedad de la incubación artificial

<b>Especie</b>	<b>1ª. Etapa de incubación (primeros 18 días)</b>	<b>2ª. Etapa de incubación (Últimos 3 días)</b>
<b>Gallina</b>		
Perdida diaria de agua (%)	0,5 – 0,6 %	0,7 – 0,8 %
Humedad relativa (%)	55 -60 %	70 – 75 %

Fuente: Acán, (2012, p. 33).

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

- d) Ventilación: permitirá el intercambio de oxígeno y anhídrido carbónico a través de la cascará para permitir la respiración del embrión. También ayuda a mantener la temperatura y humedad en el interior de la incubadora. La concentración optima de aire para un buen desarrollo del embrión es del 21% de oxígeno. Una circulación correcta de aire en la incubadora se debe al funcionamiento de los ventiladores, inyectores o extractores de aire. Una mala ventilación produce pollitos débiles y blandos que tienen dificultades para salir del cascaron.
- e) Volteo: los huevos en incubación deben voltearse varias veces al día para una mejor incubabilidad, al garantizar que el embrión, las membranas embrionarias no se pegue al cascarón, a la yema o a otras membranas. El volteo debe ser en un plano de 90 grados lo más suavemente posible. En los tres días anteriores al nacimiento no se voltea los huevos porque los embriones estarán moviéndose para buscar la posición de nacimiento.
- f) Miraje: procedimiento destinado a detectar los huevos claros y los embriones muertos precozmente. Esto debe hacerse a temperaturas similares a las del huevo para evitar un cambio térmico brusco. El miraje al día 18 se lo realiza para evitar acumulaciones excesivas en las nacederas, también se controla el buen desarrollo de la incubación.
- g) Nacimiento: el proceso empieza desde el día 18 al 21 de incubación, al momento de nacer los pollitos necesitan mucha humedad para romper el cascaron fácilmente. Tras el nacimiento los pollitos deben secarse por completo en las nacederas hasta ser llevados a los galpones de cría. El peso promedio de los pollitos es de 34 a 46 gramos (Berry, 2010, p. 2).

#### *1.5.2.4. Desarrollo del embrión en la incubación*

Warin, (2008, pp. 39-40), manifiesta que al iniciar la fecundación del huevo en el primer día, comienza la embriogénesis y dura cinco días, después de los cuales el embrión crece hasta que la incubación se complete. En los últimos tres días sus órganos se desarrollan y el pollito entra en su fase de maduración antes de nacer. A continuación, se describen el desarrollo del embrión en los 21 días de incubación:

- **Diferenciación embrionaria (1 – 6 días)**

Día 1: reanudación de la multiplicación celular e intenso desarrollo embrionario, aparece la formación de venas y saco mesodérmico.

Día 2: aparición de la capa amniótica, el corazón empieza a latir y a circular la sangre. Visibilidad del desarrollo del tejido.

Día 3: el amnios rodea completamente el embrión el cual se vuelve sobre su lado izquierdo. La membrana vitelina se extiende sobre la superficie de la yema, los vasos sanguíneos son muy visibles. Tamaño (1 cm).

Día 4: pigmentación del huevo con brote de miembros embrionarios (piernas y alas). Tamaño (1,3 cm).

Día 5: empieza la aparición de articulaciones (codos y rodillas).

Día 6: visualización del pico y dedos de extremidades superiores e inferiores; empieza el movimiento. Tamaño (1,8 cm).

- **Desarrollo de los órganos (7 – 16 días)**

Día 7: comienzo del desarrollo de la cabeza. Adelgazamiento del cuello, que separa la cabeza del cuerpo. El cerebro progresivamente entra en la región cefálica.

Día 8: aparición de plumas, de las mandíbulas superiores e inferiores del pico. Apertura del conducto auditivo externo. Tamaño (2,2 cm).

Día 9: toma forma de ave, aparece la abertura de la boca y aparecen las garras.

Día 10: separación de los dedos y aparecen las uñas. Extensión de la posición distal de las extremidades. Brota el diente de huevo.

Día 11: diferenciación de la cabeza, aparecen plumas y cola, forma del ojo, la cresta se ve acerrada y las plumas aparecen en la cola.

Día 12: ojos todavía cerrados y con forma elíptica, pulmón visible en las alas y se forma totalmente los dedos de las patas. Tamaño (4,5 cm).

Día 13: el embrión se empieza a cubrir, los ojos se abren, aparecen las escamas de las garras y de las piernas.

Día 14: empieza la alineación del embrión, la pelusa cubre casi todo el cuerpo y crece rápidamente y el cuerpo es cubierto por el pulmón.

Día 15: aparece el intestino en el abdomen, el pollo y las plumas siguen en crecimiento.

Día 16: cuerpo cubierto con plumas, la albúmina desaparece casi toda, y la cabeza se mueve hacia la posición de picado, bajo el ala derecha.

- **Maduración y preparación para el nacimiento (17 – 21 días)**

Día 17: cabeza entre las piernas, el sistema renal del embrión produce uratos y la clara de huevo se reabsorbe totalmente.

Día 18: colocación de la cabeza bajo el ala derecha. Momento donde se transfiere el huevo a la nacedera. El saco vitelino esta aun fuera del embrión.

Día 19: desaparece el fluido amniótico, la mitad del vitelo se reduce, el pico se encuentra contra la membrana de la cáscara interior, listo para perforarla.

Día 20: vitelo enteramente incluido en el embrión, el pico empieza a moverse e inicia la respiración pulmonar y vocalización.

Día 21: el pollo usa sus alas como guía y sus piernas para darse la vuelta y empieza la rotura de la cáscara, eclosión.

El pollito logra romper el cascaron en 12 a 18 horas y permite que sus plumas se sequen.

Warin, (2008, pp. 39-40), tener el conocimiento y comprender las fases críticas del desarrollo embrionario y poder reconocerlas, nos ayuda para diagnosticar fácilmente en qué periodo encontramos la mortalidad embrionaria. Las fases sensibles en la incubación son el comienzo de la circulación sanguínea y el comienzo de la respiración pulmonar.

#### **1.6. Estudios referentes en Ecuador**

En el Ecuador existen pocos estudios sobre el tema, Tene, (2014, pp. 4-112) utilizó un bioestimulante en la producción de semen de gallo para luego inseminarlo en gallinas criollas y evaluar la concentración espermática, volumen de eyaculado, % de espermatozoides vivos y muerte, entre otras cosas con bioestimulantes que fueron solvit Polvo y Trolvit aminoácidos, según sus resultados la calidad del semen de gallos es significativamente mejor con la aplicación de los bioestimulantes antes mencionados a comparación del semen de grupos testigos, dentro de los aspectos que resaltaron como positivos fueron el porcentaje de huevos fértiles, de incubabilidad y el número de huevos obtenidos por gallina inseminada.

Zambrano, (2020, pp. 3-37), valoró tres dilutores diferentes para la criopreservación de semen de gallos de pelea, estos fueron 1+10% de glicerol, 2+15% de glicerol y Andromed, este estudio se realizó con 18 gallos en un periodo de 90 días, según el autor se pudo observar mejores respuestas en la dilución 1 a 10% de glicerol en cuanto a la motilidad masal, individual y la viabilidad espermática en comparación del resto de tratamientos evaluados. Otra investigación que realizó Toalombo, (2020, pp. 20-33) sobre un estudio de caracterización morfológica y genética de gallos y gallinas en el Ecuador fue realizado por las diferentes zonas climáticas que posee el país existe una gran variabilidad en cuanto a los caracteres observados lo que significa que existe un buen material genético que puede ser aprovechado para el desarrollo de gallos de pelea.

## CAPÍTULO II

### 2. METODOLOGÍA

#### 2.1. Localización y duración del experimento

El estudio se realizó en la provincia de Orellana, cantón Francisco de Orellana, parroquia Puerto Francisco de Orellana, barrio “24 de Mayo” entre las calles Ambato y Guayaquil, en el criadero de gallos finos “Traba Drago”, a 254 m.s.n.m., con 0°03’30’’ de latitud Sur y 76°18’00’’ de longitud Oeste.

El trabajo experimental tuvo una duración de 15 semanas comprendidas durante los meses de mayo hasta agosto 2022 donde se cumplió con las actividades planificadas para las etapas de inseminación artificial, incubación y tabulación de datos. Las condiciones meteorológicas del lugar se presentan a continuación:

**Tabla 7-2:** Condiciones meteorológicas del criadero de gallos finos “Traba Drago”

Parámetros	Descripción
Zona climática	Tropical, cálido húmedo
Temperatura promedio anual	26 °C
Humedad relativa	81%
Precipitación promedio	3153,86 mm

Fuente: GADMFO, (2022) y GADPO, (2020, pp. 38-49).

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

##### 2.1.1. Ubicación del criadero de gallos finos



**Figura 7-2.** Ubicación “Traba Drago”

Fuente: GOOGLE EARTH, (2022).

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

## **2.2. Unidades experimentales**

Para el presente trabajo, el tamaño de la unidad experimental fue un total de 21 animales; 18 gallinas y 3 gallos aptos para la reproducción.

## **2.3. Materiales, equipos e instalaciones**

En el presente trabajo se utilizaron los siguientes materiales:

### ***2.3.1. Materiales de campo***

- Jaulas (metal, madera)
- Alimento
- Comederos
- Bebederos
- Tarrinas
- Pala
- Malla metálica
- Malla plástica
- Madera
- Ropa reciclada
- Tairas
- Plástico
- Gavetas
- Baldes
- Incubadora artificial
- Cubetas de huevos (vacías)

### ***2.3.2. Materiales para la dilución seminal***

- Diluyente
- Jeringa de 1 ml
- Jeringa de 3 ml
- Agua bidestilada
- Yema de huevo fresco

- Varilla de metal estéril
- Recipiente
- Bandeja con agua caliente
- Termómetro

### **2.3.3. *Materiales para colecta***

- Guantes quirúrgicos
- Recipiente con diluyente
- Mandil

### **2.3.4. *Materiales y equipos de oficina***

- Computador
- Cámara fotográfica
- Lápiz
- Esfero
- Cuaderno de notas
- Resma de papel
- Impresora

## **2.4. *Diseño experimental***

En el presente trabajo de integración curricular se evaluaron tres dosis de semen diluido en aves de riña, se compone de 3 tratamientos experimentales y 2 repeticiones con un tamaño de la unidad experimental de 6, y se obtiene un total de 18 unidades experimentales. Este trabajo se evaluó bajo un Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA).

### **2.4.1. *Esquema del experimento***

En la tabla (8 - 2), se describe el esquema del experimento que fue utilizado en el trabajo de integración.

**Tabla 8-2:** Esquema experimental

<b>Tratamientos</b>	<b>Código</b>	<b>Repetición</b>	<b>TUE</b>	<b>Gallinas/trat.</b>
Dosis (0,1 ml)	T1	2	1	6
Dosis (0,2 ml)	T2	2	1	6
Dosis (0,3 ml)	T3	2	1	6

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

#### **2.4.2. Repeticiones**

Los tratamientos en estudio fueron establecidos en dos repeticiones.

#### **2.4.3. Análisis de varianza**

En la tabla (9 - 2), se muestra el esquema del análisis de varianza (ADEVA).

**Tabla 9-2:** Esquema del análisis de varianza ADEVA

<b>Fuentes de variación</b>	<b>Grados de libertad</b>
Total	18
Tratamiento	03
Error	15

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

#### **2.4.4. Mediciones experimentales**

- Valoración del semen recolectado
- Estimación de las diferentes dosis seminales diluidas
- Evaluación de la postura
- Porcentaje de fertilidad
- Porcentaje de Incubabilidad de los huevos



#### *2.4.4.1. Económicos*

- Costos de producción por tratamiento

#### *2.4.5. Análisis estadístico*

Los datos obtenidos en campo de los diferentes tratamientos se procesaron en el sistema estadístico INFOSTAT para la estadística inferencial. Para los análisis descriptivos de correlaciones y regresiones se utilizó SPSS versión 21 y Excel, al realizar las siguientes pruebas estadísticas:

- Análisis de normalidad (Shapiro-Wilk).
- Análisis de varianza (ADEVA).
- Análisis de regresiones y correlaciones.
- Separaciones de medias con el test de Tukey con un nivel de significancia de ( $p < 0,05$ ).

### **2.5. Procedimiento experimental**

Para evaluar dosis seminales en la inseminación artificial de aves de riña, se ejecuta el siguiente proceso experimental:

#### *2.5.1. Producción seminal de gallos*

- Primero se realiza la selección de los gallos donadores y se ubican de forma individual en sus respectivos huacales además de proporcionarles comida y agua para cada uno, todo el tiempo que dura la investigación.
- Después se administra un desparasitante comercial compuesto por ivermectina en polvo diluido en el agua de bebida, además se administra cada semana (Oxi Stress), polvo soluble compuesto de antibióticos como oxitetraciclina HCl, vitaminas A,D3,E,K3,B1,B2, B6, B12; y minerales como el sulfato de hierro, sulfato de Mn, sulfato de zing y sulfato de cobre; en dosis de 0,5 a 1 gramo/litro de agua para evitar el stress en los gallos, corregir deficiencias alimenticias de ser el caso y mejorar el desarrollo y crecimiento de los animales.
- Se procede adiestrar los gallos donantes para la colección de semen y se emplea la técnica del masaje dorso abdominal por 18 días y 2 minutos aproximadamente por día. Para lograr

el adiestramiento se puede utilizar la pierna derecha para recostar al animal y con las manos se realiza la técnica antes mencionada.

- El proceso de aplicación del masaje dorso abdominal consiste en: sacar el gallo de su huacal y sujetarlo con la mano derecha por las extremidades hasta inmovilizarlo, seguidamente con la mano izquierda y con las yemas de los dedos se procede masajear la superficie del lomo y finaliza con los dedos pulgar e índice en la cloaca como si fuera a exprimir, se repite este proceso hasta lograr el eyaculado del gallo.
- Al finalizar el entrenamiento, a los gallos se les proporciona su alimento diario que consiste en porciones de maíz y agua, alimento de cuido (cereales) y agua, adicional se debe alternar el alimento diariamente para evitar el estrés en las aves.

### **2.5.2. Extracción y dilución de semen**

- Al estar entrenados los gallos, se procede a preparar el diluyente a una dilución 1:4, se utiliza: 20% de *triladyl*, 60% de agua bidestilada y 20% de yema de huevo. El diluyente a utilizar al momento de inseminar debe estar una temperatura de 38 °C, así al momento de mezclarlo con el semen no exista un shock térmico.
- Para extraer el semen, se requiere de dos técnicos entrenados, se debe sacar el gallo del huacal y sujetarlo de las extremidades de la misma forma que en el entrenamiento, mientras un técnico aplica el masaje dorso abdominal, el otro técnico espera atento el eyaculado con el recipiente que contiene el diluyente preparado.
- Al obtener el semen en el recipiente con diluyente se procede a mezclar con una varilla de metal estéril hasta obtener una mezcla homogénea en un baño maría con temperatura regulada a 38 °C, después se prepara la jeringa para proceder con la inseminación artificial.
- En cada jeringa de insulina se cargan las dosis necesarias de semen diluido que se necesitan aplicar (0,1; 0,2; 0,3 ml) para los tratamientos T1; T2 y T3, como se describe en el esquema experimental.

### **2.5.3. Inseminación artificial en gallinas**

- Las gallinas deben estar en sus respectivos voladeros de acuerdo con los tratamientos planteados en la investigación.
- Se administra un desparasitante comercial compuesto por ivermectina en polvo diluido en agua de bebida, además se proporciona una vez a la semana (Oxi Stress), polvo soluble compuesto de antibióticos como oxitetraciclina HCl, vitaminas A,D3,E,K3,B1,B2, B6, B12;

y minerales como el sulfato de hierro, sulfato de Mn, sulfato de zinc y sulfato de cobre; en dosis de 0,5 a 1 gramo/litro de agua para evitar el stress en las gallinas, mejorar la producción de huevos, corregir deficiencias alimenticias de ser el caso y mejorar el desarrollo y crecimiento de las gallinas.

- Las gallinas durante todo el proceso de investigación deben recibir alimento de cuidado y maíz en grano y agua *ad libitum*, en raciones normales.
- En el adiestramiento y cuidado de las gallinas se deben apartar de los gallos por una semana antes de la inseminación, así se consigue que la gallina entre en celo y sea receptiva al momento de la inseminación artificial.
- Para comprobar si las gallinas son receptivas se realiza una simulación donde se imita la atrapada del animal con la palma de la mano, así al presionar con los dedos pulgar e índice en la cloaca el aparato reproductor de la gallina aparece fácilmente, y se obtiene como resultado un adiestramiento exitoso.
- Inseminación: para inseminar las gallinas se debe utilizar jeringas de insulina con las dosis de semen diluido anteriormente mencionadas para cada tratamiento.
- El proceso de inseminación se debe realizar con mucho cuidado, siempre se debe evitar lastimar a las aves durante la práctica, así se aprovecha la receptibilidad que dispone el animal, con la ayuda de otro técnico se sujeta la gallina y se presiona la cloaca con la yema de los dedos hasta que la gallina muestra el aparato reproductor.
- La jeringa cargada con semen diluido se la introduce hacia el interior de la gallina a una profundidad de uno o dos centímetros, en dirección hacia la izquierda y debajo de la cloaca, al estar introducida la jeringa correctamente se deposita la dosis de semen diluido en el oviducto. Finalmente se retira la jeringa de inseminar y se coloca el ave en su voladero con suavidad para evitar el reflujo de la dosis seminal.

#### **2.5.4. Incubación**

- Para iniciar el proceso de incubación, se debe apreciar los huevos según su aspecto exterior como es la limpieza, calidad y forma de su cascara, así como el tamaño del huevo. Los huevos sucios deben recibir una limpieza con mucho cuidado para evitar dañarlos o romperlos.
- Antes de empezar la incubación artificial de los huevos se prepara la incubadora a una temperatura de 37,5 °C y una humedad relativa del 60% aproximadamente.

- Durante la incubación se debe observar los huevos a trasluz para verificar si el embrión está desarrollándose y conocer cuáles no están desarrollándose, las cantidades con embriones muertos y cuales están rotos.
- Al día 18 de incubación se traspasan los huevos a la nacedera que se ubica dentro de la incubadora, y se preparan los huevos para la eclosión de los mismos hasta el día 21.
- Al finalizar la incubación se registra cuantos huevos eclosionaron y se obtiene el índice de pollitos nacidos con relación a la cantidad de huevos puestos a incubar y el índice de incubabilidad basándose en los pollitos nacidos.

## **2.6. Metodología de evaluación**

### **2.6.1. Índice de mejor dosis seminal**

Para determinar la mejor dosis seminal se divide la cantidad de huevos puestos según la dosis de cada tratamiento y se contabiliza el total de huevos obtenidos. A través de la siguiente fórmula matemática:

$$\text{índice de dosis seminal} = \frac{\text{Número de huevos según la dosis}}{\text{Cantidad total de huevos del experimento}} \times 100$$

Esta operación se realiza para cada tratamiento, se logra obtener el porcentaje total al sumar los resultados finales.

### **2.6.2. Porcentaje de postura**

Para evaluar el porcentaje de postura o el número de huevos en las gallinas pertenecientes a los diferentes tratamientos, se emplea la siguiente fórmula matemática:

$$\text{Porcentaje de postura} = \frac{\text{Número de huevos}}{\text{Número de gallinas}} \times 100$$

### **2.6.3. Porcentaje de fertilidad**

El porcentaje o índice de fertilidad hace referencia al número de huevos con desarrollo embrionario con relación al número total de huevos colocados a incubar. Se obtiene mediante la siguiente fórmula matemática:

$$\text{Porcentaje de fertilidad} = \frac{\text{Número de huevos fértiles}}{\text{Número de huevos en incubación}} \times 100$$

#### **2.6.4. Incubabilidad de huevos fértiles**

La incubabilidad de los huevos fértiles se obtiene según la cantidad de pollitos nacidos divididos con la cantidad de huevos fértiles, se obtiene mediante siguiente fórmula matemática:

$$\text{Porcentaje de incubabilidad} = \frac{\text{Número de pollitos nacidos}}{\text{Número de huevos fértiles}} \times 100$$

#### **2.6.5. Costos de producción de las dosis seminales**

Para obtener el análisis de los costos de producción se consideró los egresos (gastos realizados) de los materiales utilizados en la infraestructura del criadero de las aves y los materiales utilizados en las diluciones seminales, inseminaciones e incubabilidad de los huevos. Estos costos representan lo invertido en la presente investigación.

## CAPÍTULO III

### 3. RESULTADOS Y DISCUSIONES

#### 3.1. Respuesta de los gallos al entrenamiento de extracción seminal

En el cuadro (10 - 3), se observa los resultados del adiestramiento de los gallos de alto valor genético sometidos a la extracción de semen mediante la técnica del masaje dorso abdominal. Durante el entrenamiento de los gallos se realizaron 15 intentos de extracción seminal para cada tratamiento. En los tres tratamientos se dieron un total de 45 intentos, en los cuales 39 fueron efectivos con el 86,86 % de efectividad en el método utilizado en la extracción de semen durante la investigación.

**Tabla 10-3:** Respuesta al entrenamiento de extracción seminal

Parámetros	Resultados		
	R1	R2	R3
<b>Total, de intentos</b>	15	15	15
<b>Total, de eyaculados efectivos</b>	14	12	13
<b>Eyaculados, %</b>	93,33	80,00	86,67

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

Los resultados obtenidos son cercanos a los que varios autores presentan como Zambrano, (2020, pp. 3-37) al utilizar la técnica del masaje dorso abdominal, realizo 54 intentos de extracción y obtuvo 50 eyaculados efectivos que presentan un 92,5% de efectividad. Tene, (2014, pp. 4-112) obtuvo 117 intentos efectivos de 135 intentos realizados en la extracción de semen que presentaron un 86,67% de efectividad del método.

Así mismo Jiménez, (2013, pp. 10-15) utilizo 15 gallos en los cuales se aplicó la técnica de extracción, tres veces por semana, 12 de los 15 gallos respondieron al estímulo, esto representa el 80% de efectividad al usar la técnica del masaje dorso abdominal. Andi, (2022, p. 63) realizó 60 intentos de extracción en tres tratamientos y obtuvo 51 intentos efectivos que representan el 85% de efectividad al usar la técnica antes mencionada.

### 3.2. Evaluación de las características del semen de los gallos donadores

El eyaculado de los gallos obtenido por medio del masaje dorso abdominal presento un volumen promedio de 0,50 ml en las extracciones seminales en los diferentes tratamientos, como se indica en la tabla (11 – 3).

Valores similares fueron obtenidos por Zambrano, (2020, pp. 3-37) al realizar la Valoración de tres dilutores en la criopreservación de semen de gallos de riña, donde reporta promedios de  $0,43\pm 0,024$  ml en los eyaculados. Así mismo Jacome, (2005, pp. 1-15) en su investigación, Sistemas de producción en aves pesadas por inseminación artificial, obtuvo promedios de eyaculados iguales a los presentes registro en 10 gallos promedios de 0,5 ml.

Valores superiores a los obtenidos en esta investigación fueron presentados por Duchi et al., (2009, pp. 1-4) en la Criopreservación de semen de gallo: una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza murciana, donde reportó volúmenes promedio de  $0,55\pm 0,07$  ml.

Los resultados obtenidos a diferencia de los autores mencionados se deben a varios factores como: edad del gallo donador, alimentación, raza del ave, el método utilizado para la extracción seminal, experiencia del técnico al realizar la extracción, etc.

**Tabla 11-3:** Características macroscópicas y microscópicas del semen de gallos

<b>Características</b>	<b>Valor</b>
<b>Características macroscópicas</b>	
Volumen, ml	0,50
Color	Blanquecino
<b>Características Microscópicas</b>	
Concentración espermática	$3,79 \times 10^9$
Motilidad Progresiva, %	91
Viabilidad, %	80

**Realizado por:** Andi, Derian, 2022.

El color del semen obtenido de los diferentes gallos fue blanquecino con aspecto denso, lo cual difiere del color obtenido por Cumpa y Pomahuali, (2009, pp. 27-33), donde al realizar una evaluación comparativa del ácido ascórbico y del tocoferol sobre la fertilidad de semen de gallo, reportaron un color blanco perlado y un aspecto denso. Andi, (2022, p. 63), realizó Inseminación artificial en aves de riña (*gallus gallus domesticus*) como una alternativa para la conservación de líneas de alto valor genético y reportó un color blanquecino con viscosidad filamentosa en el semen extraído de su investigación, Sánchez, (2012), menciona que el color del semen puede

oscilar desde el blanco limpio hasta colores parcialmente amarillentos y con ligeras cremosidades en su consistencia, y si se presentan colores rojizos, marrón o consistencias muy líquidas se deben rechazar, ya que son anomalías presentes en el semen.

El valor promedio obtenido en la concentración espermática fue de  $3,79 \times 10^9$  en las diferentes extracciones seminales, estos valores son inferiores a los reportados por Duchi et al., (2009, pp. 1-4) que obtuvo  $4,55 \times 10^9$  en la criopreservación de semen de gallo en la conservación de la gallina de raza murciana.

Así mismo Jacome, (2005, pp. 1-15), en su investigación obtuvo un promedio en la concentración espermática de  $3,5 \times 10^9$  al evaluar sistemas de producción en aves pesadas por inseminación artificial con valores inferiores a los obtenidos en la presente investigación. Cumpa y Pomahuali, (2009, pp. 27-33), realizaron una evaluación comparativa del ácido ascórbico y del tocoferol sobre la fertilidad de semen de gallo y obtuvo un promedio de  $3,44 \times 10^9$  en la concentración espermática de diferentes gallos.

Se encontró un promedio de motilidad progresiva del 91%, este porcentaje es inferior al presentado por Itza et al., (2021, pp. 94-97), en la evaluación espermática del semen de gallo mediante análisis de espermatozoides asistido por computadora CASA, presentó un promedio de 95,83%. Por otro lado, González, O., (2019, pp. 3-32), obtuvo una motilidad progresiva de  $89,88 \pm 14,32$  al utilizar la técnica de estimulación dorso abdominal y un  $80,13 \pm 23,35$  con electroestimulación en su investigación; Comparación de dos técnicas de obtención de eyaculado en *Gallus gallus domesticus*. Los valores obtenidos en esta investigación son similares a los obtenidos por Andi, (2022, p. 63), donde reportó un 90,66 % de motilidad progresiva en semen de gallos de riña.

### **3.2.1. Cantidad de espermatozoides de acuerdo con las dosis evaluadas**

De acuerdo con las dosis seminales diluidas con *triladyl*, que fueron evaluadas se obtuvieron diferentes concentraciones espermáticas en la dosis de 0,1 ml se obtuvo  $1,895 \times 10^8$ , en la dosis de 0,2 ml se obtuvo  $3,79 \times 10^8$  y con 0,3 ml de semen diluido se presentaron  $5,685 \times 10^8$ , como se muestra en la tabla (12 – 3).

Zaniboni et al., (2022, pp. 66-72), en su investigación, Efecto dependiente de la concentración de dimetilacetamida y N-metilacetamida sobre la calidad y fertilidad del semen de pollo criopreservado, inseminó gallinas de 19 semanas de edad con dosis seminales de  $250 \times 10^6$ , concentración que se encuentra dentro de las concentraciones espermáticas presentadas en este trabajo. Así mismo Chankitisakul et al., (2022, pp. 102-188), al investigar la capacidad de fertilización y supervivencia del espermatozoide de gallo diluido con un novedoso diluyente de semen suplementado con serina para uso práctico en granjas de pequeños agricultores, utilizó dosis



seminales con concentraciones espermáticas inferiores aproximadamente de  $100-150 \times 10^6$ , a las obtenidas en la presente investigación.

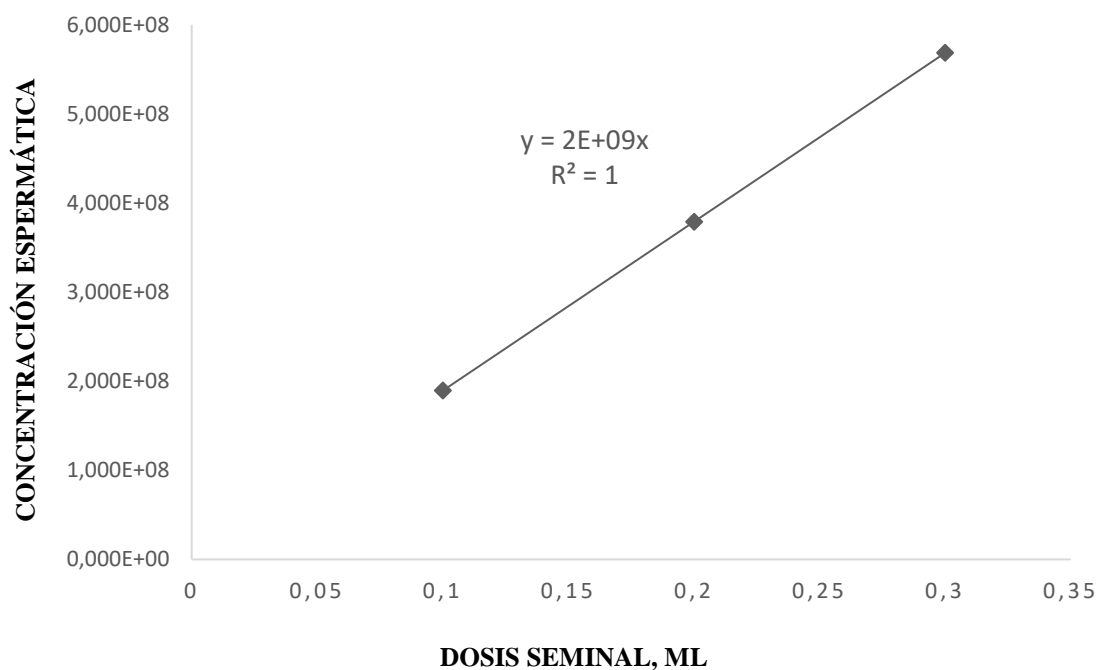
**Tabla 12-3:** Concentración de espermatozoides según la dosis seminal evaluada

Característica	Valor		
Dosis (ml)	0,1	0,2	0,3
Concentración espermática	$1,895 \times 10^8$	$3,79 \times 10^8$	$5,685 \times 10^8$

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

Así mismo Thananurak et al., (2020, pp. 1185-1198), al investigar diferentes concentraciones de cisteamina, ergotioneína y serina modulan la calidad y la capacidad fertilizante del espermatozoides de pollo criopreservado, en cada dosis seminal diluyó una concentración de  $150 \times 10^6$  espermatozoides/mL. Vargas et al., (2020, pp. 1-5), mencionan que para obtener una buena fertilidad el número de espermatozoides como mínimo debe ser de 100 millones.

Al analizar las dosis evaluadas con sus respectivas concentraciones espermáticas, obtenemos una regresión lineal del 100% de coeficiente de determinación, presentado en la gráfica (1 - 3), que a mayor volumen de semen diluido se incrementa la concentración espermática a utilizar en la inseminación artificial, también se muestra un coeficiente de correlación de 1,00.



**Gráfico 1-3.** Tendencia entre las dosis seminales diluidas y las concentraciones espermáticas

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

### **3.3. Evaluación de la inseminación artificial en gallinas de pelea con semen diluido**

Las variables estudiadas presentaron resultados, respecto a la inseminación artificial con diferentes dosis de semen diluido con *triladyl*, postura de huevos e incubación de huevos en gallinas de pelea, se obtuvieron resultados para cada tratamiento, según como se presentan a continuación:

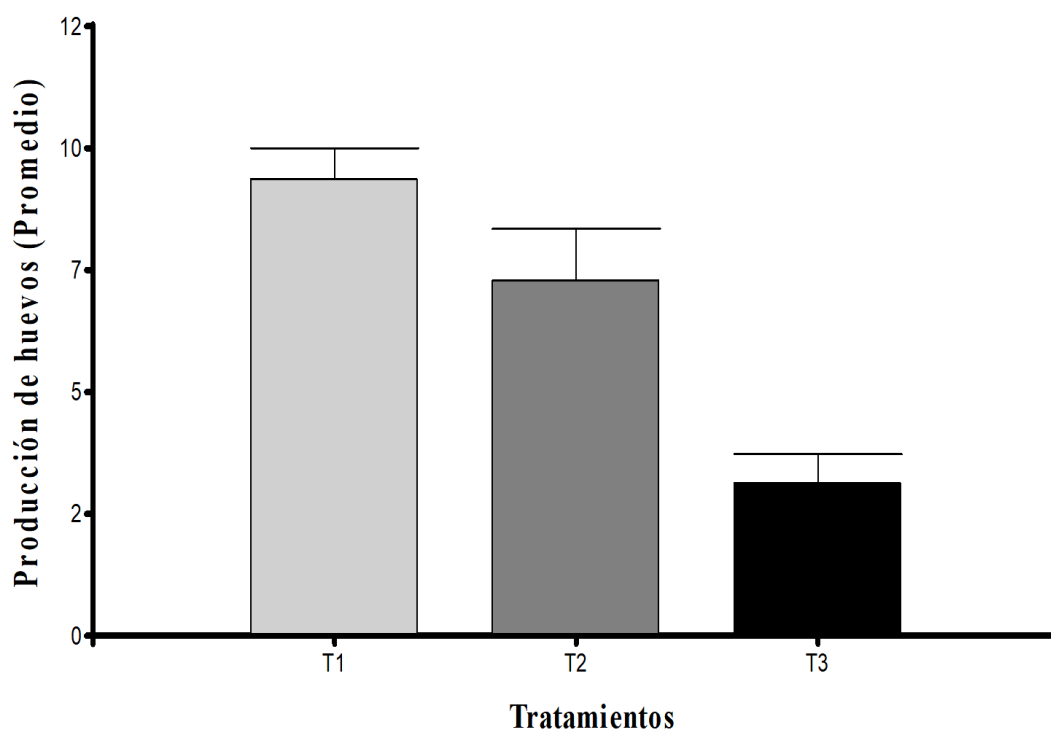
#### **3.3.1. Número de huevos**

El total de los huevos obtenidos en la inseminación de gallinas con las tres dosis de semen diluido fueron los recolectados durante las dos semanas post inseminación, en este tiempo se coincidió con el proceso de extracción seminal de los gallos y la inseminación de las gallinas.

El total de aves que se ubicaron en cada tratamiento fueron de 6 animales. El total de los huevos recolectados fueron de 57 en los tres tratamientos donde existen diferencias altamente significativas ( $p < 0,01$ ) entre los tratamientos.

En la primera semana post inseminación se obtuvo un total de 28 huevos, durante los 3 primeros días no se recolectó ningún huevo, por prevención de que existan ciertas cantidades de semen de montas anteriores y estas aun puedan actuar en las aves, por estos motivos la recolección de los huevos se empezó a partir del cuarto día post inseminación.

Así mismo, al evaluar en la segunda semana, se obtuvieron un total de 29 huevos en los tres tratamientos. El promedio de postura en las gallinas fue de 9,00 ( $\pm 0,58$ ) huevos para el T1, 7,00 ( $\pm 1,00$ ) huevos para el T2 y 3,00 ( $\pm 0,58$ ) huevos para el T3, según el gráfico (2 – 3).



**Gráfico 2-3.** Promedio de los huevos obtenidos después de la inseminación artificial

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

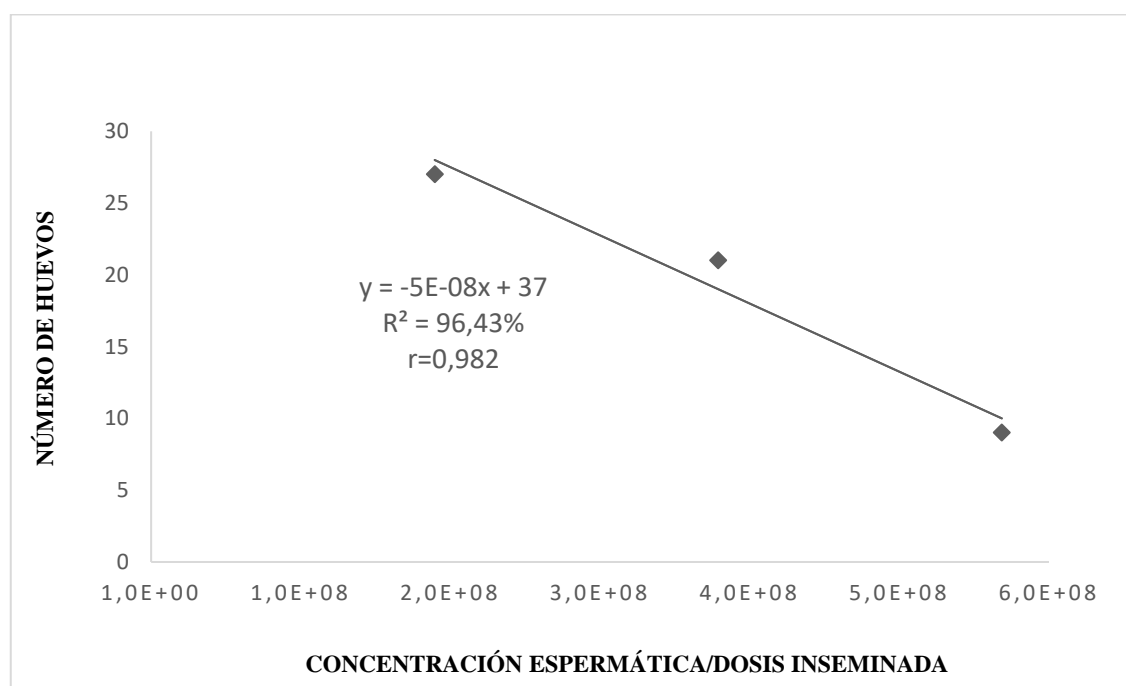
Respecto a la cantidad de producción de huevos de los tres tratamientos, se obtuvo un total de 27 huevos que pertenecen al T1; 21 huevos del T2 y 09 huevos del T3. Durante el periodo de postura de las gallinas inseminadas, todas presentaron una postura normal, es decir, no se presentaron animales cluecos.

Así mismo el porcentaje de postura para los tratamientos fueron diferentes, donde el tratamiento con mejor porcentaje fue el T1 con 56,25%, el tratamiento T2 obtuvo un 43,75% y el T3 con 18,75%.

En la investigación de Tene, (2014, pp. 4-112) en la utilización de bioestimulantes en la producción de semen e inseminación artificial, reportó que en 24 días de recolección de huevos obtuvo porcentajes de postura de 66,40% (17 huevos) en el tratamiento T2, al ser este el más alto, seguido por el tratamiento T0 con un 63,33% (16 huevos) y el T1 con menor porcentaje de postura de 61,33% (15 huevos).

Los resultados obtenidos en la investigación de Jacome, (2005, pp. 1-15), Sistemas de producción en aves pesadas por inseminación artificial, en los grupos experimentales donde utilizó 100 aves para el grupo que comprendió de la semana 24 a la 27 reporta un 16,6% de postura, en otro grupo de la semana 28 a la 31 obtuvo un 69,5% y en el grupo de la semana 32 a la 36 un 84,4% en postura.

En el análisis de regresión, la variable número de huevos no registró una dependencia para la concentración espermática en las dosis inseminadas, al no obtener diferencias significativas ( $p > 0,05$ ), se presenta un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación del 96,43% que determina, a menor concentración espermática en la dosis inseminada, mayor obtención del número de huevos, y presenta un coeficiente de correlación de 0,982, según se observa en el gráfico (3 – 3).



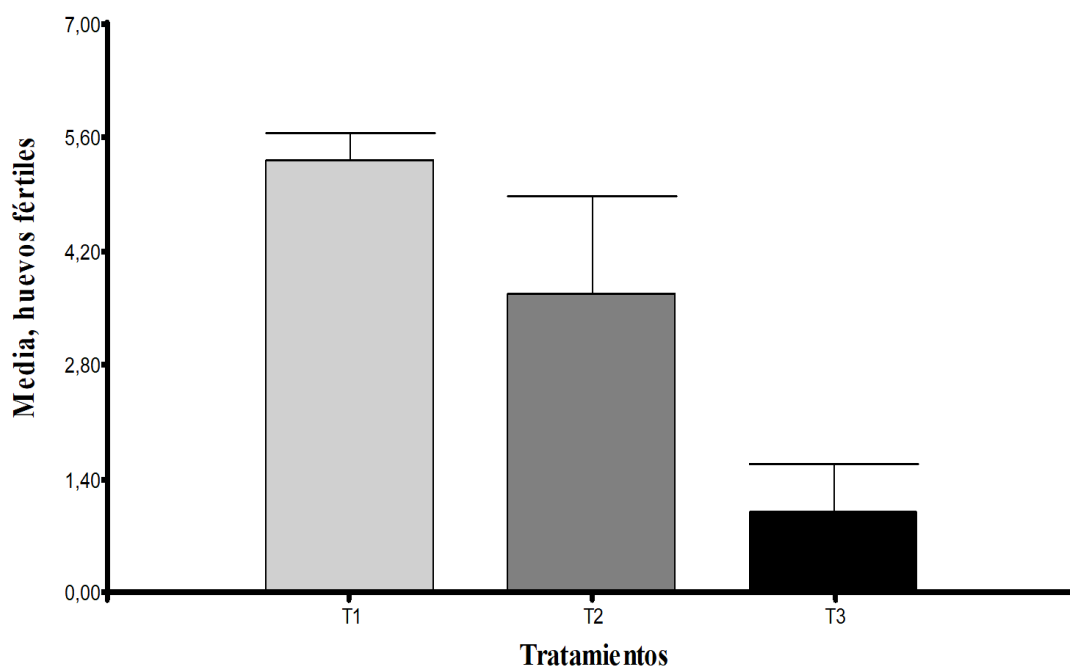
**Gráfico 3-3.** Tendencia entre el número de huevos y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

### 3.3.2. Total, de huevos fértiles obtenidos

Al finalizar con la incubación artificial de 21 días de los huevos se determinó el total de huevos fértiles en los tratamientos donde se presentan diferencias significativas ( $p < 0,05$ ), se puede apreciar que el tratamiento con mayor cantidad de huevos fértiles es el T1 con 16, el tratamiento T2 con 11 y en el T3 se encontraron 3 huevos fértiles.

Así mismo se hizo el cálculo para obtener el promedio general de huevos fértiles de las gallinas en los tratamientos donde se encontró 5,33 ( $\pm 0,33$ ) huevos en el T1, en el T2 con 3,67 ( $\pm 1,20$ ) huevos y en el T3 con 1,00 ( $\pm 0,58$ ) huevos, según se representan en el gráfico (4 – 3).



**Gráfico 4-3.** Huevos fértiles obtenidos en los tratamientos después de la inseminación artificial

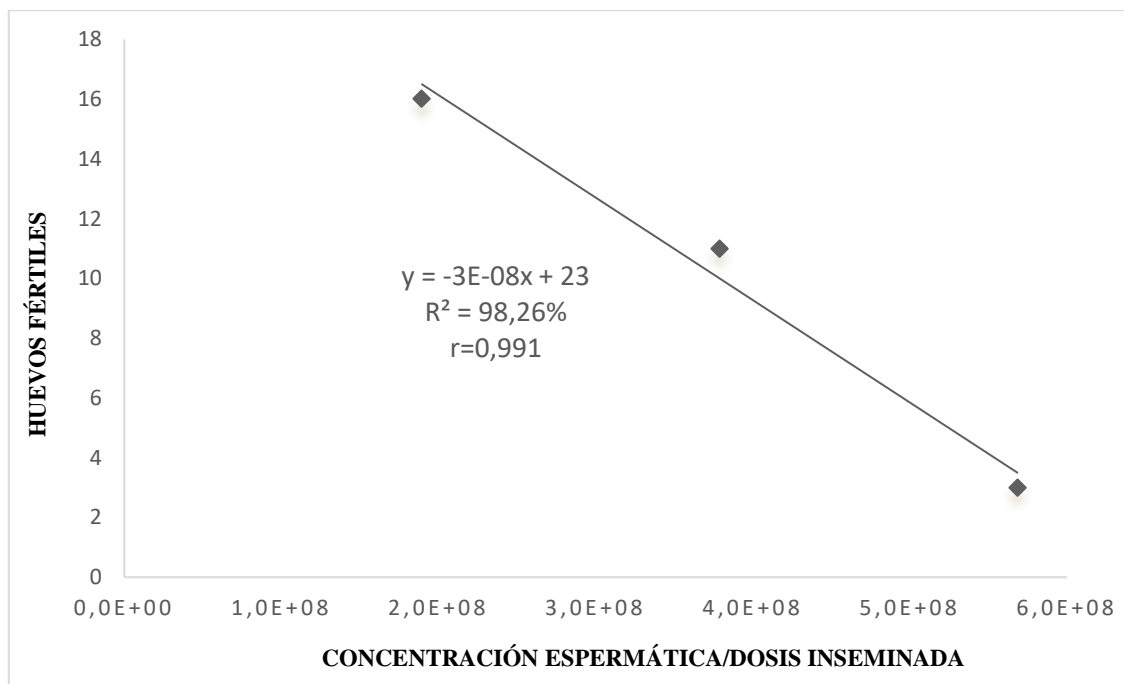
Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

El total de los huevos infértiles en la investigación fue de 27 en los tratamientos, donde para el T1 se encontró un promedio de 3,67 ( $\pm 0,33$ ) huevos infértiles, en el T2 con 3,33 ( $\pm 1,20$ ) y en el T3 se encontró un 2,00 ( $\pm 0,00$ ) de huevos infértiles en los que se refiere al estudio. El número de huevos infértiles se determinó después de los 21 días de incubación.

Resultados obtenidos por Jacome, (2005, pp. 1-15) en la investigación denominada Sistema de producción en aves pesadas por inseminación artificial, donde en el primer mes obtuvo un total de 111 huevos fértiles y 101 huevos infértiles, y en el segundo mes obtuvo 550 huevos fértiles y 588 infértiles, al relacionar estos resultados son similares a los obtenidos en la presente investigación.

Muriel, (2003, pp. 226-228), en su investigación, Incubación de huevos de gallinas de la raza extremeña azul inseminadas con semen fresco, obtiene un total de 1223 huevos fértiles y 189 huevos infértiles, al ser estos valores muy superiores a los nuestros.

Según el análisis de regresión se observó que la cantidad de huevos fértiles, no presentan dependencia a la concentración espermática de las dosis inseminadas y estadísticamente no existen diferencias significativas ( $p > 0,05$ ), generándose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación del 98,26 % observándose que a menor concentración espermática de dosis diluidas con *triladyl* aumenta la cantidad de huevos fértiles, así mismo se presenta un coeficiente de correlación de 0,991, como se presenta en el grafico (5 – 3).



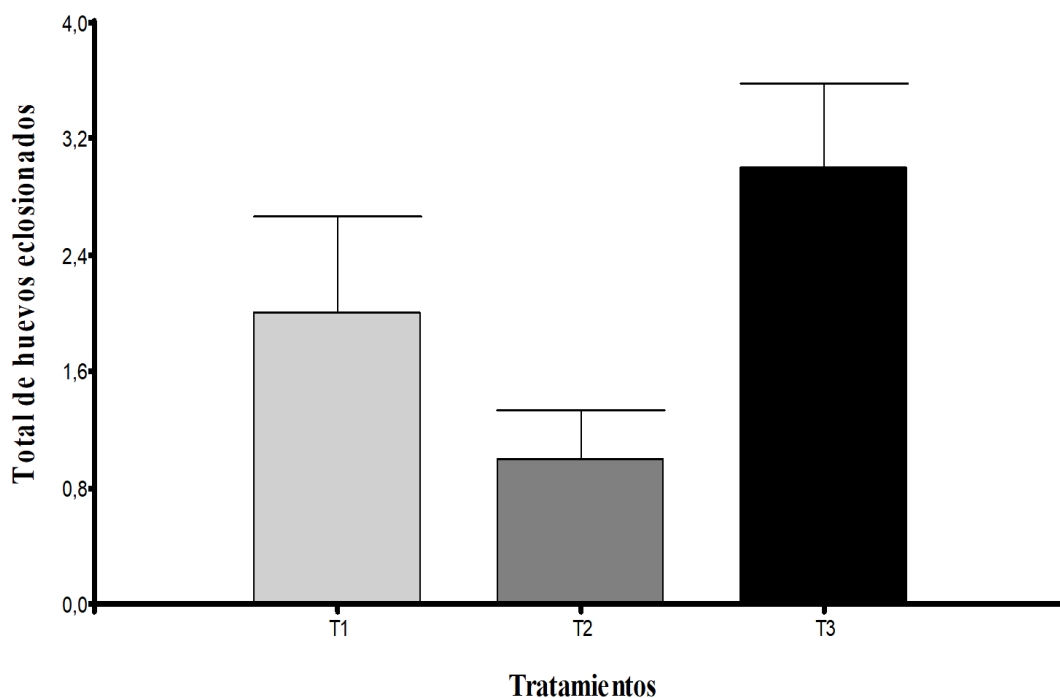
**Gráfico 5-3.** Tendencia entre el número de huevos fértiles y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

### 3.3.3. Total, de huevos eclosionados y no eclosionados

El número de huevos eclosionados no presentaron diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) entre los tratamientos de la presente investigación, con un total de 6 huevos, de los cuales 2,00 ( $\pm 0,67$ ) pertenecen al tratamiento T1, 1,00 ( $\pm 0,33$ ) al T2 y 3,00 ( $\pm 0,58$ ) al T3, respectivamente, como se presenta en la gráfica (6 – 3).

Los huevos que no eclosionaron presentaron diferencias significativas ( $p < 0,05$ ) entre los diferentes tratamientos que presentaron 24 huevos, de los cuales el tratamiento T1 obtuvo 14 huevos que no eclosionaron, en el T2 existieron 10 huevos que no eclosionaron y en el T3 el 100% de los huevos fértiles eclosionaron. Así mismo se presenta el promedio de huevos no eclosionados para los diferentes tratamientos donde el T1 obtuvo un promedio de 4,67 ( $\pm 0,67$ ) huevos no eclosionados, con 3,33 ( $\pm 0,88$ ) para el T2 y el más bajo para el T3 con 0 ( $\pm 0,00$ ).



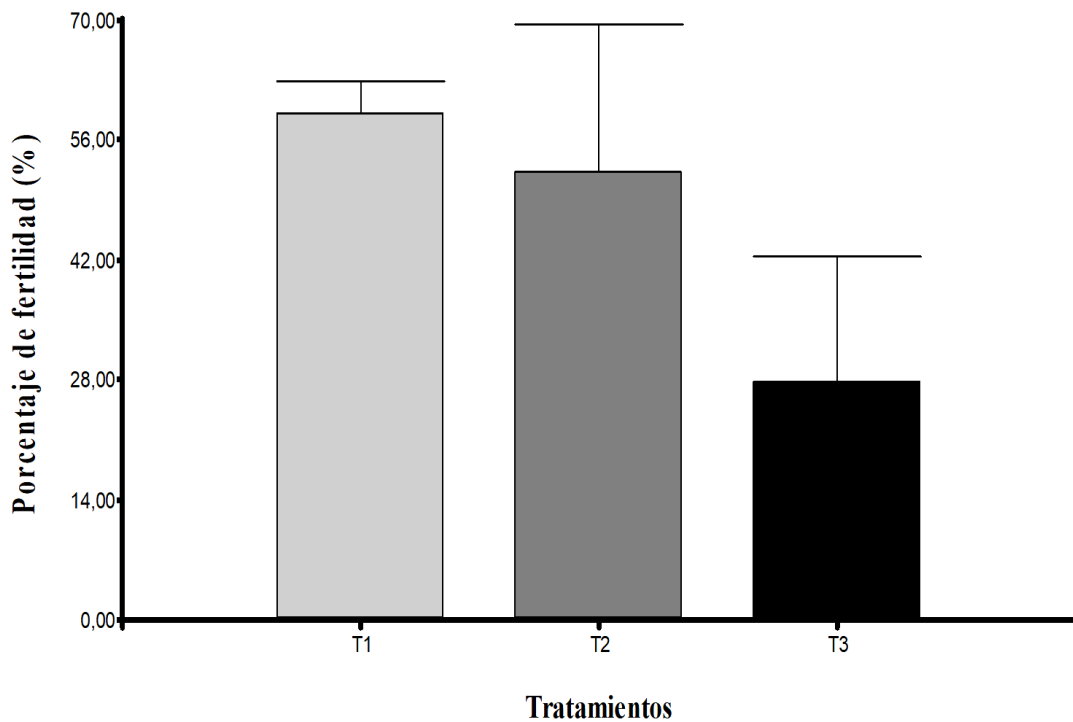
**Gráfico 6-3.** Total, de Huevos eclosionados obtenidos en los diferentes tratamientos después de la incubación artificial

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

#### 3.3.4. Porcentaje de fertilidad

Respecto al porcentaje de fertilidad en la investigación, las dosis estudiadas en los diferentes tratamientos no registraron diferencias significativas ( $p > 0,05$ ), donde se presentan los siguientes porcentajes de fertilidad, el mejor con  $59,26 \pm 3,70\%$  para la dosis de 0,1 ml de semen diluido en el tratamiento T1; perseguido de  $52,38 \pm 17,17\%$  para la dosis seminal de 0,2 ml perteneciente al tratamiento T2 y para la dosis seminal de 0,3 ml del tratamiento T3 se obtuvo un  $27,78 \pm 14,70\%$  de fertilidad. Como se muestra en el gráfico adjunto (7 – 3).

Con respecto al porcentaje de huevos infértiles en los diferentes tratamientos fueron:  $40,74 \pm 3,70\%$ ;  $47,62 \pm 17,17\%$  y  $72,22 \pm 14,70\%$  para los tratamientos T1, T2 y T3 respectivamente.



**Gráfico 7-3.** Porcentaje de fertilidad de las gallinas por tratamientos después de la inseminación artificial

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

Los porcentajes mostrados anteriormente son similares a los obtenidos por Jacome, (2005, pp. 1-15) en su investigación, Sistema de producción en aves pesadas por inseminación artificial; en el grupo de semen diluido muestra que al primer mes obtiene un 47,6% de fertilidad, al segundo un 51,6% y al tercer mes 70,5%. Mientras que en el grupo de inseminación con semen fresco obtiene porcentajes 39,60%, 50,05% y 61,37 en los meses uno, dos y tres, respectivamente.

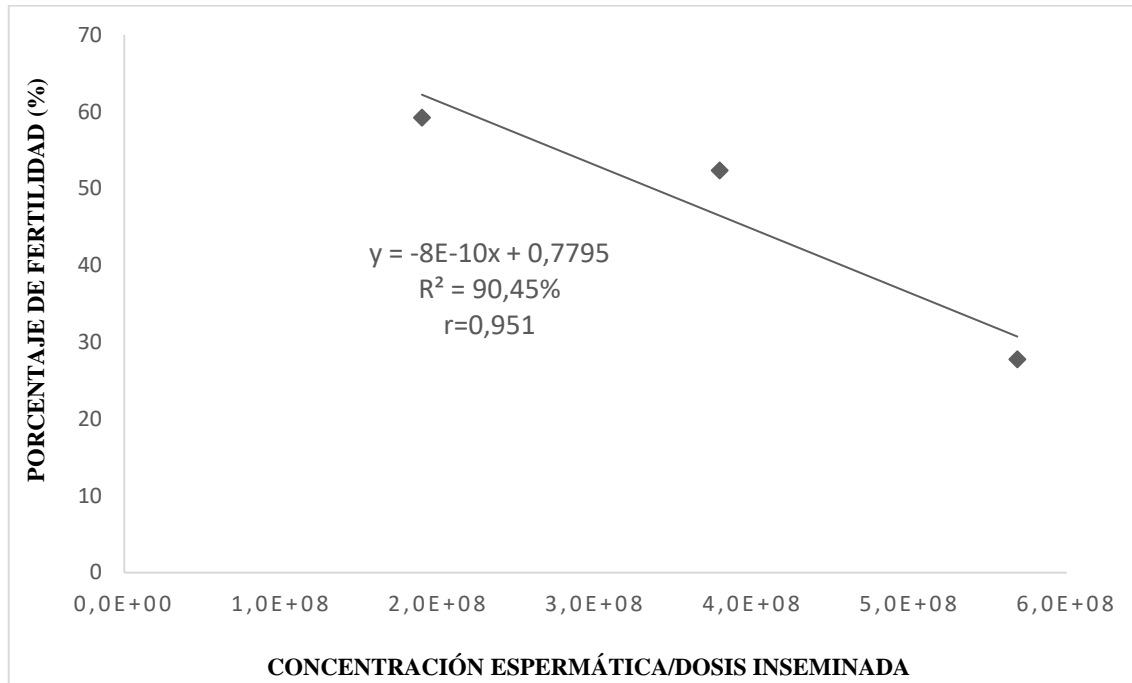
En otra investigación realizada por Argüeso, (2020, pp. 41-42) denominada Tasa de fertilidad del huevo de gallinas ponedoras de la línea HY line Brown en diferentes edades mediante el sistema de incubación artificial, demuestra porcentajes de fertilidad del 43%, 58% y 68% en gallinas de diferentes edades 20, 35 y 65 semanas de edad, respectivamente.

Parker, (1945, pp. 314-317), relacionó la hora del día con la inseminación artificial en la fertilidad y la incubabilidad de los huevos de gallina, y demuestra medias de fertilidad donde en la mañana obtuvo una media del 50,9%, al mediodía 71,7% y en la tarde alcanzó un 77,8% de fertilidad en los grupos experimentales, y demuestra valores superiores a los nuestros.

En la regresión observamos que la concentración espermática por dosis inseminada con *tryladil* no se relaciona con el porcentaje de fertilidad, estadísticamente no se presentan diferencia significativa ( $p > 0,05$ ) y se obtuvo un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación de 90,45%, de manera que el resultado en este caso, a menor concentración



espermática por dosis seminal diluida con *tryladil* en la inseminación, el porcentaje de fertilidad será mayor, el coeficiente de correlación encontrado fue de 0,951, como se observa en el grafico (8 – 3).



**Gráfico 8-3.** Tendencia entre el porcentaje de fertilidad y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

### 3.3.5. Porcentaje de incubabilidad

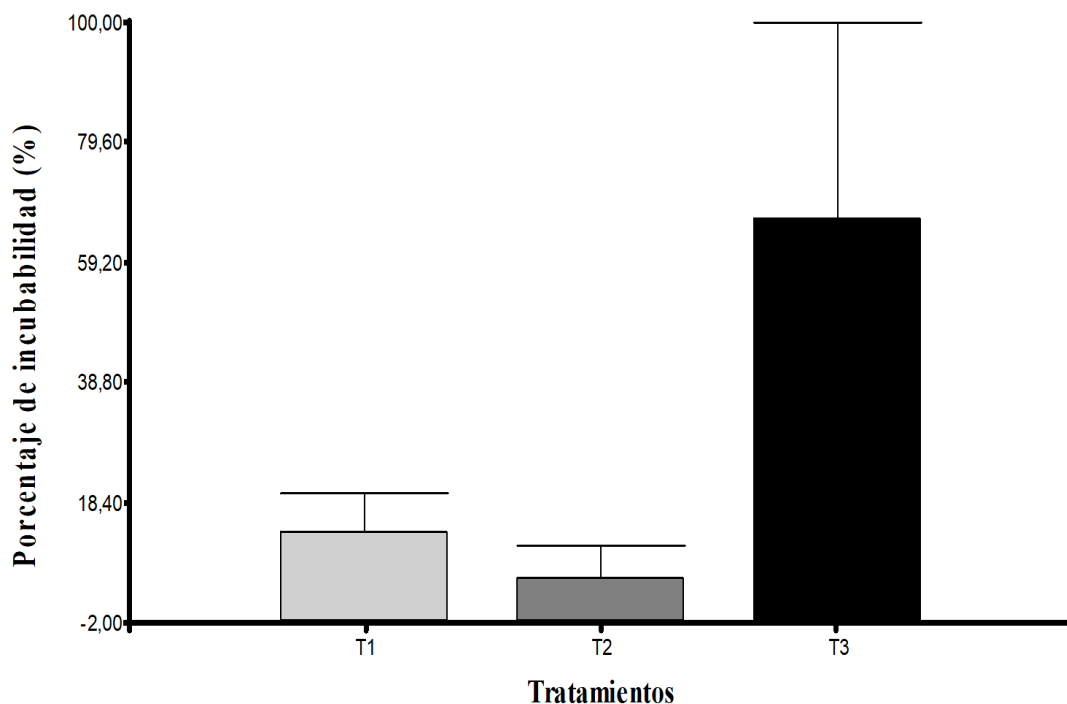
Con respecto al porcentaje de incubabilidad, no se encontraron diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) entre los tratamientos, se demuestran los diferentes porcentajes promedio que son:  $66,67 \pm 33,33\%$  para el tratamiento de la dosis de 0,3 ml (T3); seguido con  $13,33 \pm 6,67\%$  para el tratamiento con la dosis de 0,1 ml (T1) y con menor porcentaje se presenta  $5,56 \pm 5,56\%$  perteneciente al tratamiento con la dosis de 0,2 ml (T2). Como se muestra en el gráfico (9 – 3).

Con respecto a las medias encontradas de los huevos que no presentaron incubabilidad son:  $86,67 \pm 6,67\%$ ;  $94,44 \pm 5,56\%$  y  $0,00\%$  para los tratamientos T1, T2 y T3 respectivamente.

Estos resultados difieren de los obtenidos por Chankitisakul et al., (2022, pp. 102-188), al probar la Capacidad de fertilización y supervivencia del espermatozoide de gallo diluido con un novedoso diluyente de semen suplementado con serina para uso práctico en granjas de pequeños agricultores, en el segundo periodo de inseminación artificial obtiene porcentajes de incubación,

38,14% ( $\pm 0,52$ ) para el dilutor de NaCl, 46,70% ( $\pm 0,27$ ) en el diluyente de IGGKPh y el mejor porcentaje de incubación lo obtiene el diluyente NCAB con un 69,79% ( $\pm 0,27$ ).

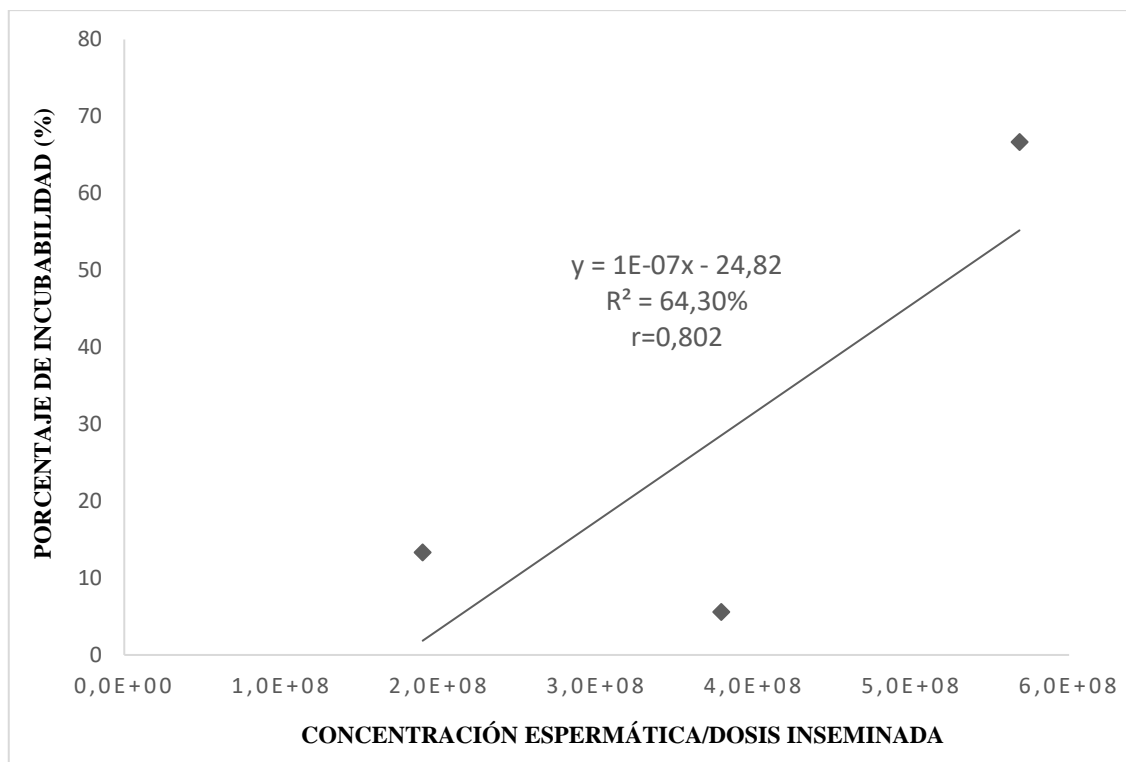
Así mismo Jacome, (2005, pp. 1-15), presentó porcentajes de incubabilidad en los grupos experimentales 1 (semen fresco) y 2 (semen diluido), donde obtiene en el primer mes un 44% y 43,86%, y en el segundo mes obtiene un 48,3% y 48,41% de incubabilidad, respectivamente.



**Gráfico 9-3.** Porcentaje de incubabilidad de acuerdo con los tratamientos evaluados

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

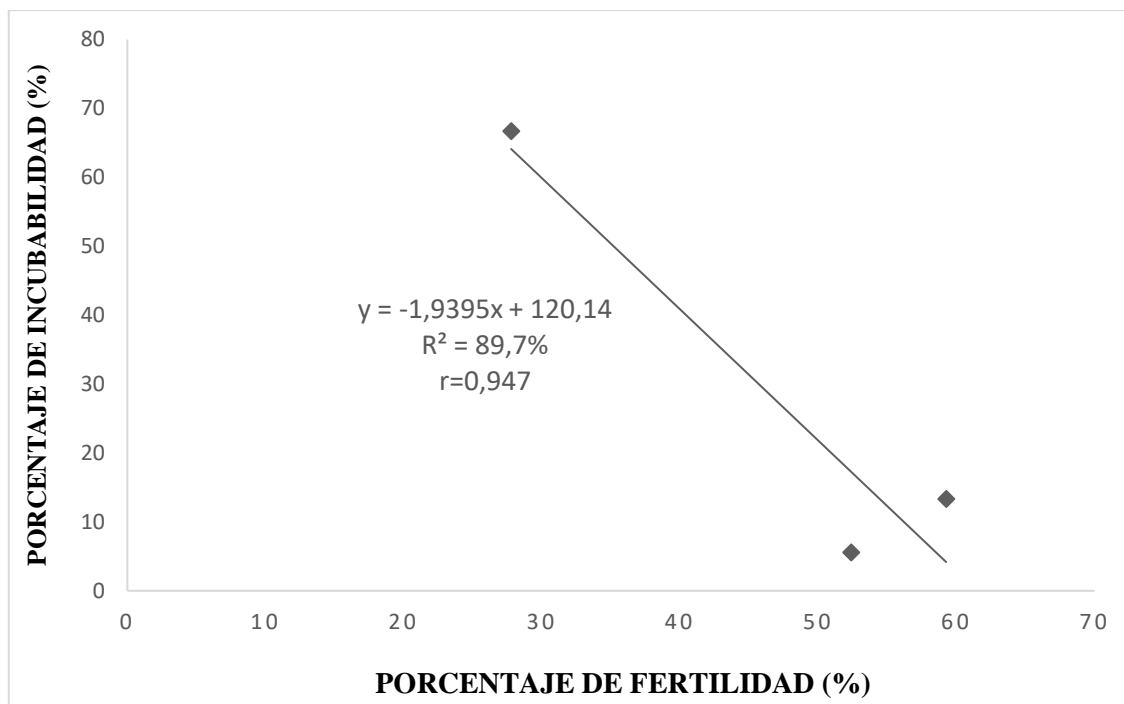
En la regresión se determinó que el porcentaje de incubabilidad y las concentraciones espermáticas de las dosis seminales inseminadas con *tryladil* no presentaron diferencias significativas ( $p>0,05$ ), donde muestra un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación del 64,30%, en este caso se determina que a mayor concentración espermática de las dosis diluidas con *tryladil* se incrementa el porcentaje de incubabilidad, con un coeficiente de correlación de 0,802, según el grafico (10 – 3).



**Gráfico 10-3.** Tendencia entre el porcentaje de incubabilidad y las concentraciones espermáticas de las dosis inseminadas.

**Realizado por:** Yanangomez, Edwin, 2022.

También en la correlación entre el porcentaje de incubabilidad y el porcentaje de fertilidad no presentaron diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) mostrándose un modelo de regresión con un coeficiente de determinación del 89,70%, donde representa que a menores porcentajes de fertilidad se obtuvo un mayor porcentaje de incubabilidad, con coeficiente de correlación de 0,947, según el gráfico (11 – 3).



**Gráfico 11-3.** Tendencia entre el porcentaje de incubabilidad y el porcentaje de fertilidad

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

### 3.4. Análisis económico de la evaluación de dosis seminales en la inseminación artificial de aves de riña

El estudio presentó diferentes costos de producción según las dosis evaluadas, en el análisis económico se consideraron los egresos de los materiales e insumos utilizados. Se obtuvo el indicador del costo de la dosis por ave en los diferentes grupos experimentales, donde el costo para las aves inseminadas con la dosis seminal diluida de 0,1 ml fue de 0,572 USD; para las aves inseminadas con la dosis de 0,2 ml fue de 0,574 USD; y a las aves inseminadas con la dosis 0,3 ml fue de 0,580 USD.

Al relacionar el análisis de costos totales, para las diferentes dosis experimentales se determinó que el grupo en cual se utilizó una dosis de 0,1 ml obtuvo un costo de 2524,95 USD; en el grupo de la dosis 0,2 ml obtuvo un costo de 2524,97 USD y en el grupo de 0,3 ml obtuvo un costo de 2524,98 USD, como se muestra en la tabla (13 – 3).

**Tabla 13-3:** Análisis económico de las dosis seminales evaluadas en la inseminación artificial de aves de riña.

<b>Costos de Producción</b>						
	Unidad	Cantidad	Precio U.	Dosis		
				0,1 ml	0,2 ml	0,3 ml
<b>Materiales</b>						
N° de gallos		1	500	500	500	500
N° de gallinas		6	300	1800	1800	1800
Alimento				83,33	83,33	83,33
Mano de obra				47,71	47,71	47,71
Incubadora				43,33	43,33	43,33
Reparación Infraestructura				47,15	47,15	47,15
<b>Insumos</b>						
Huevos	U	3	0,2	0,2	0,2	0,2
Dilutor <i>Triladyl</i>	ml	0,02; 0,04; 0,06	0,6	0,012	0,024	0,036
Agua bidestilada	ml	0,0021; 0,0042; 0,0063	0,35	0,0021	0,0042	0,0063
Papel absorbente	U	1	0,56	0,017	0,017	0,017
Jeringa de insulina	U	3	0,5	0,5	0,5	0,5
Jeringas	U	6	0,3	0,6	0,6	0,6
Guantes	U	3	0,3	0,1	0,1	0,1
Termómetro digital	U	1	6	2	2	2
<b>Costo total Materiales + insumos (USD)</b>				<b>2524,95</b>	<b>2524,97</b>	<b>2524,98</b>
<b>Costo total de las dosis/ave (USD)</b>				<b>0,572</b>	<b>0,574</b>	<b>0,580</b>

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

## CONCLUSIONES

La técnica del masaje dorso abdominal en el adiestramiento de gallos de pelea como donadores de semen, proporcionó una efectividad del 86,86% en la presente investigación. Esta técnica es una herramienta utilizada en la reproducción asistida de las aves, con la que se logra obtener una mejor calidad en los animales, donde contribuye en el mejoramiento y conservación de aves de alto valor genético, según el objetivo zootécnico que busque el productor o investigador.

Se obtuvieron las diluciones de las diferentes dosis seminales con el diluyente comercial *triladyl* y se obtuvo resultados diferentes a los esperados debido al ambiente local donde se presenta un clima húmedo – tropical, también otros factores como la condición de postura de las aves, el manejo del animal, etc.

El adiestramiento de las gallinas seleccionadas requirió la mínima atención en el proceso de preparación, al localizar el conducto vaginal y presionarlo con las yemas de los dedos, las inseminaciones se realizaron rápidamente. En los distintos grupos de gallinas se inseminó 0,1; 0,2; 0,3 mls de semen diluido después del mediodía.

La dosis seminal diluida de 0,1 ml demostró ser la mejor con un porcentaje de fertilidad del 59,26% a diferencia de las otras dosis que presentaron índices más bajos, en la incubabilidad, las dosis de 0,3 ml presentaron un índice del 66,67%.

En lo que respecta a los costos de producción se consideraron los egresos de los materiales e insumos utilizados en los diferentes grupos de las dosis seminales evaluadas, los costos para los distintos tratamientos fueron de \$0,572; \$0,574; \$0,580 para el 0,1 ml, 0,2 ml y 0,3 ml, respectivamente. En el total de materiales e insumos el costo total es de \$2524,95; \$2524,97; \$2524,98 en los grupos de las dosis 0,1; 0,2; 0,3 respectivamente.

## RECOMENDACIONES

Al realizar el adiestramiento de los gallos como donantes de semen y gallinas como reproductoras, emplear ejemplares que hayan alcanzado su madurez sexual para obtener resultados rápidos y efectivos en machos y una alta fertilidad en hembras. Aplicar la técnica de masaje dorso abdominal en los gallos de manera correcta para no estresar al animal, también se debe aplicar la fuerza necesaria y movimientos correctos al masajear al animal. En gallinas tener un buen cuidado y en su adiestramiento aplicar técnicas que favorezcan la postura de huevos e incubabilidad después de la inseminación.

En investigaciones o ensayos que se realicen en el futuro, comparar otro diluyente comercial, con otras condiciones climáticas, donde se determine la fertilidad e incubabilidad para obtener resultados diferentes a los presentados con el diluyente *tryladil* en este trabajo.

Se recomienda utilizar la criopreservación del semen de gallo de riña diluido con *tryladil* para obtener resultados diferentes a los obtenidos en la dilución seminal en fresco aplicada a la inseminación artificial de gallinas.

En futuras investigaciones que se realicen en gallinas de postura, comparar la incubación artificial y la incubación natural, para evitar problemas de energía y humedad en la incubación e identificar el mejor proceso de eclosión de los huevos.

## BIBLIOGRAFÍA

**ACÁN, Alexandra Gabriela.** Métodos de Incubación de Huevos de Gallina [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador. 2012. pp. 3-51. [Consulta: 16 Julio 2022]. Disponible en: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/2116>

**ALKAN, Serhat, BARAN, Alper, ÖZDAŞ, Ö, & EVECEN, MİTHAT.** "Morphological defects in turkey semen." *Turkish Journal of Veterinary & Animal Sciences* [en línea], 2002, (26), pp. 1087-1092. [Consulta: 15 Julio 2022]. ISSN 1300-0128. Disponible en: <https://journals.tubitak.gov.tr/veterinary/vol26/iss5/16>

**ALTAMIRANO, Elsa, 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* [en línea], 2009, (16), pp. 61-66. [Consulta: 09 Julio 2022]. ISSN 1727-9933. Disponible en: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1727-99332009000100007&nrm=iso](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-99332009000100007&nrm=iso)

**ANDI, Derian.** Inseminación artificial en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) como una alternativa para la conservación de líneas de alto valor genético (Trabajo de titulación) (Pregrado). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Ciencias Pecuarias, El Coca - Ecuador. 2022. pp. 63.

**ARGÜEZO, Leslie Yuliana.** Tasa de fertilidad del huevo de gallinas ponedoras de la línea Hy Line Brown en diferentes edades mediante el sistema de incubación artificial–Trujillo 2018 [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Nacional Hermilio Vardizan, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Huánuco, Perú. 2020. pp. 41-42. [Consulta: 29 Septiembre 2022]. Disponible en: <https://repositorio.unheval.edu.pe/bitstream/handle/20.500.13080/6034/TMV00314A71.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

**ARTHOLA, Gabriela, & RAYO, Martha.** Establecimiento de técnica de extracción de semen en gallos criollos e inseminación artificial en gallinas criollas en Nejapa-Managua [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Nacional Agraria, UNA, Managua, Nicaragua.



2011. pp. 16-39. [Consulta: 12 Julio 2022]. Disponible en: <https://repositorio.una.edu.ni/1421/1/tnl10a787.pdf>

**BERRY, Joe.** *Introducción a los tiempos y condiciones óptimas de la incubación en una serie de especies aviarias* [blog]. Universidad de Oklahoma, 05 Agosto, 2010. [Consulta: 17 Julio 2022]. Disponible en: <https://www.elsitioavicola.com/articles/1802/incubacion-artificial/>

**BRILL, Dave.** *Malay Game Chicken* [blog]. 17 Enero, 2016. [Consulta: 18 Julio 2022]. Disponible en: <https://brilliantorigami.com/2016/01/17/malay-game-chicken/>

**CHANKITISAKUL, Vibuntita, BOONKUM, Wuttigrai, KAEWKANHA, Theerapat, PIMPRASERT, Maruay, RATCHAMAK, Ruthaiporn, AUTHAIDA, Supakorn, et al.** "Fertilizing ability and survivability of rooster sperm diluted with a novel semen extender supplemented with serine for practical use on smallholder farms". *Poultry Science* [en línea], 2022, pp. 102-188. [Consulta: 01 Octubre 2022]. ISSN 0032-5791. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0032579122004771>

**CUMPA, Marcial, & POMAHUALI, Joel.** "Evaluación comparativa del ácido ascórbico y del tocoferol sobre la fertilidad de semen de gallo". *Dianet* [en línea], 2009, (Perú) 70(1), pp. 27-33. [Consulta: 07 Octubre 2022]. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6171205>

**DIAZ, Ricardo.** *Aves de combate* [blog]. Jaulas el portal, Mexico, 2012. [Consulta: 13 Julio 2022]. Disponible en: <http://jaulaselportal.blogspot.com/p/jaulas-para-aves-de-combate.html>

**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". *Sociedad Española de Agricultura Ecológica (SEAE)* [en línea], 2009, (España), (1), pp. 1-4. [Consulta: 06 Octubre 2022]. Disponible en: [https://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/publicaciones-online/2009/eventos-seae/cds/congresos/actas-bullas/seae\\_bullas/verd/posters/4%20P.GANADERIA/10%20CRIOPRESERVACION.pdf](https://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/publicaciones-online/2009/eventos-seae/cds/congresos/actas-bullas/seae_bullas/verd/posters/4%20P.GANADERIA/10%20CRIOPRESERVACION.pdf)

**ENCALADA, Christian Santiago Hernández, SOLANO, David Iván Jara, MAZA, Antonio Vallecillo, GARCÍA, Ángel Vázquez, & VIERA, Guillermo Emilio Guevara.** "Caracterización genética mediante microsatélites y mtDNA D-loop de gallos de pelea (*Gallus gallus*). (Genetic

characterization by microsatellites and mtDNA D-loop of fighting cocks (*Gallus gallus*)". *Revista Ecuatoriana de Ciencia Animal* [en línea], 2021, (5), pp. 89-101. [Consulta: 05 Julio 2022]. ISSN 2602-8220. Disponible en: <http://revistaecuatorianadecienciaanimal.com/index.php/RECA/article/view/276>

**ESPINOZA, Christopher.** Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en Aves de Combate (*Gallus gallus domesticus*) [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Politécnica Salesiana Sede Cuenca, Cuenca, Ecuador. 2019. pp. 28. [Consulta: 12 Julio 2022]. Disponible en: <https://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/18022>

**FAO.** "Erosión genética: La ganadería industrial como una amenaza". *Producción Animal* [en línea], 2007, (Argentina), pp. 1-2. [Consulta: 13 Julio 2022]. Disponible en: [https://www.produccion-animal.com.ar/genetica\\_seleccion\\_cruzamientos/genetica\\_en\\_general/02-erosion\\_genetica.pdf](https://www.produccion-animal.com.ar/genetica_seleccion_cruzamientos/genetica_en_general/02-erosion_genetica.pdf)

**FAO.** *La situación de los recursos zoogenéticos mundiales para la alimentación y la agricultura* [en línea]. Roma-Italia: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2010. ISBN 978-92-5-305762-7, pp. 5-20. [Consulta: 17 Noviembre 2022]. Disponible en: <https://www.fao.org/3/a1250s/a1250s.pdf>

**FUNEZ, Octavio Daniel.** "Incubadora de huevos de gallina de corral.". *Universidad del Caribe, Ciencias e Ingeniería* [en línea], 2003, (República Dominicana), pp. 1-6. [Consulta: 17 Julio 2022]. Disponible en: [https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/5/5c/Incubadora\\_de\\_huevos.pdf](https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/5/5c/Incubadora_de_huevos.pdf)

**GADMFO.** *Datos del canton Francisco de Orellana* [blog]. Francisco de Orellana, 2022, [Consulta: 24 Julio 2022]. Disponible en: <https://www.orellana.gob.ec/es/canton/datos-del-canton.html>

**GADPO.** *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial de la Provincia de Orellana 2020 - 2023.* [en línea]. Orellana - Ecuador: GADPO, 2020. pp. 38-49. [Consulta: 16 Octubre 2022]. Disponible en: [https://www.gporellana.gob.ec/wp-content/uploads/2021/03/PDyOT\\_GADPO-LINEAMIENTOS\\_POST\\_PANDEMIA\\_2019-2023.pdf](https://www.gporellana.gob.ec/wp-content/uploads/2021/03/PDyOT_GADPO-LINEAMIENTOS_POST_PANDEMIA_2019-2023.pdf)

**GIAVARINI, Ida.** "Ventajas de la inseminación artificial aplicada a la avicultura". *Di Avicoltura* [en línea], 1992, (España) 60(2), pp. 0246-0259. [Consulta: 08 Octubre 2022]. ISSN 0210-

0541. Disponible en:  
[https://ddd.uab.cat/pub/selavi/selavi\\_a1992m4v34n4/selavi\\_a1992m4v34n4p246.pdf](https://ddd.uab.cat/pub/selavi/selavi_a1992m4v34n4/selavi_a1992m4v34n4p246.pdf)

**GIBBONS, Alejandro, & CUETO, Marcela.** "Manual de inseminación artificial en la especie ovina.". *INTA Bariloche* [en línea], 1995, (Argentina), pp. 3-18. [Consulta: 14 Agosto 2022]. Disponible en: [https://www.produccion-animal.com.ar/produccion\\_ovina/inseminacion\\_ovinos/07-manual\\_ia.pdf](https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_ovina/inseminacion_ovinos/07-manual_ia.pdf)

**GONZÁLEZ, Jorge Antonio.** Morfofisiología del espermatozoide de *Gallus gallus* en el tracto reproductor del macho y de la hembra [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Autónoma Metropolitana, Division de ciencias biológicas y de la salud, Xochimilco, Mexico. 2019. pp. 3-12. [Consulta: 13 Julio 2022]. Disponible en: <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/bitstream/123456789/1869/1/190747.pdf>

**GONZÁLEZ, Oscar.** Comparación de dos técnicas de obtención de eyaculado en *Gallus gallus domesticus* [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Instituto de Ciencias Biomédicas. Ciudad Juárez, Chihuahua, Mexico. 2019. pp. 3-32. [Consulta: 16 Julio 2022]. Disponible en: <http://hdl.handle.net/20.500.11961/5634>

**GOOGLE EARTH.** *Criadero de Gallos Finos "Traba Drago", Ortofotomapa* [blog]. Orellana. 2022. [Consulta: 13 Agosto 2022]. Disponible en: <https://earth.google.com/earth/d/1N6srqFJMO16q0iJeFd-yWwaJbwkBT5QW?usp=sharing>

**HERNÁNDEZ, Christian , JARA SOLANO, David Iván, VALLECILLO MAZA, Antonio, VÁZQUEZ GARCÍA, Ángel, & GUEVARA VIERA, Guillermo Emilio.** "Caracterización genética mediante microsatélites y mtDNA D-loop de gallos de pelea (*Gallus gallus*). (Genetic characterization by microsatellites and mtDNA D-loop of fighting cocks (*Gallus gallus*)). *Revista Ecuatoriana de Ciencia Animal* [en línea], 2021, (Ecuador) (5), pp. 89-101. [Consulta: 05 Julio 2022]. ISSN 2602-8220. Disponible en: <http://revistaecuatorianadecienciaanimal.com/index.php/RECA/article/view/276>

**HERNÁNDEZ, PJE, FERNÁNDEZ, RF, & RODRÍGUEZ, SJL.** "Obtención y congelación de semen de gallo doméstico usando un diluyente con glutamato sódico". *Revisión Salud Animal* [en línea], 2005, (Cuba) 27 (2), pp. 124-128. [Consulta: 22 Julio 2022]. ISSN 0253-570X. Disponible en: <https://biblat.unam.mx/es/revista/revista-de-salud-animal/articulo/obtencion-y-congelacion-de-semen-de-gallo-domestico-usando-un-diluyente-con-glutamato-de-sodio>

**HERRERA, José Antonio.** Criopreservación y evaluación fisiológica y reproductiva de espermatozoides de tres especies de aves [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Autónoma Metropolitana, Xochimilco, Mexico. 2005. pp. 8-11. [Consulta: 14 Julio 2022]. Disponible en: <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/bitstream/123456789/1984/1/90912.pdf>

**ITZA, M, CARRERA JM, OROZCO E, QUEZADA A, JARAMILLO E, BRITO M, AGUILAR E.** "Evaluación espermática del semen de gallo mediante análisis de espermatozoides asistido por computadora (CASA)". *Instituto de Ciencias Biomédicas* [en línea], 2021, (Mexico) pp. 94-97. [Consulta: 06 Octubre 2022]. Disponible en: <http://cathi.uacj.mx/20.500.11961/19054>

**JACOME, Jadira.** Sistema de producción en aves pesadas por inseminación artificial [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador. 2005. pp. 1-15. [Consulta: 11 Julio 2022]. Disponible en: <https://silo.tips/download/universidad-central-del-ecuador-facultad-de-medicina-veterinaria-y-zootecnia-sis#modals>

**JIMÉNEZ, Salvador.** Efecto de la edad del gallo sobre la calidad del semen [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Michoacán, Mexico. 2013. pp. 10-15. [Consulta: 15 Julio 2022]. Disponible en: [http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/handle/DGB\\_UMICH/1873](http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/handle/DGB_UMICH/1873)

**LANDA, Sofía Sarahi.** Evaluación membranar de espermatozoides de Águila Real (*Aquila chrysaetos*) conservados in vitro en diferentes condiciones de viscosidad [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Autónoma Metropolitana, División de ciencias biológicas y de la salud. Ciudad de México, México. 2019. pp. 5-20. [Consulta: 12 Agosto 2022]. Disponible en: <https://scholar.archive.org/work/iv27vu7rhjd7rbksbu5g6wj5a4/access/wayback/http://bindani.izt.uam.mx/downloads/2b88qc288>

**LONG, J. A.** "Avian Semen Cryopreservation: What Are the Biological Challenges?". *Poultry Science* [en línea], 2006, (United State of America) 85 (2), pp. 232-236. [Consulta: 14 Julio 2022]. ISSN 0032-5791. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0032579119419196>

**MEDINA, Fernando.** Catastro de criadores de gallos de riña en Chile [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias, Valdivia, Chile. 2003. pp. 6-32. [Consulta: 07 Julio 2022]. Disponible en: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2003/fvm491c/doc/fvm491c.pdf>

**MINITÜB.** "Triladyl®, Diluyente de Semen Bovino". *Minitube* [en línea], 2012, (Alemania), (pp. 1-4). [Consulta: 22 Julio 2022]. Disponible en: <http://www.perulactea.com/wp-content/uploads/2012/09/DILUYENTE-DE-SEMEN-BOVINO-TRILADYL.pdf>

**MORENO, Julián Santiago, & CHÁVARRI, José Luis Campo.** "Creación de un banco de semen criopreservado de razas españolas de gallinas". *Información Veterinaria* [en línea], 2011, (España) 11(12), pp. 24-26. [Consulta: 17 Julio 2022]. ISSN 1130-5436. Disponible en: <https://seleccionesavicolas.com/pdf-files/2012/7/6809-genetica-creacion-de-un-banco-de-semen-criopreservado-de-razas-espanolas-de-gallinas.pdf>

**MUÑOZ, Diego.** *Inseminación artificial en aves* [blog]. 2011. [Consulta: 21 Julio 2022]. Disponible en: <https://sites.google.com/site/aviariodocastro/inseminacion-artificial-en-aves>

**MURIEL, Angel.** "Resultados de la incubacion de huevos de gallinas de la raza Extremeña Azul inseminadas con semen fresco". *Junta de extremadura* [en línea], 2003, (España) 24(1), pp. 226-228. [Consulta: 28 Septiembre 2022]. Disponible en: [https://www.aida-itea.org/aida-itea/files/jornadas/2003/comunicaciones/2003\\_CdP\\_74.pdf](https://www.aida-itea.org/aida-itea/files/jornadas/2003/comunicaciones/2003_CdP_74.pdf)

**MURILLO, Luis Oswaldo, & GUTIÉRREZ, Jeremmy Enriquez.** Manual de crianza, raza, entrenamiento y reglamento del gallo de combate [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Nacional Agraria, UNA, Nicaragua. 2012. pp. 1-119. [Consulta: 04 Julio 2022]. Disponible en: <https://repositorio.una.edu.ni/id/eprint/1463>

**NEIRA, Hugo.** *Anatomía y fisiología comparada del cerdo gallina y conejo* [en línea]. Centro Latinoamericano de Especies Menores (CLEM), Valle-Colombia: Sena, 1987. pp. 1-45. [Consulta: 05 Julio 2022]. Disponible en: [https://repositorio.sena.edu.co/bitstream/handle/11404/4080/anatomia\\_fisiologia\\_comparada\\_cerdo\\_galli?sequence=1](https://repositorio.sena.edu.co/bitstream/handle/11404/4080/anatomia_fisiologia_comparada_cerdo_galli?sequence=1)

**OCHOA, Fernando.** Integridad de la membrana plasmática y capacidad fertilizante del espermatozoide de guajolote nativo (*Meleagris gallopavo gallopavo*) criopreservado en Triladyl [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Michoacána de San Nicolas de Hidalgo, Produccion y Salud Animal. Morelia, Michoacán, Ecuador. 2012. pp. 17-24. [Consulta: 11 Julio 2022]. Disponible en: [http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/handle/DGB\\_UMICH/1856](http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/handle/DGB_UMICH/1856)

**OLIVERO, Roberto.** "Anatomía y fisiología del aparato reproductor de las aves". *Facultad de Agronomía* [en línea]. 2014, (Uruguay), pp. 13-18. [Consulta: 14 Julio 2022]. Disponible en: <http://www.fagro.edu.uy/~nutrical/ensenanza/avicultura/aparato%20reproductor%20R.%20Olivero%202014.pdf>

**ORTEGA, Graciela.** *Aparato reproductor de los animales vertebrados* [blog]. Paraguay: 22 Abril, 2013. [Consulta: 22 Agosto 2022]. Disponible en: <https://www.abc.com.py/edicion-impresa/suplementos/escolar/aparato-reproductor-de-los-animales-vertebrados-564111.html>

**PARKER, Jesse E.** "Relation of Time of Day of Artificial Insemination to Fertility and Hatchability of Hens' Eggs". *Poultry Science* [en línea], 1945, (United State of America) 24(4), pp. 314-317. [Consulta: 29 Septiembre 2022]. ISSN 0032-5791. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0032579119502127>

**PERALTA, María.** "Bases de la reproducción aviar". *ResearchGate* [en línea], 2017, (Argentina), pp. 1-21. [Consulta: 08 Julio 2022]. Disponible en: [https://www.researchgate.net/profile/Peralta-F/publication/316976888\\_BASES\\_DE\\_LA\\_REPRODUCCION\\_AVIAR\\_1\\_Aparato\\_reproductor\\_11\\_Generalidades/links/591b424f4585153b614fa295/BASES-DE-LA-REPRODUCCION-AVIAR-1-Aparato-reproductor-11-Generalidades.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Peralta-F/publication/316976888_BASES_DE_LA_REPRODUCCION_AVIAR_1_Aparato_reproductor_11_Generalidades/links/591b424f4585153b614fa295/BASES-DE-LA-REPRODUCCION-AVIAR-1-Aparato-reproductor-11-Generalidades.pdf)

**PÉREZ, Lourdes.** Efecto de las aflatoxinas sobre aspectos fisiológicos y morfológicos reproductivos en gallos (*Gallus gallus*) así como el efecto detoxificador de la vitamina C sobre los mismos [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad de Córdoba, Córdoba, Argentina. 2014. pp. 13-24. [Consulta: 14 Julio 2022]. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10396/12061>

**PETSLIFE.** *El Gallo Bankiva: un ancestro muy salvaje* [blog]. México, 12 Junio, 2017. [Consulta: 12 Julio 2022]. Disponible en: <https://petslife.com.mx/2017/12/06/el-gallo-bankiva-un-ancestro-muy-salvaje/>

**RAMÍREZ, Luis.** "Fisiología Reproductiva y Programas de Luz". *Universidad del Tolima* [en línea], 2002, (Colombia), pp. 1-8. [Consulta: 07 Julio 2022]. Disponible en: [https://www.wpsa-aeca.com/aeca\\_imgs\\_docs/wpsa1237983098a.pdf](https://www.wpsa-aeca.com/aeca_imgs_docs/wpsa1237983098a.pdf)

**RICOURTE, Sandra.** "Importancia de un buen manejo de la reproducción en avicultura (Importance of a good handling of the reproduction in poultry keeping)". *REDVET* [en línea], 2006, (Málaga, España) 7(4), pp. 1-16. [Consulta: 16 Julio 2022]. ISSN 1695-7504. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/636/63617138013.pdf>

**RIOS, Edith Arenas, RUIZ, Angel Cambrón, GARCIA, Demetrio Ambriz, RUBIO, Pedro Juan Pablo Zúniga, TOBÓN, Ahiezer Rodriguez, & GARCIA, Adolfo Rosado.** "Bases fisiológicas de la capacitación y de la reacción acrosomal del espermatozoide". *ResearchGate* [en línea], 2010, (México) (78), pp. 5-11. [Consulta: 13 Junio 2022]. Disponible en: [https://www.researchgate.net/profile/Ahiezer-Rodriguez-Tobon/publication/272887428\\_Bases\\_fisiologicas\\_de\\_la\\_capacitacion\\_y\\_de\\_la\\_reaccion\\_acrosomal\\_del\\_espermatozoide/links/54f265fb0cf24eb879483561/Bases-fisiologicas-de-la-capacitacion-y-de-la-reaccion-acrosomal-del-espermatozoide.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Ahiezer-Rodriguez-Tobon/publication/272887428_Bases_fisiologicas_de_la_capacitacion_y_de_la_reaccion_acrosomal_del_espermatozoide/links/54f265fb0cf24eb879483561/Bases-fisiologicas-de-la-capacitacion-y-de-la-reaccion-acrosomal-del-espermatozoide.pdf)

**ROBINSON, Frank E, & RENEMA, Robert A.** "Principles of photoperiod management in female broiler breeders". *Technical News* [en línea], 1999, (Canada) 78(4), pp. 01-06. [Consulta: 13 Julio 2022]. Disponible en: <http://www.sabzdasht.com/Articlefile/111Principles%20of%20photoperiod%20management%20in%20female%20broiler%20breed.pdf>

**SANTIAGO, Hector, & ARGÜELLES, Mireille.** "Inseminación artificial en aves". *Departamento de Industria Pecuaria, Recinto Universitario de Mayaguez* [en línea], 2010, (España), pp. 5-40. [Consulta: 05 Julio 2022]. Disponible en: <https://academic.uprm.edu/hsantiago/Inseminacion%20artificial%20aves.pdf>

**SIFONTES, Jhosymar.** *Optimizando el Proceso de Incubación* [blog]. Sofos, 12 Noviembre, 2015. [Consulta: 20 Julio 2022]. Disponible en: <http://www.sofoscorp.com/optimizando-el-proceso-de->





3(89), pp. 59-67. [Consulta: 06 Julio 2022]. ISSN 0482-5276. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=15318263008>

**VARGAS, Ana, HERRERA, José, CALDERON, CG, AVALOS, RA, CAMARILLO, FR, & QUINTANA, LJA.** "Evaluación de la reacción espermatozoides del gallo". *BMEDITORES* [en línea], 2020, (Mexico), pp. 1-5. [Consulta: 06 Octubre 2022]. Disponible en: <https://bmeditores.mx/avicultura/evaluacion-de-la-reaccion-espermatozoides-del-gallo/#:~:text=El%20volumen%20del%20semen%20eyaculado,para%20lograr%20una%20alta%20fertilidad.>

**VÁSQUEZ, Gloria.** Cambios hormonales y anatomo histológicos del aparato reproductor de la gallina ponedora hy-line en estado de cluequés [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Nacional de Cajamarca, Ciencias Veterinarias. Cajamarca, Perú. 2014. pp. 03-20. [Consulta: 08 Julio 2022]. Disponible en: <https://repositorio.unc.edu.pe/handle/20.500.14074/1956>

**VELÁZQUEZ, Martín.** "De lo rural a lo urbano: las peleas de gallos en Monterrey". *HUMANITAS DIGITAL* [en línea], 2018, (Mexico), pp. 63-81. [Consulta: 03 Julio 2022]. ISSN 2007-1620. Disponible en: <https://humanitas.uanl.mx/index.php/ah/article/view/213/190>

**WARIN, Stephan.** "El desarrollo embrionario". *Selecciones Avícolas* [en línea], 2008, (Francia), pp. 39-40. [Consulta: 18 Julio 2022]. Disponible en: <https://seleccionesavicolas.com/pdf-files/2008/2/3783-el-desarrollo-embrionario.pdf>

**ZAMBRANO, Carlos Alfredo.** Valoración de tres dilutores en la criopreservación de semen de gallos de riña [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Ciencias Pecuarias. Riobamba, Ecuador. 2020. pp. 3-37. [Consulta: 22 Junio 2022]. Disponible en: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/14229>

**ZANIBONI, Luisa, MADEDDU, Manuela, MOSCA, Fabio, ABDEL SAYED, Ahmad, MARELLI, Stefano Paolo, DI IORIO, Michele, et al.** "Concentration dependent effect of dimethylacetamide and N-methylacetamide on the quality and fertility of cryopreserved chicken semen". *Cryobiology* [en línea], 2022, (Italy) 106, pp. 66-72. [Consulta: 06 Octubre 2022]. ISSN 0011-2240. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0011224022000414>

## ANEXOS

### ANEXO A. ESTADÍSTICAS DE LA REGRESIÓN Y ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LAS VARIABLES, DOSIS SEMINAL DILUIDA ASOCIADA A LA CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/DOSIS INSEMINADA

<b>Estadísticas de la regresión</b>	
Coefficiente de correlación múltiple	1,00
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	1,00
R <sup>2</sup> ajustado	1,00
Error típico	5,96046E-08
Observaciones	3

#### ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	7,1821E+16	7,1821E+16	2,0216E+31	1,4159E-16
Residuos	1	3,5527E-15	3,5527E-15		
Total	2	7,1821E+16			

### ANEXO B. ESTADÍSTICAS DE LA REGRESIÓN Y ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LAS VARIABLES, INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS, PARA LOS TRATAMIENTOS CON LAS DIFERENTES DOSIS SEMINALES DILUIDAS

#### A. Número de huevos asociada a la concentración espermática/dosis inseminada

<b>Estadísticas de la regresión</b>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,98198051
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,96428571
R <sup>2</sup> ajustado	0,92857143
Error típico	2,44948974
Observaciones	3

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	162	162	27	0,1210377
Residuos	1	6	6		
Total	2	168			

B. Huevos fértiles asociada a la concentración espermática/dosis inseminada

<b>Estadísticas de la regresión</b>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,991240707
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,98255814
R <sup>2</sup> ajustado	0,965116279
Error típico	1,224744871
Observaciones	3

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	84,5	84,5	56,3333333	0,08432322
Residuos	1	1,5	1,5		
Total	2	86			

C. Porcentaje de fertilidad (%) asociada a la concentración espermática/dosis inseminada

<b>Estadísticas de la regresión</b>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,95103721
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,90447177
R <sup>2</sup> ajustado	0,80894353
Error típico	7,23415971
Observaciones	3

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	495,4952	495,4952	9,46810939	0,20003978
Residuos	1	52,3330667	52,33306667		
Total	2	547,828267			

D. Porcentaje de incubabilidad (%) asociada a la concentración espermática/dosis inseminada

<b>Estadísticas de la regresión</b>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,801707395
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,642734748
R <sup>2</sup> ajustado	0,285469495
Error típico	28,12014225
Observaciones	3

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	1422,5778	1422,5778	1,79904075	0,40785047
Residuos	1	790,7424	790,7424		
Total	2	2213,3202			

E. Porcentaje de fertilidad (%) asociado al Porcentaje de incubabilidad (%)

<b>Estadísticas de la regresión</b>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,9471937
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,8971759
R <sup>2</sup> ajustado	0,79435181
Error típico	15,0858428
Observaciones	3

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	1985,73755	1985,737548	8,72534675	0,2078107
Residuos	1	227,582652	227,5826516		
Total	2	2213,3202			

ANEXO C: COEFICIENTES DE CORRELACIÓN DE PEARSON OBTENIDOS ENTRE LAS VARIABLES OBTENIDAS EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL

	<b>Concentración espermática/dosis inseminada</b>	<b>Porcentaje de incubabilidad</b>
<b>Dosis seminales diluidas</b>	1,00000000	-
<b>Número de huevos</b>	-0,981980506	-
<b>Huevos fértiles</b>	-0,991240707	-
<b>Porcentaje de fertilidad (%)</b>	-0,951037206	-
<b>Porcentaje de incubabilidad (%)</b>	0,801707395	-
<b>Porcentaje de fertilidad</b>	-	-0,947193699

Realizado por: Yanangomez, Edwin, 2022.

## ANEXO D: SELECCIÓN Y PREPARACIÓN DE LAS AVES



## ANEXO E: APLICACIÓN DE VITAMINAS Y MINERALES A LAS AVES





**ANEXO F: ADIESTRAMIENTO DE LOS GALLOS**

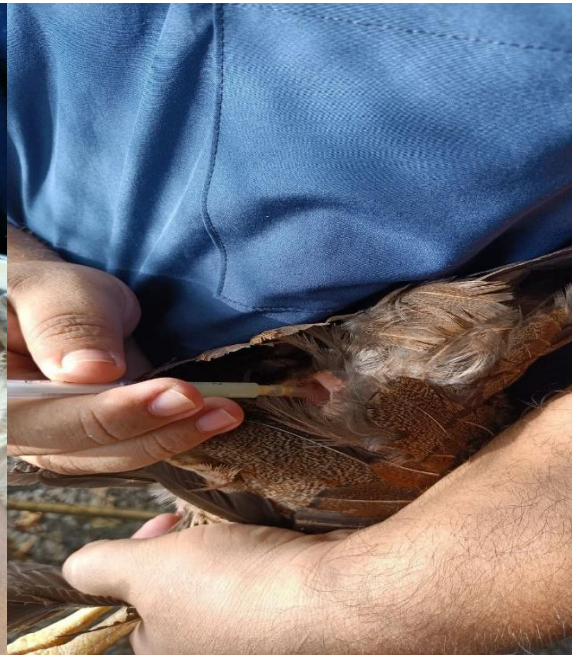


**ANEXO G: PREPARACIÓN DEL SEMEN DILUIDO CON *TRYLADIL***





**ANEXO H: INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE LAS GALLINAS**





**ANEXO I: INCUBACIÓN DE LOS HUEVOS POST INSEMINACIÓN ARTIFICIAL**



**ANEXO J: IDENTIFICACIÓN DE LOS HUEVOS NO EMBRIONADOS**



**ANEXO K: ECLOSIÓN DE LOS POLLITOS NACIDOS VIVOS**









epoch

Dirección de Bibliotecas y  
Recursos del Aprendizaje

UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y  
DOCUMENTAL

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 15 / 03 / 2023

<b>INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)</b>
<b>Nombres – Apellidos:</b> Edwin Fernando Yanangomez Zaruma
<b>INFORMACIÓN INSTITUCIONAL</b>
<b>Facultad:</b> Ciencias Pecuarias
<b>Carrera:</b> Zootecnia
<b>Título a optar:</b> Ingeniero Zootecnista
<b>f. Analista de Biblioteca responsable:</b> Ing. Leonardo Medina Ñuste MSc.

LEONARDO MEDINA.  
15-03-2023.



0487-DBRA-UPT-2023