

Universidad Católica de Santa María

Facultad de Ciencias e Ingenierías Biológicas y Químicas

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia



“PREVALENCIA DE SALMONELOSIS EN AVES DE COMBATE (*Gallus gallus domesticus*) MEDIANTE LA TÉCNICA DE SERO-AGLUTINACIÓN EN PLACA EN EL DISTRITO DE CAYMA, AREQUIPA – 2019”.

“SALMONELLOSIS PREVALENCE IN FIGTHING COCKS (*Gallus gallus domesticus*) THROUGH THE TECHNIQUE OF PLATE AGGLUTINATION IN THE DISTRICT OF CAYMA, AREQUIPA – 2019”.

Tesis presentada por el Bachiller:

Calisaya Cervantes, Joel Gonzalo

para optar el Título Profesional de:

Médico Veterinario y Zootecnista

Asesor: Dr. Fernández Fernández, Fernando

Arequipa- Perú

2019



Universidad Católica de Santa María

☎ (51 54) 382038 Fax: (51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1350

AREQUIPA - PERÚ

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERIAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN PASE A SUSTENTACIÓN

El jurado dictaminador presidido por el DR. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por la vocal MGTER. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y secretaria la MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA;

DICTAMINA:

Que el Borrador de tesis titulado:

“PREVALENCIA DE SALMONELOSIS EN AVES DE COMBATE (*Gallus gallus domesticus*) MEDIANTE LA TECNICA DE SERO-AGLUTINACION EN PLACA EN EL DISTRITO DE CAYMA, AREQUIPA - 2019.”

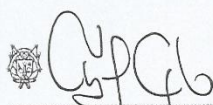
presentado por (la) Sr.(s)(ita):

CALISAYA CERVANTES, JOEL GONZALO;

Puede ser sustentado públicamente después de tener en cuenta las observaciones del dictamen adjunto. Caso contrario, el (la) Bachiller asume la responsabilidad que pudiera derivarse.

Asesor(a): DR. FERNANDO FERNANDEZ FERNANDEZ.

Arequipa, 27 de junio del 2019



MGTER. CARLO SANJULUENA
Director de Escuela Profesional de
Medicina Veterinaria y Zootecnia

CSL/DEPMVZ
JL



Universidad Católica de Santa María

☎ (51 54) 382038 Fax: (51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1350

AREQUIPA - PERÚ

"IN SCIENTIA ET FIDE EST FORTITUDO NOSTRA"
(En la Ciencia y en la Fe está nuestra fuerza)

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN BORRADOR DE TESIS

Señor Magíster

CARLO SANZ LUDENÑA

Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Presente.-

Mediante el presente, comunicamos a usted que se ha procedido a revisar el Borrador de Tesis titulado:

"PREVALENCIA DE SALMONELOSIS EN AVES DE COMBATE (*Gallus gallus domesticus*) MEDIANTE LA TECNICA DE SERO-AGLUTINACION EN PLACA EN EL DISTRITO DE CAYMA, AREQUIPA - 2018."

presentado por:

CALISAYA CERVANTES, JOEL GONZALO;

Asesorado (a) por el(la) DR. FERNANDO FERNANDEZ FERNANDEZ.

El jurado dictaminador presidido por el DR. SANTIAGO CUADROS MEDINA, e integrado por el vocal MGTER. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y secretaria la MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA;

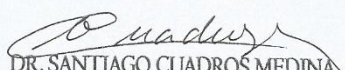
DICTAMINA:

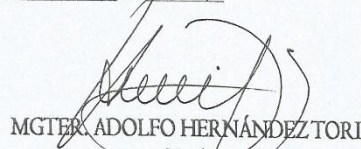
apto para sustentación

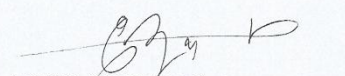
OBSERVACIONES

"Prevalencia de salmonelosis en aves de Combate (*Gallus gallus domesticus*)
Mediante la técnica de Sero-aglutinación en placa en el Distrito de Cayma, Arequipa - 2019"

Arequipa, 26 de Junio del 2019


DR. SANTIAGO CUADROS MEDINA
Presidente


MGTER. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI
Vocal


MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA
Secretaria



Universidad Católica de Santa María

Tel: (51 54) 382038 Fax: (51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1350

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

INSCRIPCIÓN PLAN DE TESIS 2019

Bachiller: CALISAYA CERVANTES, JOEL GONZALO;

El jurado dictaminador presidido por el DR. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por el MGTER. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y la MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA; según al Reglamento de Grados y Títulos, Título III del Título Profesional de Primera Especialidad, Capítulo III, de la Elaboración, Presentación y Aprobación de un Trabajo de Tesis, Art. 20; el Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia:

DICTAMINA:

Autorizar la inscripción del Plan de Tesis titulado

“PREVALENCIA DE SALMONELOSIS EN AVES DE COMBATE (*Gallus domesticus*) MEDIANTE LA TECNICA DE SERO-AGLUTINACION EN PLACA EN EL DISTRITO DE CAYMA, AREQUIPA - 2019.”

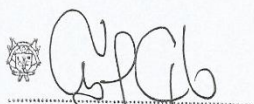
presentado por el (la) Sr.(ita) Alumno(a) de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia;

CALISAYA CERVANTES, JOEL GONZALO

por un período de seis (06) meses a partir de la fecha; debiendo el (la) recurrente proceder al desarrollo del mismo, teniendo en cuenta las observaciones del jurado dictaminador del Plan de Tesis.

ASESOR: DR. FERNANDO FERNANDEZ FERNANDEZ.

Arequipa, 29 de abril del 2019


MGTER. CARLA SANZ LUDENA
Directora de la Escuela Profesional de
Medicina Veterinaria y Zootecnia

CSL/DEPMVZ
JL



Universidad Católica de Santa María

☎ (51 54) 382038 Fax: (51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1350

AREQUIPA - PERU

“IN SCIENTIA ET FIDE EST FORTITUDO NOSTRA”
(En la Ciencia y en la Fe está nuestra fuerza)

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA

DICTAMEN DE PLAN DE TESIS

Señor Magíster

CARLO SANZ LUDEÑA

Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Presente.-

Mediante el presente, comunicamos a usted que se ha procedido a revisar el plan de Tesis Titulado:

Titulado:

“PREVALENCIA DE SALMONELOSIS EN AVES DE COMBATE (*Gallus domesticus*)
MEDIANTE LA TÉCNICA DE SERO-AGLUTINACIÓN EN PLACA EN EL
DISTRITO DE CAYMA, AREQUIPA - 2019.”

presentado por el (la) Sr.(s)(ita):

CALISAYA CERVANTES, JOEL GONZALO

Asesor: DR. FERNANDO FERNÁNDEZ FERNÁNDEZ

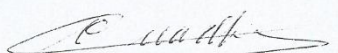
El jurado dictaminador presidido por el DR. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por el
MGTER. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y la MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA;

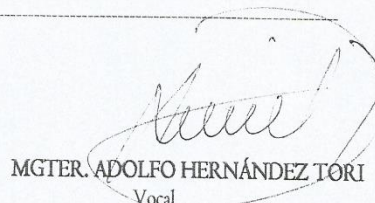
DICTAMINA;

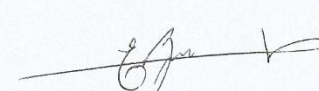
apta para sustentación

OBSERVACIONES

Arequipa, 25 de abril del 2019


DR. SANTIAGO CUADROS MEDINA
Presidente


MGTER. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI
Vocal

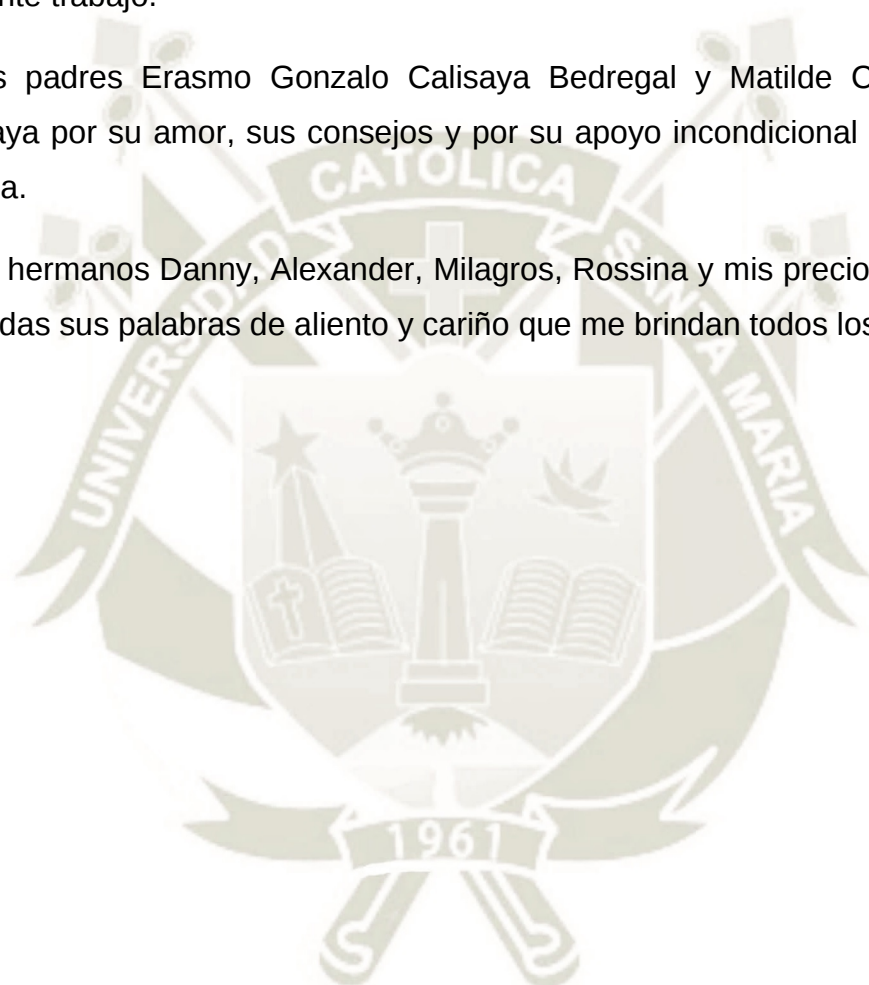

MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA
Secretaria

DEDICATORIA

Esta tesis está dedicada a Dios por guiarme e iluminarme para poder tomar las mejores decisiones en mi vida que me dio la oportunidad de seguir la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia la cual culmino mediante la realización del presente trabajo.

A mis padres Erasmo Gonzalo Calisaya Bedregal y Matilde Cervantes de Calisaya por su amor, sus consejos y por su apoyo incondicional durante toda mi vida.

A mis hermanos Danny, Alexander, Milagros, Rossina y mis preciosos sobrinos por todas sus palabras de aliento y cariño que me brindan todos los días.



AGRADECIMIENTO

A la Universidad Católica de Santa María.

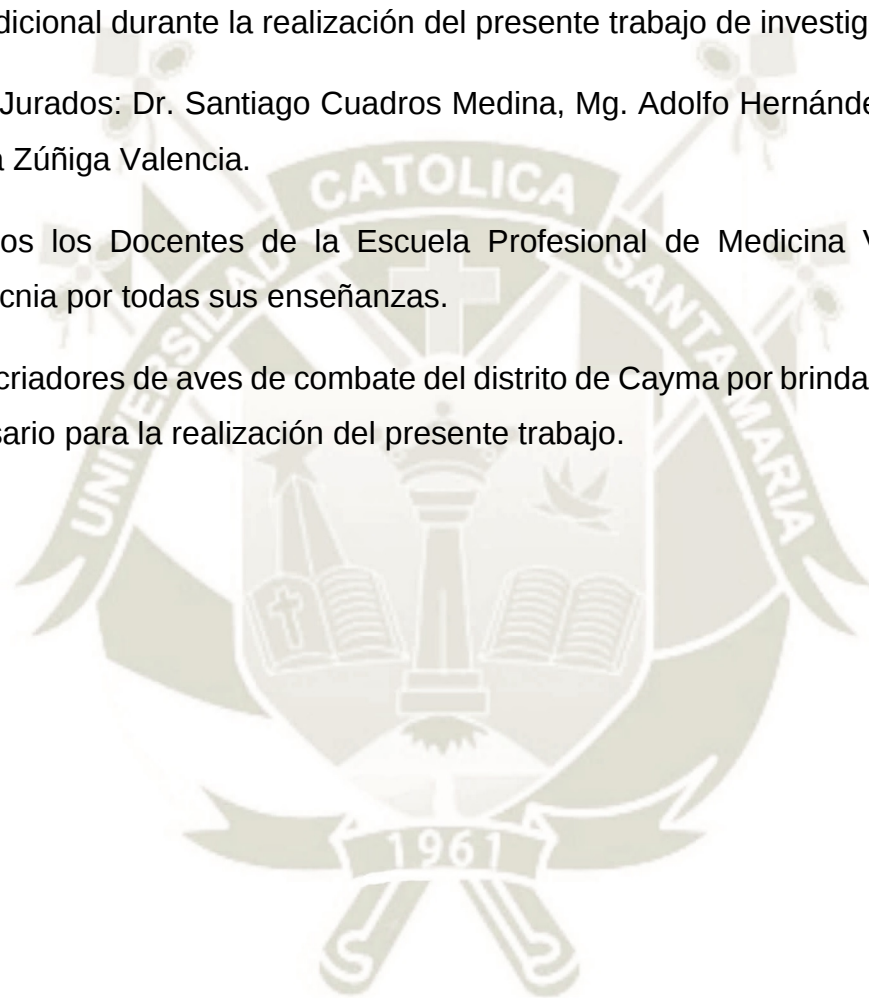
A la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

A mi asesor Dr. Fernando A. Fernández Fernández, por su orientación y apoyo incondicional durante la realización del presente trabajo de investigación.

A los Jurados: Dr. Santiago Cuadros Medina, Mg. Adolfo Hernández Tori y Mg. Eloisa Zúñiga Valencia.

A todos los Docentes de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia por todas sus enseñanzas.

A los criadores de aves de combate del distrito de Cayma por brindarme el apoyo necesario para la realización del presente trabajo.

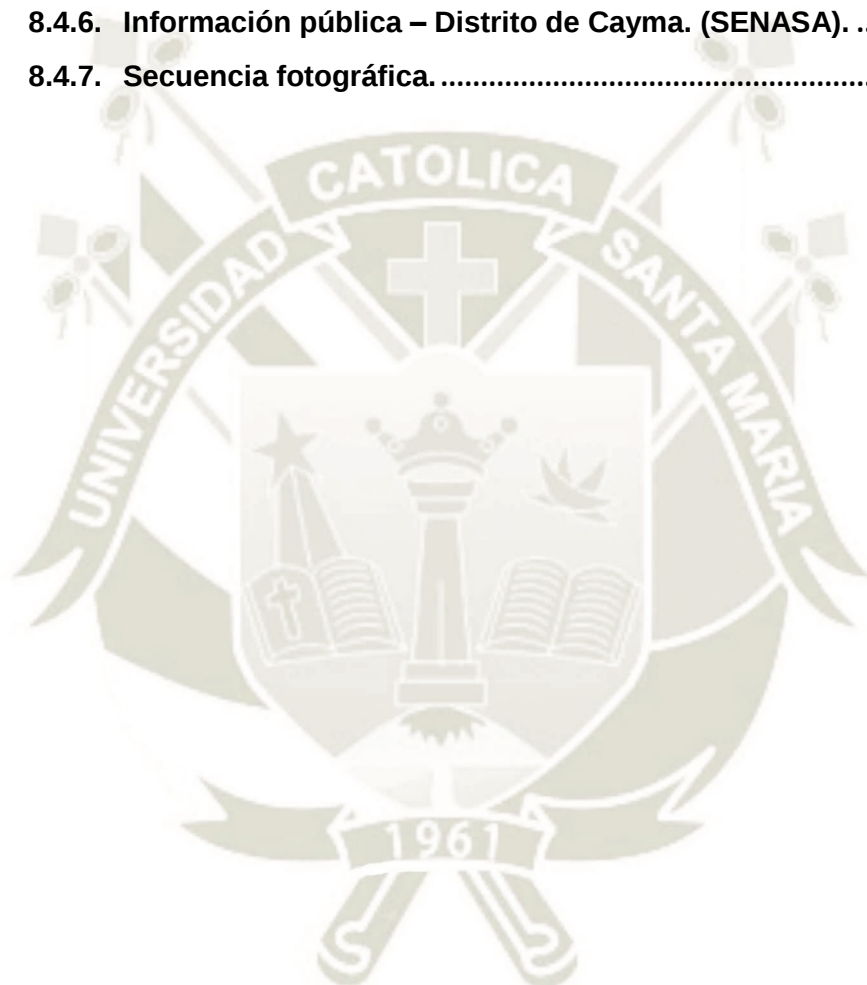


ÍNDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
ÍNDICE.	iii
ÍNDICE DE IMÁGENES	vi
ÍNDICE DE CUADROS	x
ÍNDICE DE GRÁFICOS	xi
RESUMEN	xii
ABSTRACT.....	xiv
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Enunciado del problema.....	1
1.2. Descripción del problema.....	1
1.3. Justificación del trabajo.....	1
1.3.1. Aspecto general.....	1
1.3.2. Aspecto tecnológico.	1
1.3.3. Aspecto social.	2
1.3.4. Aspecto económico.	2
1.3.5. Importancia del trabajo.....	2
1.4. Objetivos.....	3
1.4.1. Objetivo general.	3
1.4.2. Objetivos específicos.	3
1.5. Planteamiento de la hipótesis.	3
2. MARCO TEÓRICO O CONCEPTUAL.	4
2.1. Análisis bibliográfico.	4
2.1.1. Aves de combate.....	4
2.1.2. Enfermedades bacterianas zoonóticas.	29
2.1.2.1. Salmonelosis.	29
2.1.2.2. <i>Salmonella pullorum</i>	43
2.1.2.3. <i>Salmonella gallinarum</i>	57
2.1.3. Zoonosis.....	70
2.1.4. Aglutinación.....	72
2.1.5. Estadísticas.....	74
2.2. Antecedentes de investigación.....	75

2.2.1.	Revisiones de tesis universitarias.	75
2.2.2.	Otros trabajos de investigación.	78
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.	81
3.1.	Materiales.	81
3.1.1.	Localización del trabajo.	81
a.	Localización espacial.	81
b.	Localización temporal.	82
3.1.2.	Material biológico.	82
3.1.3.	Material de laboratorio.	82
3.1.4.	Material de campo.	83
3.1.5.	Equipo y maquinaria.	83
3.1.6.	Otros materiales.	83
3.2.	Métodos.	84
3.2.1.	Muestreo.	84
▪	Universo.	84
▪	Procedimiento de muestreo.	85
3.2.2.	Métodos de evaluación.	86
a.	Metodología de la experimentación.	86
b.	Ajustes metodológicos.	87
c.	Recopilación de la información.	87
▪	En el campo.	87
▪	En el laboratorio.	87
▪	En la biblioteca.	87
▪	En otros ambientes generadores de la información científica.	87
3.2.3.	Variables de respuesta.	87
a.	Variables independientes.	87
b.	Variables dependientes.	87
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.	88
5.	CONCLUSIONES.	97
6.	RECOMENDACIONES.	99
7.	BIBLIOGRAFÍA.	100
8.	ANEXOS.	105
8.1.	Mapas o croquis de ubicación de los galpones muestreados.	105
8.2.	Croquis experimental.	109

8.3. Normas y dispositivos.	109
8.4. Otros.....	111
8.4.1. Diseño de tratamientos.....	111
8.4.2. Cronograma de muestreo.....	113
8.4.3. Cuadro de registro.	114
8.4.4. Formato para el Envío de Muestras.	122
8.4.5. Solicitud de acceso a la información pública (SENASA).	123
8.4.6. Información pública – Distrito de Cayma. (SENASA).	124
8.4.7. Secuencia fotográfica.	124



ÍNDICE DE IMÁGENES

Imagen 1 - Gallus bankiva.....	7
Imagen 2 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1900 - 1940).	10
Imagen 3- Evolución de genética de los gallos de pico. (1940 - 1960).	10
Imagen 4 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1970).....	10
Imagen 5 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1980).....	11
Imagen 6 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1990).....	11
Imagen 7 - Evolución de genética de los gallos de pico. (2000).....	11
Imagen 8 - Gallus gallus domesticus. (Macho).....	13
Imagen 9 - Gallus gallus domesticus. (Hembra).....	13
Imagen 10 - Extracción de sangre de la vena braquial. Obsérvese l a posición de la aguja: Paralela a la vena y por abajo de la articulación.....	14
Imagen 11 - Borde delantero de un ala de pollo.....	15
Imagen 12 - Disección superficial del ala izquierda extendida lateralmente, cara ventral.	15
Imagen 13 - - Venas de ala; Paloma. Lado Derecho, Vista Ventral.	16
Imagen 14 - Sistema circulatorio arterial de la gallina.	17
Imagen 15 - Vasos y nervios del ala de la oca, en relación topográfica con los músculos (Posición ventral).....	18
Imagen 16 - Toma de Muestra de Sangre.....	19
Imagen 17 - Toma de Muestra de Sangre.....	19
Imagen 18 - Gallus gallus domesticus. (Macho).....	25
Imagen 19 - Gallo y gallina español.	26
Imagen 20 - Principales partes del gallo.	28
Imagen 21 - Bacteria de Salmonella.	29
Imagen 22 - Necrosis hepática: Las flechas señalan necrosis multifocal hepática en pollitos de tres días de edad.	35
Imagen 23 - Saco Vitelino hemorrágico.	36
Imagen 24 - Ovario con hemorragias.	36
Imagen 25 - Intestino y Ciegos: Segmento del último tercio del intestino delgado con ciegos y recto con tonalidad bronceada.	37
Imagen 26 - Bazo: Tres Bazos de pollitos con tonalidad Bronceada.	37
Imagen 27 - Las plumas alrededor de la cloaca en muchos pollitos se pueden encontrar con heces diarreicas o con heces secas pegadas.	48
Imagen 28 - Hígado bronceado por contacto con el medio ambiente y bazo presenta una gran congestión. (Lado derecho).	49
Imagen 29 - Presencia de necrosis miliar grisácea blanquecina en el hígado.....	50
Imagen 30 - Nódulos grisáceos blanquecinos en corazón.	50
Imagen 31 - Nódulos grisáceos blanquecinos en molleja.	51
Imagen 32 - Focos necróticos grisáceos blanquecinos en pulmón.	51
Imagen 33 - Sinovitis en la articulación del tarso.	52
Imagen 34 - Folículos ováricos degenerados, unidos al cuerpo del órgano con largos pedúnculos.....	52
Imagen 35 - Hígado que revela degeneración focal y necrosis. (51x).....	53

Imagen 36 - Miocardio de un pollo infectado con Salmonella pullorum que muestra infiltración con células de tipo histiocítico. (62x).	53
Imagen 37 - Ovocito de una gallina adulta con pulorosis que muestra inflamación fibrinosupurativa y colonias bacterianas. (20x).	54
Imagen 38 - Pulmones muestran una coloración parda.	62
Imagen 39 - Hígado con tinte color verdoso – bronce diseminado.....	62
Imagen 40 - Hígado agrandado y manchado con múltiples necrosis miliares.....	63
Imagen 41 - Hígado con diferentes tamaños de necrosis variando entre manchas y puntos.	63
Imagen 42 - Bazo agrandado, con nódulos grisáceos blanquecinos.	64
Imagen 43 - Intestino delgado que presenta enteritis con ulceraciones.....	64
Imagen 44 - Necrosis miocárdica.	65
Imagen 45 - Pulmón con coloración café que presenta necrosis y nódulos.....	65
Imagen 46 - Ovarios inflamados y degenerados.	66
Imagen 47 - Folículos afectados y deformados.....	66
Imagen 48 - Resumen del Clima en Arequipa.....	81
Imagen 49- Estación La Pampilla: Temperatura máxima y mínima (°C); Precipitación (mm).....	82
Imagen 50 - Ubicación Galpón № 1. Altitud foto (2.69 km).	105
Imagen 51 - Ubicación Galpón № 2. Altitud foto (2.69 km).	105
Imagen 52 - Ubicación Galpón № 3. Altitud foto (2.57 km).	105
Imagen 53 - Ubicación Galpón № 4. Altitud foto (2.57 km).	106
Imagen 54 - Ubicación Galpón № 5. Altitud foto (2.57 km).	106
Imagen 55 - Ubicación Galpón № 6. Altitud foto (2.61 km).	106
Imagen 56 - Ubicación Galpón № 7. Altitud foto (2.59 km).	107
Imagen 57 - Ubicación Galpón № 8. Altitud foto (2.59 km).	107
Imagen 58 - Ubicación Galpón № 9. Altitud foto (2.59 km).	107
Imagen 59 - Ubicación Galpón № 10. Altitud foto (2.57 km).	108
Imagen 60 - Ubicación Galpón № 11. Altitud foto (2.46 km).	108
Imagen 61 - Ubicación Galpón № 12. Altitud foto (2.80 km).	108
Imagen 62 - Ubicación experimental. Calle Juan Manuel Polar 208 Acequia Alta - Cayma. Altitud foto (2.57 km).	109
Imagen 63 - Solicitud de acceso a la información pública.	123
Imagen 64 - Información pública – distrito de Cayma.	124
Imagen 65 - Materiales para la obtención de muestras.....	124
Imagen 66 - Animal muestreado № 238.....	125
Imagen 67 - Animal muestreado № 305.....	125
Imagen 68 - Obtención de muestra.	125
Imagen 69 - Obtención de muestra.	126
Imagen 70 - Placa para el procesamiento de muestras.	126
Imagen 71 - Microtainers con muestra sanguínea.	126
Imagen 72 – Transferencia del suero sanguíneo del microtainer al Tubo Eppendorf.....	127
Imagen 73 - Tubos Eppendorf con suero sanguíneo.	127
Imagen 74 - Colocación del suero en la placa.....	127

Imagen 75 - Antígeno de Salmonela.	128
Imagen 76 - Antígeno de Salmonela y suero de Salmonela.	128
Imagen 77 - Procesamiento de las muestras.	128
Imagen 78 - Placa procesada.....	129
Imagen 79 - Placa procesada.....	129
Imagen 80 - Muestra positiva.	129
Imagen 81 - Muestra positiva.	130



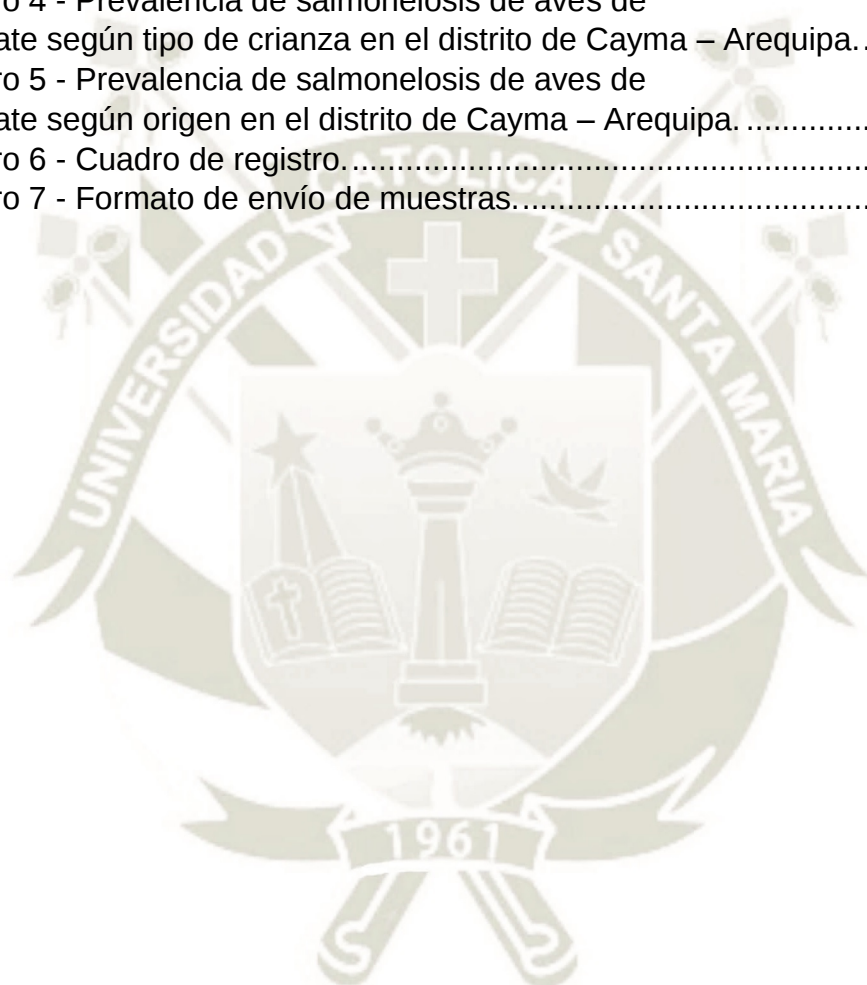
ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 - Lugares para la venopunción y la venosección.....	14
Tabla 2 - Clasificación taxonómica del ave de combate.....	24
Tabla 3 - Principales partes del gallo.	28
Tabla 4 - Clasificación del género Salmonella.....	32
Tabla 5 - Tipo de prueba de diagnóstico: Norma Oficial – NOM – 005 – ZOO – 1993.	38
Tabla 6 - Tratamiento para Tifoidea Aviar.	68
Tabla 7 - Grados de aglutinación.	74
Tabla 8 - Información pública.	84
Tabla 9 - Cronograma de muestreo.	113



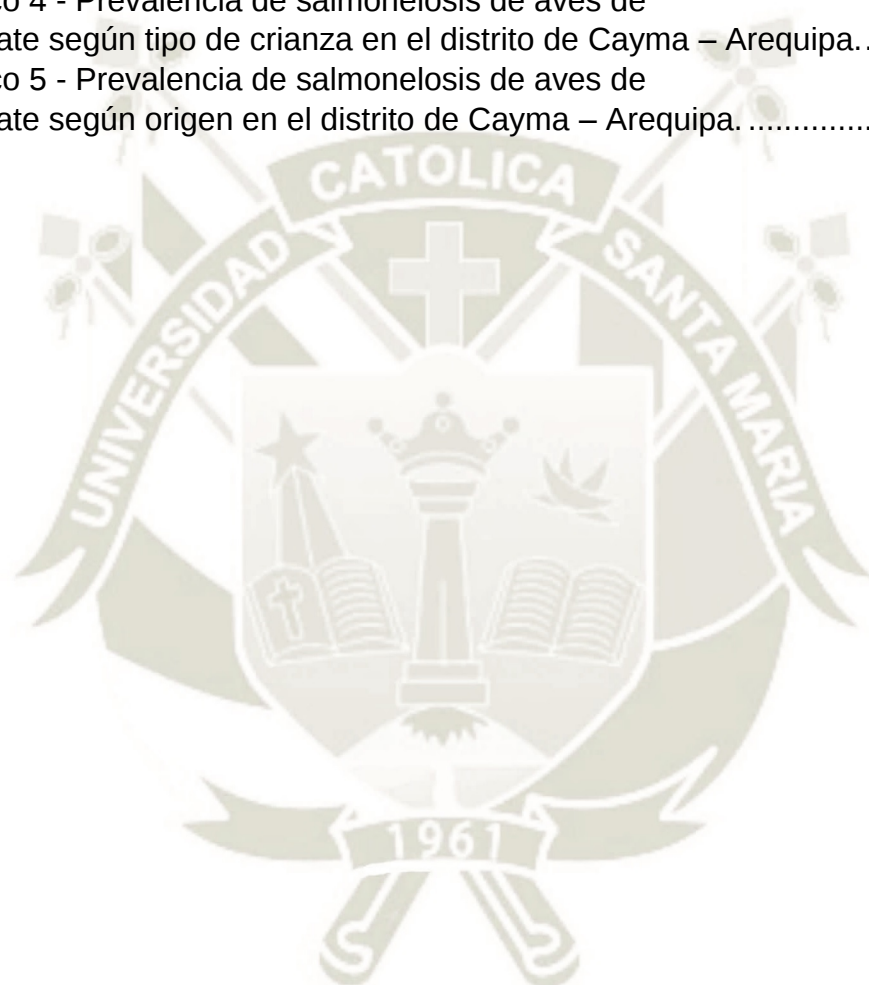
ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1 - Prevalencia general de salmonelosis en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.	88
Cuadro 2 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según edad en el distrito de Cayma – Arequipa.	90
Cuadro 3 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según sexo en el distrito de Cayma – Arequipa.	92
Cuadro 4 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según tipo de crianza en el distrito de Cayma – Arequipa.	94
Cuadro 5 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según origen en el distrito de Cayma – Arequipa.	95
Cuadro 6 - Cuadro de registro.	114
Cuadro 7 - Formato de envío de muestras.	122



ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1 - Prevalencia general de salmonelosis en las aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.	88
Gráfico 2 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según edad en el distrito de Cayma – Arequipa.	90
Gráfico 3 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según sexo en el distrito de Cayma – Arequipa.	92
Gráfico 4 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según tipo de crianza en el distrito de Cayma – Arequipa.	94
Gráfico 5 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según origen en el distrito de Cayma – Arequipa.	95



RESUMEN

El presente trabajo de investigación “Prevalencia de Salmonelosis en aves de combate (*Gallus gallus domesticus*) mediante la técnica de Sero – Aglutinación en Placa fue realizado para determinar la prevalencia de *Salmonella spp.*, en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa, se realizó el estudio de investigación de tipo exploratorio, descriptivo y analítico. Las variables para su procesamiento han requerido de la prueba de chi cuadrado con un nivel de significancia del 5%, sabiendo que el universo total de aves de combate en el distrito de Cayma está comprendido por 3699 animales, mientras que el tamaño muestral fue de 361 aves a partir de las cuales tomamos muestras de sangre en forma aleatoria de un total de doce galpones los cuales están comprendidos dentro de los límites geográficos del distrito de Cayma, también podemos observar que la prueba de chi cuadrado muestra que la prevalencia de salmonelosis según la edad, el sexo, el tipo de crianza y el origen que son las variables independientes que hemos utilizado para el desarrollo del presente trabajo de investigación en aves de combate no presenta relación estadística significativa ($P > 0,05$), es entonces cuando obtenemos como resultados que de las 361 muestras tomadas 19 aves son positivas a *Salmonella spp.*, que representa el 5,3% mientras que 342 aves son negativas a *Salmonella spp.*, que representa el 94,7%, lo que significa la presencia de salmonelosis en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa. En la siguiente variable según edad se encontró 128 animales jóvenes que representa el 35,5% de los cuales 8 son positivos a Salmonelosis que representa 2,22%, 120 son negativos a Salmonelosis que representa 33,24% y 233 animales adultos que representa el 64,5% de los cuales 11 animales son positivos a Salmonelosis que representa el

3,05%, 222 animales son negativos a Salmonelosis que representa el 61,5%, según sexo se encontró 217 animales machos que representa el 60,11% de los cuales 14 son positivos a Salmonelosis que representa 3,88%, 203 son negativos a Salmonelosis que representa 56,23% y 144 animales hembras que representa el 39,89 % de los cuales 5 animales son positivos a Salmonelosis que representa el 1,39%, 139 animales son negativos a Salmonelosis que representa el 38,50%, según tipo de crianza se encontró 172 animales criados en piso que representa el 47,65% de los cuales 6 son positivos a Salmonelosis que representa 1,66%, 166 son negativos a Salmonelosis que representa 45,98% y 189 animales criados en jaula que representa el 52,35% de los cuales 13 animales son positivos a Salmonelosis que representa el 3,60%, 176 animales son negativos a Salmonelosis que representa el 48,75% y según origen se encontró 336 animales propios que representa el 93,07% de los cuales 16 son positivos a Salmonelosis que representa 4,43%, 320 son negativos a Salmonelosis que representa 88,64% y 25 animales adquiridos que representa el 6,93% de los cuales 3 animales son positivos a Salmonelosis que representa el 0,83%, 22 animales son negativos a Salmonelosis que representa el 6,09%.

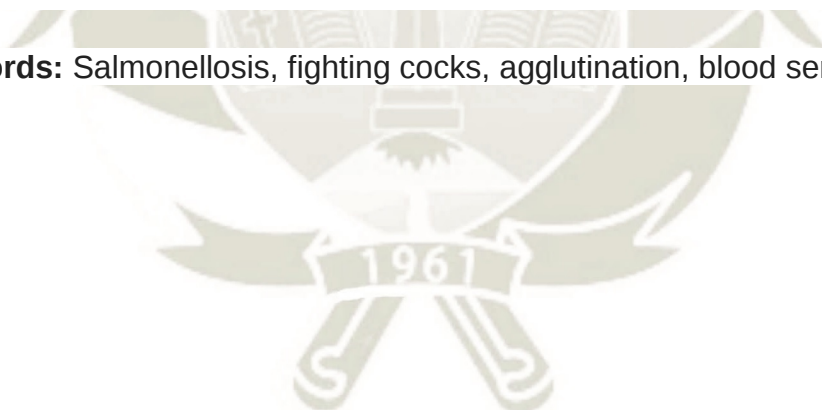
Palabras claves: Salmonelosis, gallos de pelea, aglutinación, suero sanguíneo.

ABSTRACT

The present work of investigation " Salmonellosis Prevalence in fighting cocks (*Gallus gallus domesticus*) through the technique of Plate Agglutination was carried out the exploratory, descriptive and analytical research study. The variables for its processing have required the chi-squared test with a level of significance of 5%, knowing that the total universe of fowl in the district of Cayma is comprised by 3699 animals, while the sample size was 361 birds from which we randomly sample blood samples from a total of twelve sheds which are included within the geographical limits of the district of Cayma, we can also observe that the chi square test shows that the prevalence of salmonellosis according to the Age, sex, type of breeding and origin, which are the independent variables that we have used for the development of this research work in fowl birds, does not present a significant statistical relationship ($P > 0,05$), which is when we obtain results that of the 361 samples taken 19 birds are positive to *Salmonella* spp., which represents 5,3% while 342 birds are negative to *Salmonella* spp., which represents 94,7%, which means the presence of salmonellosis in fowl in the district of Cayma - Arequipa. In the following variable according to age we found 128 young animals representing 35,5% of which 8 are positive Salmonellosis representing 2,22%, 120 are negative Salmonellosis representing 33,24% and 233 adult animals representing 64,5% of which 11 animals are positive Salmonellosis representing 3,05%, 222 animals are negative Salmonellosis that represents 61,5%, according to sex was 217 male animals representing 60,11% of which 14 are positive Salmonellosis representing 3,88%, 203 are negative Salmonellosis representing 56,23% and 144 female animals

representing 39,89% of which 5 animals are positive Salmonellosis representing 1,39%, 139 animals are negative to Salmonellosis which represents 38,50%, according to type of breeding, 172 animals were found raised on floor, representing 47,65% of which 6 are positive Salmonellosis representing 1,66%, 166 are negative Salmonellosis representing 45,98% and 189 animals reared in a cage representing 52,35% of which 13 animals are positive Salmonellosis representing 3,60%, 176 animals are negative to Salmonellosis, which represents 48,75% and according to the origin, 336 animals were found, representing 93,07% of which 16 are positive for Salmonellosis, representing 4,43%, 320 are negative Salmonellosis representing 88,64% and 25 animals purchased representing 6,93% of which 3 animals are positive for Salmonellosis which represents 0,83%, 22 animals are negative for Salmonellosis which represents 6,09%.

Key words: Salmonellosis, fighting cocks, agglutination, blood serum.



1. INTRODUCCIÓN.

1.1. Enunciado del problema.

“Prevalencia de salmonelosis en aves de combate (*Gallus gallus domesticus*) mediante la técnica de Sero - Aglutinación en placa en el distrito de Cayma, Arequipa – 2019”.

1.2. Descripción del problema.

El problema radica en que el sistema de crianza de aves de combate se lleva a cabo como una tradición es decir que muchas veces es llevada de manera empírica y sin un plan sanitario adecuado contra esta enfermedad (Salmonelosis), la cual provoca diversas complicaciones en este sistema de crianza, tales como una alta tasa de mortalidad, un bajo índice de crecimiento y un bajo rendimiento del ave teniendo en cuenta que es un animal destinado a actividades físicas de competencia.

De tal manera sabemos que todas estas complicaciones pueden ser evitadas fomentando una cultura de prevención, control y erradicación de posibles vectores como moscas, palomas, roedores y las malas prácticas de manejo por parte de los criadores.

1.3. Justificación del trabajo.

1.3.1. Aspecto general.

La crianza de aves de combate es una tradición que se mantiene a lo largo del tiempo, es decir que, esta crianza pasa de padres a hijos de generación en generación, por lo tanto, es importante educar a los criadores a tener un mejor plan sanitario, un mayor conocimiento de la enfermedad (Salmonelosis), enseñar los peligros de las enfermedades zoonóticas y en este caso dentro del área del distrito de Cayma – Arequipa.

1.3.2. Aspecto tecnológico.

Con este trabajo utilizamos técnicas y métodos las cuales nos proporcionan un diagnóstico eficaz y definitivo para poder contrarrestar a la enfermedad la cual aqueja a los criadores de aves de combate del distrito de Cayma – Arequipa.

1.3.3. Aspecto social.

Ya que en el distrito de Cayma existe una gran población de aves de combate, es necesario identificar y probar la existencia de esta enfermedad mediante el presente estudio, con la finalidad de reducir e intentar erradicar la enfermedad de salmonelosis en la crianza de dichas aves; Es entonces que nosotros estaríamos contribuyendo de manera favorable a nivel de salud pública, previniendo posibles apariciones de enfermedades zoonóticas como la salmonelosis.

1.3.4. Aspecto económico.

En los últimos años la crianza de aves de combate ha aumentado exponencialmente los costos tanto de alimentación y en la compra de selectos especímenes que muchas veces importados, con el presente trabajo podemos descartar animales que se encuentran afectados y en algunos casos sean portadores de la enfermedad (Salmonelosis); Es entonces que, probaremos que al utilizar esta metodología de diagnóstico podríamos prevenir posibles contagios con esta enfermedad, si se identifican animales que son afectados para poder tomar una mejor decisión sobre estos especímenes antes de introducirlos a nuestro galpón o si la decisión sea retirarlos del mismo.

Estas decisiones afectarán directamente en la economía del criador ya que al tomar una buena decisión se bajarían costos de tratamientos y perdidas por mortandad en los animales, además podemos afirmar que el diagnóstico mediante el método de Sero-aglutinación en placa es confiable, rápido, eficaz y de un bajo costo.

1.3.5. Importancia del trabajo.

La principal importancia al realizar el presente trabajo de investigación es confirmar la “Prevalencia de Salmonelosis” y, así pues, poder contribuir en la sanidad de la crianza de aves de combate en el distrito de Cayma - Arequipa.

1.4. Objetivos.

1.4.1. Objetivo general.

Determinar la prevalencia de *Salmonella spp.*, en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.

1.4.2. Objetivos específicos.

- Determinar la prevalencia de *Salmonella spp.*, según edad, en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.
- Determinar la prevalencia de *Salmonella spp.*, según sexo, en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.
- Determinar la prevalencia de *Salmonella spp.*, según el tipo de crianza, en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.
- Determinar la prevalencia de *Salmonella spp.*, según el origen, en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.

1.5. Planteamiento de la hipótesis.

Dado que existen factores epidemiológicos favorables para el desarrollo de enfermedades bacterianas, es probable que exista la prevalencia de Salmonelosis en la crianza de aves de combate en el distrito de Cayma.

2. MARCO TEÓRICO O CONCEPTUAL.

2.1. Análisis bibliográfico.

2.1.1. Aves de combate.

2.1.1.1. Origen de los gallos de pelea.

La palabra Gallo, proviene del latín *gallus*. Miles de años antes de nuestra era ya se practicaban la crianza, reproducción y distracción de los gallos de pelea. Sin embargo, en tiempos pasados tuvieron orígenes en dos raíces principales que son el *Gallus bankiva* (*Gallus gallus*) y el *Gallus sonnerati* (Gallo giro de la selva), ambos del Asia menor, llamado este último en la India “Katukoli”.

Si pudiéramos retroceder el tiempo e imprimir imágenes, tuviéramos en primer plano a gente tan antigua como Adán y Eva observando y azuzando apasionadamente a sus gallos como pasatiempo predilecto; sobre todo, si pensamos que, en esos primeros años de la vida, no había televisión por cable, radio, cine, carros, motos, aviones, juegos electrónicos y mucho menos internet.

En la era moderna se conocen aún, algunas razas salvajes, pero se estima como superior y excelente entre los mejores, el gallo Asil que todavía se encuentra en la isla de Java, en el Asia.

El gallo ha estado vivo y presente en toda la historia de la humanidad, ya sea por ser un ave que espanta los males como en Irán, ave “Sagrada” en el código Mamu de la India. Modelo e inspiración de artistas y colección de arte en los museos de Turín, Génova, Valencia, New York, Madrid, Louvre o en Grecia, en la cimera de Minerva, al lado de los dioses Marte o Mercurio, en millones de monedas, en escudos, así como, está presente en el cristianismo que se presenta entre San Pedro y Jesucristo.

Fueron generales griegos como Temístocles, quien antes de la batalla de “Salamina”, presenciando un combate de peleas de gallos en una plaza de Atenas, en su alocución al pueblo y aludiendo al valor de sus ciudadanos,

preguntó si estaban dispuesto a defender la libertad de la patria, así como morían en combates las aves por el placer de vencer.

Eran lógicos esos llamados del general Temístocles de morir o vencer en esos tiempos, cuando no existía la bomba atómica, misiles, pájaros negros, armas biológicas, rayos láser, botones rojos e interferencias telefónicas.

La lucha era de inteligencia, habilidad y fuerza como la de los “Gladiadores emplumados”.

Los griegos no sólo expandieron la pasión por los gallos en todos sus dominios, sino también obligaron a sus ciudadanos jóvenes a ver, por lo menos, una pelea de gallos al año, para aprender de las aves su moral de combate⁴⁰.

2.1.1.2. Historia de las peleas de gallos.

Está comprobado que el origen del gallo de combate surgió en el lugar conocido como Medina, país áspero, frío y montañoso del Asia menor cerca de Babilonia.

Como ya lo habíamos señalado, gracias al interés de los griegos, el placer por la pelea de gallos pudo fácilmente trasladarse a Francia, Roma, Inglaterra y España.

Cuando los conquistadores desembarcaron en América, muchos de ellos trajeron sus gallos de combate debajo del brazo y; es por ello que, se cuenta la anécdota de que al llegar a México el conquistador Hernán Cortes, entre las primeras cosas que hizo, fue construir su gallinero para criar gallos de peleas. No por nada, México es uno de los países donde se disfruta más el deporte de los gallos.

Lo mismo hicieron los jefes de los virreinos de Perú, donde, Doña Inés de Suárez, apasionada de las aves, se dedicó a criar gallos de peleas según, escritos históricos de la Colonia. Doña Inés, posteriormente como compañera de vida de Don Pedro de Valdivia, fundador de Santiago de Chile, siguió promoviendo las peleas de gallos, donde se juegan hasta hoy.

Y si queremos ir un poquito más lejos, en la “Biografía de Cleopatra” de Oscar Von Wertheimer, en una de sus partes el escritor narra que uno de los

pasatiempos en Alejandría de la "bella" y el romano Marco Antonio, eran las peleas de gallos. En esos años la vida transcurría entre el amor, la guerra y las peleas de gallos.

Han sido varios las personalidades galleras en el mundo, como, por ejemplo, algunos gobernantes estadounidenses como: George Washington, Andrew Jackson y Abraham Lincoln, de quien se dice que hasta le gustaba fungir como juez en la arena. A quien se considera un gran criador y gallero fue, sin lugar a dudas, al presidente Andrew Jackson quien siguió siendo gallero durante su estadía en la Casa Blanca.

En toda América se considera al general mexicano Antonio López de Santa Ana y al norteamericano Nick Arrington, como los más célebres deportistas galleros de todos los tiempos.

Los gallos llegados a América latina tienen el origen español y como raíz el *Gallus bankiva*, los gallos norteamericanos tienen orígenes inglés o irlandés y todas las razas norteamericanas han recibido el nombre de sus criadores quienes las van mejorando de acuerdo a su requerimiento de lucha o corte.

Al entrar el tercer milenio, las peleas de gallos son tan apasionadas como cuando Adán y Eva, Cleopatra y Marco Antonio y, Doña Inés y Pedro de Valdivia empezaron su gusto por tan vehemente deporte.

En cuanto a las peleas de gallos, se puede decir que, es el continente asiático el asiento de éstas, pues, en los antiguos textos chinos que datan de hace unos 1500 años a.C., ya se hace mención de ellas. Otra referencia documentada concierne al general ateniense Temístocles (525–460) mencionado con anterioridad, el cual, al ver pelear unos gallos vaticinó la victoria sobre los persas. Por su parte, los romanos los organizaban para entretener y enardecer a las legiones para los cristianos, fueron fuente de inspiración para el valor que debían tener en las persecuciones.

Cuando los españoles con base en la violencia se instituyeron definitivamente en nuestro territorio, nos impusieron muchas costumbres, ritos, y aficiones que traían consigo. En tiempos coloniales, cuando ya nos habían legado infinitudes de sus tradiciones, algunas, con tintes paganas, como la conmemoración de las

fiestas religiosas en honor a un Santo Patrono, hecho preestablecido según el santoral, el santo correspondiente era el que regía el día de fundada la población, conjuntamente surgió en la zona afición por las peleas de gallos finos.

Estos animales, de bella estampa, esconden tras de sí un instinto asesino que los conlleva siempre a arremeter contra el adversario; su veracidad y el honor, con que hacen respetar su casta. Ha conducido a muchos seguidores suyos a dedicarse, de manera minuciosa, a su cría, desde su nacimiento hasta su muerte natural o en combate; de tal forma que, hasta ha causado disoluciones de hogares, por el abandono del mando a la mujer, por su total consagración a los animales en mención.

A través del tiempo, el hombre ha sido un fiel admirador de la estirpe de esta raza, al punto de dedicarse a él, disponiendo de todos los medios a su alcance, con la finalidad de mejorar cada vez más sus virtudes innatas de guerrero.

Además de hacer gala de su gallardía hasta la muerte, el gallo con su canto madrugador se ha constituido para nosotros en el signo señalizador del comienzo de un nuevo día, hasta se comentan que predicen catástrofes naturales: terremotos, huracanes, etc⁴⁰.

2.1.1.3. Orígenes en nuestra región.

Los gallos finos de nuestra región fueron traídos por los españoles en época de la conquista pertenecen a la raza banquivoide (*Gallus gallus*), del grupo de los galliformes domesticados en la India y en Sumatra, donde aún conviven diversos tipos de gallos en estado salvaje⁴⁰.



**Imagen 1 - *Gallus bankiva*.
(Cogorno C.)⁸.**

2.1.1.3.1. Región Sur Ocoña, Camaná, Arequipa.

En Ocoña, en la región Arequipa a 10 minutos del norte de Camaná: “Pienso que el gallo de pelea tenía mucho de oriental y después ya fue variando el tipo por influencia del tiempo de pelea. Se quería gallos más rápidos. Antes, eran gallos tipo gladiadores. Se podía jugar media hora, o tres cuartos de hora. cuando he venido a Lima deje el tipo fuerte, que jugaban más de media hora; aunque pienso que fue a raíz del campeonato latinoamericano que gano Wilson Mazuelos en la década del 70 en Centroamérica en Honduras. Fue el primer peruano que salió y ganó con su gallo Carmelo que fue el que definió el campeonato pues se participaba con varios gallos⁹.

2.1.1.3.2. Sobre el gallo actual.

Hoy en día, peleamos gallos con muchos tipos espuelas sintéticas, carey y espina de pez sierra. Lo único que mantienen en los reglamentos y las costumbres, es la prohibición al uso de espuelas metálicas. Las espuelas más eficaces, siguen siendo las espinas de pez sierra, aunque por lo elevado de los precios de venta, para muchos son prohibitivas y derivamos en el uso de espuelas sintéticas generalmente las de fibra de vidrio, las que hay en varias calidades y precios; también son usadas con menos frecuencia, las espuelas plásticas de 5 cm, que si son obligatorias en campeonatos y eventos internacionales.

El tipo de gallo que jugamos en la actualidad, es principalmente el español y caribeño y no tienen estructura ósea y muscular, para soportar y asimilar el castigo con las armas actuales, es por ello que las peleas se desenvuelven rápidamente y por ello los reglamentos y las costumbres, han reducido los tiempos máximos en las peleas. El aspecto negativo de ello, es que ha desmejorado la calidad en la preparación de los animales, pues los preparan rápidamente y en serie sin mantener en ellos una observación adecuada.

Vamos perdiendo por ello, una adecuada estructura física los animales y a la vez no podemos controlar la combatividad en el extremo en los mismos, es decir, su última ley y esto degenera la calidad en las líneas de crianza, debiendo recurrir necesariamente a la compra de animales importados. En buena cuenta esto es

producto de aficionados jugadores más que criadores; cuando en la balanza debe inclinarse dándole mayor peso al criador que al jugador, pues el criador es el quien se esmera en lograr un producto óptimo para luego llevar al coliseo. Hoy en día, lo compran; es lo más sencillo⁹.

2.1.1.3.3. Tipo.

El tipo actual del gallo que se pelea en el Perú, en general está dentro de un rango de peso entre 3:08 libras y 4:02 libras. Son animales de hueso delgado, aves voladoras, descargadas, con músculos de fibra ligera, cabeza aerodinámica, a las bien insertadas en el pecho y sacos aéreos desarrollados⁹.

2.1.1.3.4. Estilo de pelea.

Muy ligeros, de acierto variable, con frecuencia animales sin defensa en el estilo de pelea, aunque los que la poseen, es en base de movimiento de cabeza, buena entrada, revoleadores, no asimilan castigo, por la osaenta y el tipo de fibra muscular, lo cual los hace vulnerables a la ofensa con las armas actuales que usamos. Pocos animales pelean en corto y metidos, la mayoría mantiene distancia⁹.

2.1.1.3.5. Actitud del aficionado.

En el Perú, se han reducido los criadores y se han incrementado los jugadores. Tendemos a comprar gallos y presumir que se posee una línea de forma errada. Sin darnos cuenta, nos hemos vuelto compradores de gallos, de reglamentos, de equipos, simulando costumbres ajenas. Esto hace que el verdadero criador, el analítico, encuentre con facilidad el tipo de gallo criollo más efectivo y superior al común denominador que encontramos en los coliseos.

Con frecuencia, el aficionado cree que, añadiendo productos biológicos en exceso, como antibióticos, vitaminas, anabólicos y otros más, los animales en crianza mejoran y son más efectivos en las peleas. Probablemente se logran resultados inmediatos, aunque a largo plazo, conlleva a la degeneración de la población, por reducir de manera significativa la rusticidad, elemento imprescindible. Los productos biológicos y las drogas, no le otorgan al gallo mayor acierto y otras cualidades genéticas⁹.

2.1.1.3.6. Evolución de genética de los gallos de pico.

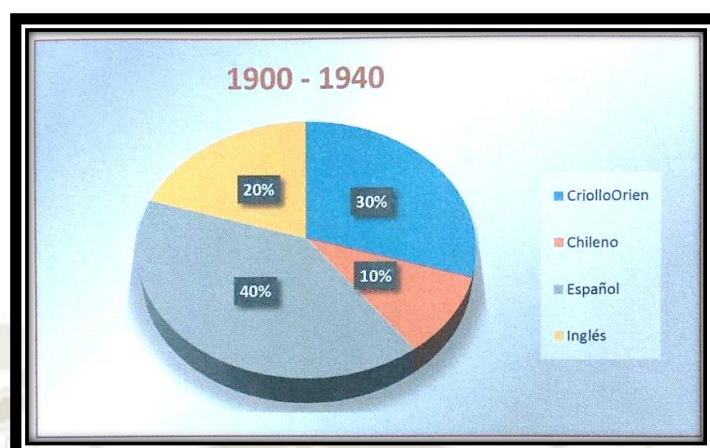


Imagen 2 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1900 - 1940).
(Cogorno C.)⁹.

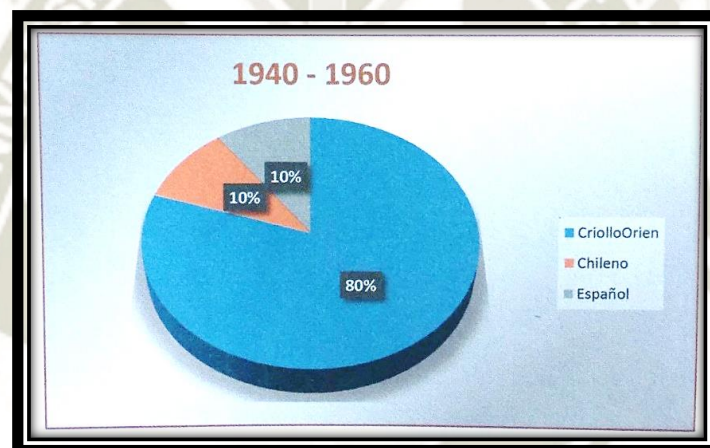


Imagen 3- Evolución de genética de los gallos de pico. (1940 - 1960).
(Cogorno C.)^{9,9}

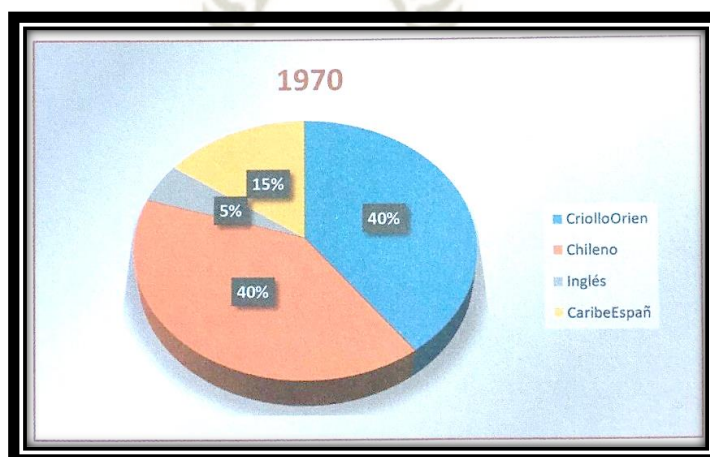


Imagen 4 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1970).
(Cogorno C.)⁹.

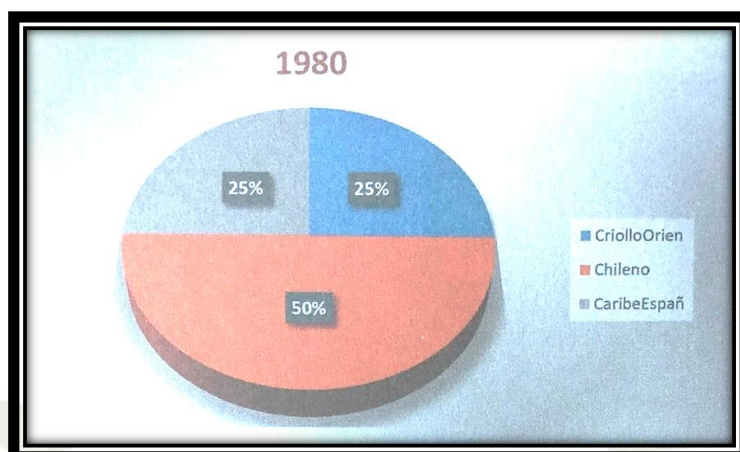


Imagen 5 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1980).
(Cogorno C.)⁹.

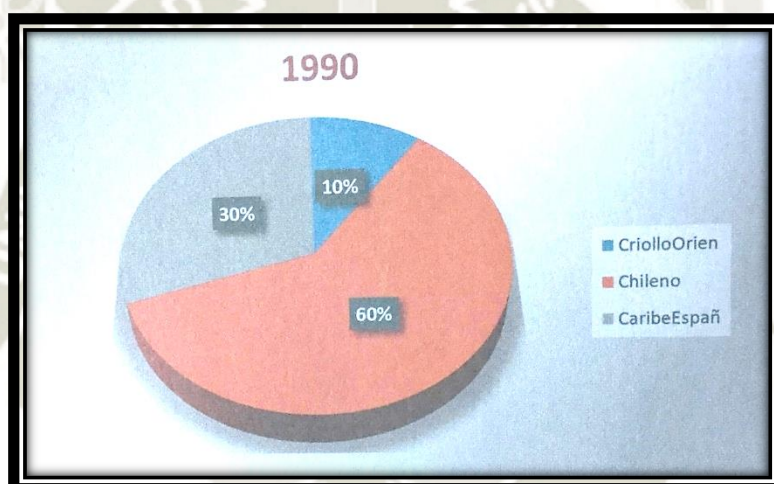


Imagen 6 - Evolución de genética de los gallos de pico. (1990).
(Cogorno C.)⁹.

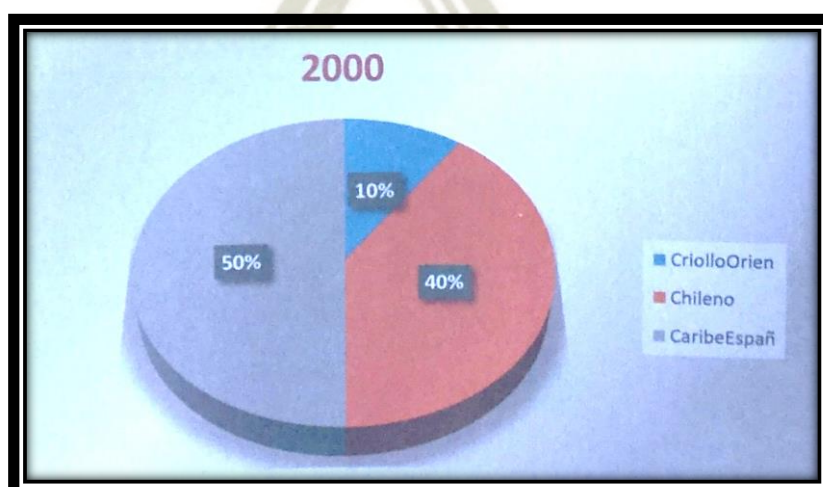


Imagen 7 - Evolución de genética de los gallos de pico. (2000).
(Cogorno C.)⁹.

2.1.1.4. Origen del gallo de a pico y espuela. (Gallo piquero).

La afición de los gallos de combate en el Perú tuvo su mayor auge durante el gobierno del Virrey del Perú, Manuel de Amat y Junyent (1761 – 1776). Este Virrey fue el primero en reglamentar la “Riña de Gallos en el Perú”.

Parece ser que a medida que esta afición iba captando más adeptos, algunos criadores prefirieron mantener un tipo de gallo y por supuesto un estilo de pleito y arma; de espuela, a la cual denominaron “gallo de a pico” debido a la forma de pelear de las aves, las cuales empleaban el pico para sujetarse del gallo rival mientras lo golpeaba con sus patas armadas de espuelas. En el otro caso, cierto grupo de criadores prefirió emplear razas más fuertes poderosas y de mayor peso, las cuales al ser introducidas al tipo de gallo que se peleaba en el Perú, se produjo un tipo de gallo diferente con un estilo propio y único en América hasta en la forma de arma, el cual se diferenciaba del original introducido por los españoles. A este gallo se le denomina “Gallo de Navaja Peruano”.

Para el periodo de 1960 – 1980, abrieron nuevos coliseos y hubo grandes cambios en el tipo de gallo, reglamentos, modalidad, límites de peleas y dinámica del espectáculo.

Se cambió el tipo de arma de “la espuela= natural o prensada postiza” (de 1 cm a 3 cm.) a espina de pez sierra (3 cm a 7 cm.), pasando por una serie de materiales no metálicos (como carey, espina de raya, cuerno de venado, hueso, diente de lobo, etc.).

El tiempo en que duraba la pelea pasó de ser la denominada “libre” en 1940 a 1 hora en 1960 y a 8 minutos en la actualidad.

En la actualidad existen cerca de 30 coliseos de gallos de pico y espuela. Jugándose principalmente entre los meses de mayo a diciembre⁴⁰.



Imagen 8 - *Gallus gallus domesticus*. (Macho).
(Lesu L.)²².



Imagen 9 - *Gallus gallus domesticus*. (Hembra).
(Lesu L.)²².

2.1.1.5. Anatomía.

2.1.1.5.1. Introducción.

En muchas ocasiones se requiere muestras de sangre para llevar a cabo pruebas serológicas o hematológicas. Para seleccionar la técnica más adecuada en un caso particular se debe tener en cuenta:

- a) Edad y tamaño del ave.
- b) Volumen de sangre requerido.
- c) Destino posterior del ave, entre el cual puede contarse reingreso a la parvada, conservación de aquella para tener obtener muestras subsecuentes o sacrificio inmediato³³.

Tabla 1 - Lugares para la venopunción y la venosección.

	Cefálica	Alar	Oreja	Amputación	Coccígea	Orbital	Yugular	Femoral	Cardiaca
Pollo	-	+++	-	-	-	-	+++	-	+

- + Alternativa posible.
- ++ Vía aceptable.
- +++ Vía preferente.
- - No recomendado²⁸.

Fuente: (Morton D.)²⁸.

2.1.1.5.2. Extracción de la de sangre de la vena braquial.

Esta técnica se emplea rutinariamente en parvadas de reproductoras para detectar reductoras positivas a pullorosis y tifoidea. Se basa en una prueba de aglutinación. Para poder observar la vena braquial, es necesario retirar algunas plumas de la superficie ventral de la región del ala. La vena corre a lo largo de la depresión entre los músculos el bíceps braquial y el tríceps humeral.

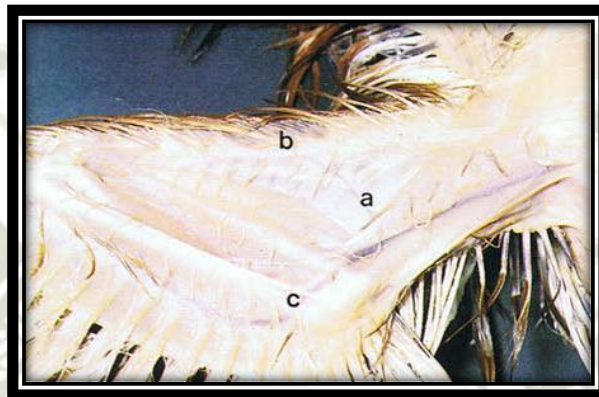
Esta técnica se emplea para llevar a cabo pruebas serológicas y hematológicas en aves vivas de las cuales se desea obtener un volumen mayor de sangre (de 1 a 3 ml). Se recomienda exponer la vena del ala derecha y posteriormente inmovilizar ambas alas con la mano izquierda. Hay que extraer la sangre, la aguja debe insertarse en dirección contraria del flujo sanguíneo. Es conveniente utilizar agujas nuevas y cuidar de que el vacío aplicado el émbolo se haga con lentitud, al fin de no colapsar las venas³³.



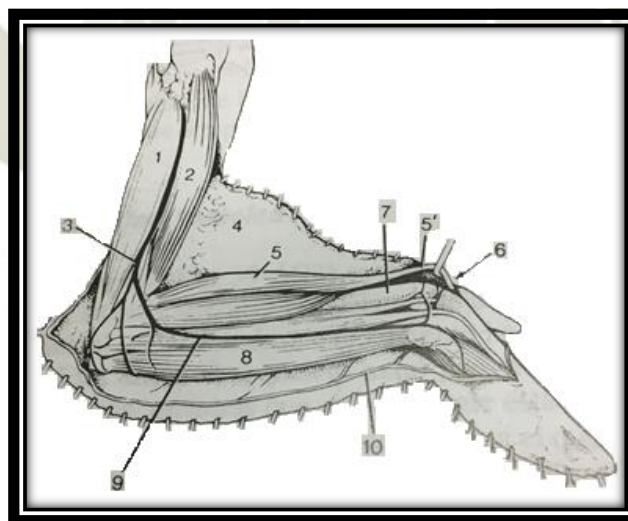
Imagen 10 - Extracción de sangre de la vena braquial. Obsérvese la posición de la aguja: Paralela a la vena y por abajo de la articulación. (Perusquia M.)³³.

2.1.1.5.3. Anatomía del ala de las aves.

El pliegue triangular de la piel que forma el borde delantero del ala entre los hombros y la articulación carpiana es el propatágio (a) en su borde craneal es el ligamento propatagial elástico (b). El propatágio sirve para aumentar el área de la superficie del ala y es accionado por varios músculos. La vena cubital (c) se usa frecuentemente para inyecciones intravenosas²⁵.



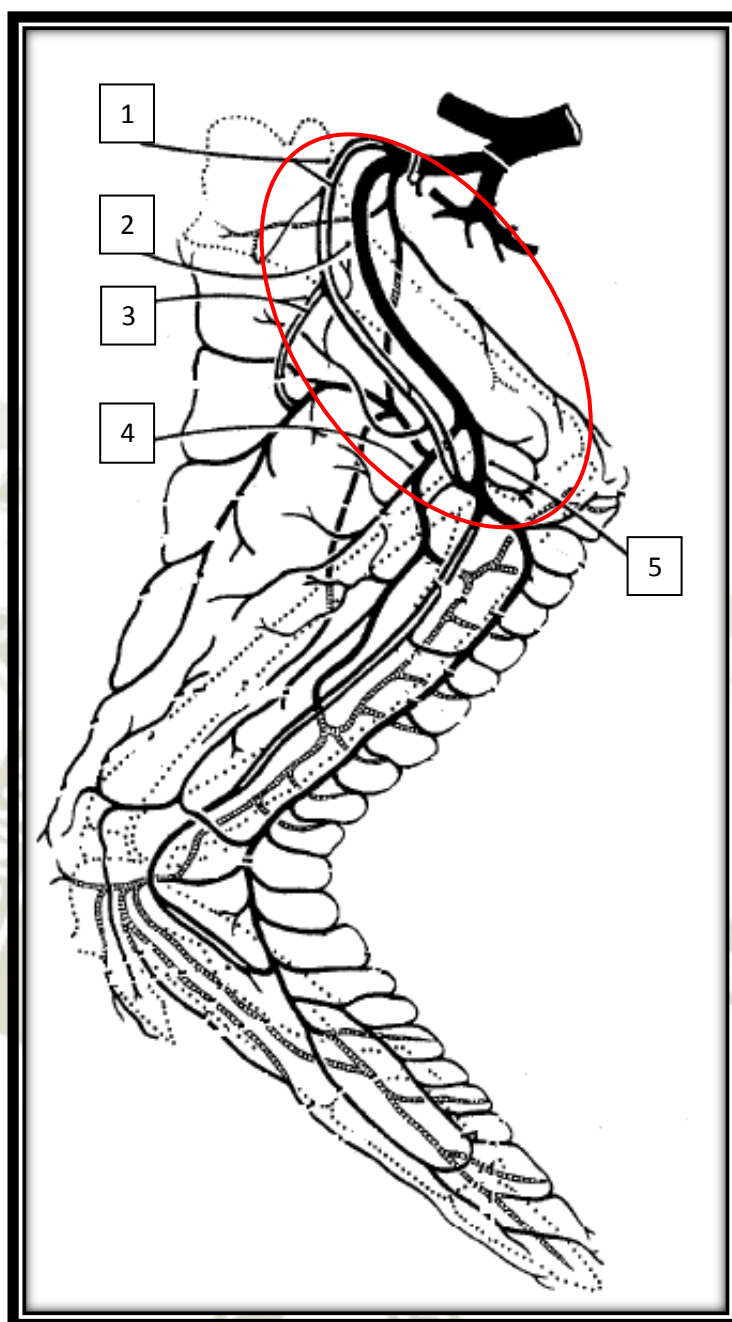
**Imagen 11 - Borde delantero de un ala de pollo.
(McLelland J.)²⁵.**



**Imagen 12 - Disección superficial del ala izquierda extendida lateralmente,
cara ventral.
(Wensing.)⁵¹.**

Leyenda

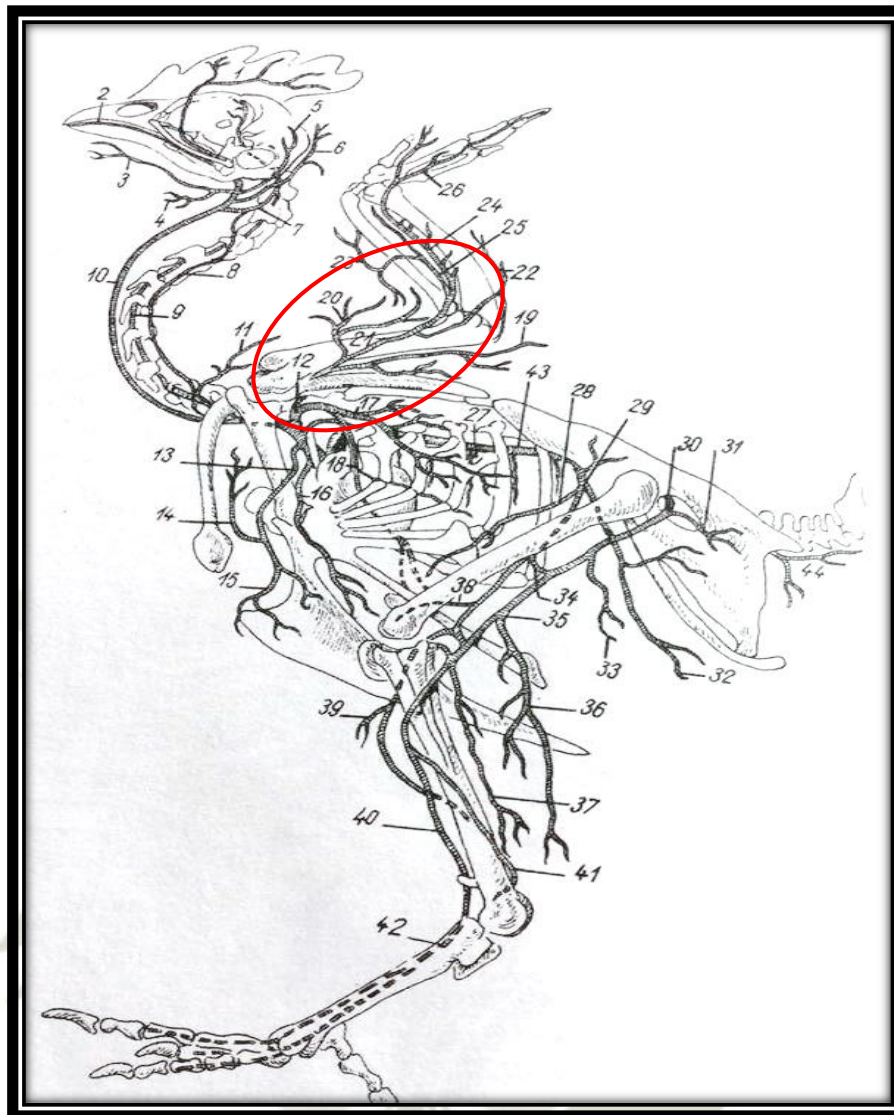
Disección superficial del ala izquierda extendida lateralmente, cara ventral. 1.- M. tríceps; 2.- M. bíceps; 3.- Vena braquial; 4.- Pliegue de la piel (Propatagium); 5.- M. extensor carporradial; 5'. – Tendón del musculo extensor carporradial; 6.- Articulación del carpo; 7.- Parte subcutánea del radio; 8.- M. flexor carpocubital; 9.- Vena cutánea cubital (del ala); 10.- Piel reclinada⁵¹.



**Imagen 13 - - Venas de ala; Paloma. Lado Derecho, Vista Ventral.
(Baumel J.)³.**

Leyenda

Las líneas discontinuas representan vasos dorsales al esqueleto del ala. Tenga en cuenta que: 1.- Vv. brachialis. 2.- V. basilica. 3.- V. bicipitalis. 4.- V. radialis. 5.- V. ulnaris profunda es la vena antebraquial más fuerte, mientras que su arteria correspondiente es bastante débil³.



**Imagen 14 - Sistema circulatorio arterial de la gallina.
(Cogorno C.)⁸.**

Leyenda

1 – A. facialis; 2 – A. paulatina; 3 – A. sublingualis; 4 – A. esophagea descendens; 5 – A. hyoidea; 6 – A. occipitalis; 7 – A. carotis interna; 8 – A. comes n. vagi; 9 – A. vertebralis; 10 – A. carotis comunnis; 11 – A. acromialis; 12 – A. subclavia; 13 – A. sternoclavicularis; 14 – A. clavicularis; 15 – A. sternalis; 16 – A. thoracica interna; 17 – A. thoracica externa; 18 – A. thoracica externa ventralis; 19 – A. profunda brachii; 20 – A. circumflexa humeri cranialis; 21 – A. brachialis; 22, 23 – A. rami musculares; 24 – A. ulnaris; 25 – A. radialis; 26 – A. ramus digitalis a. ulnaris; 27 – A. intercostales; 28 – A. circumflexa femoris; 29 – A. femoralis; 30, 35 – A. ischiadica; 31 – A. rami musculares; 32 – A. pelvina; 33 – A. profunda femoris; 34 – A. nutricia osis femoris; 36 – A. femoris caudalis; 37 – A. tibialis caudalis; 38 – A. genu suprema; 39 – A. tibialis medialis; 40 – A. tibialis cranialis; 41 – A. tibialis lateralis; 42 – A. metatarses dorsalis communis; 43 – Aorta descendes; 44 – A. pudenda⁸.

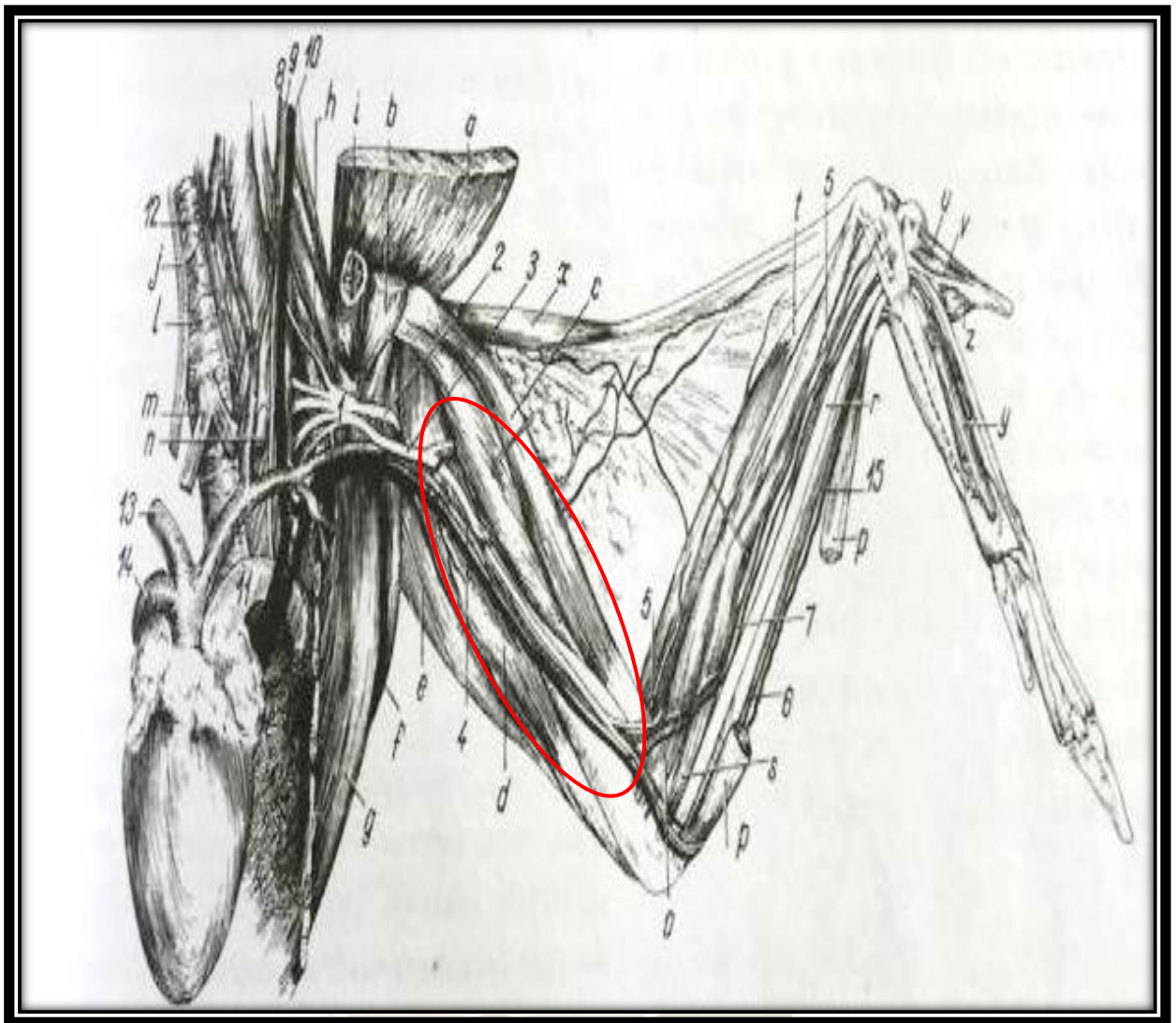


Imagen 15 - Vasos y nervios del ala de la oca, en relación topográfica con los músculos (Posición ventral). (Cogorno C.)⁸.

Leyenda

a – M. pectoralis superficialis; a – M. coracobrachialis externus; c – M. bíceps brachii; d – M. triceps brachii; e – M. triceps brachii, caput ventrale; f – M. latissimus dorsi; g – M. teres major et m. infraspinatus; i – Os. coracoides; j – M. sternolaryngeus; l – Trachea; m – M. sternotrachealis; n – Gl. thyroidea; o – M. pronator brevis; p – M. flexor carpi ulnaris caudalis; r – M. flexor digiti superficialis; s – M. pronator longus; t – M. extensor carpi radialis superficialis; u – M. extensor digiti secundi; v – M. adductor digiti secundi; x – M. tensor palagii longus; y – M. interosseus ventralis; z – M. flexor digiti secundi brevis; 1 – Plexus brachialis; 2 – N. Brachialis dorsalis; 3 – N. Brachialis ventralis; 4 – A. V. Brachialis; 5 – N. medianus; 6 – N. ulnaris; 7 – A. V. ulnaris; 8 – A. comes n. vagi; 9 – N. vagus; 10 – V. jugularis sinistra; 11 – A. pulmonalis; 12 – A. carotis communis; 13 – A. brachiocephalica dextra; 14 – Aorta; 15 – V. cutánea ulnaris⁸.



**Imagen 16 - Toma de Muestra de Sangre.
(CENAPRECE)⁷.**

2.1.1.5.4. Precauciones.

Una muestra de sangre fresca nunca debe ser refrigerada inmediatamente después de su obtención, ya que esto interfiere el proceso de coagulación⁴⁹.



**Imagen 17 - Toma de Muestra de Sangre.
(Valladares de la Cruz J.)⁴⁹.**

2.1.1.6. Biología.

2.1.1.6.1. Aparato digestivo.

Se inicia en el pico, cuya base ósea la integran, por un lado, los huesos nasal, maxilar y pre - maxilar, y por otro, el esqueleto mandibular. Todos estos huesos quedan revestidos por un estuche córneo epidérmico muy duro denominado ranfoteca. El pico, cuya forma depende del tipo de alimentación, sustituye a los labios, carrillos y dientes de los mamíferos, y algunas aves lo utilizan como órgano prensil (psitácidas).

Ocasionalmente, en aves enjauladas se produce un sobrecrecimiento exagerado de las valvas superior e inferior, que impide la normal ingestión de alimentos.

Las cavidades oral y faríngea se describen como una única cavidad orofaríngea, caracterizada por la existencia de un largo paladar duro y presencia de papilas cornificadas dispuestas en hileras. No suele existir, por lo tanto, ni paladar blando ni nasofaringe, de modo que las coanas y trompas auditivas se abren a la cavidad bucofaríngea a través de sendos orificios o hendiduras que perforan el paladar.

Por lo general, la lengua se adapta a la forma del pico, y puede ir provista de papilas filiformes, como en las palmípedas. Estas papilas, junto con las laminillas córneas del pico actúan como barrera para el filtrado del alimento. Al no masticar, las glándulas salivares se reducen considerablemente.

La faringe se continúa con el esófago, cuyo orificio de entrada (vestíbulo esofágico) debe ser localizado para rehidratar o alimentar al ave extenuada. En su inicio, el esófago se sitúa entre la tráquea y los músculos cervicales, pero enseguida se desvía hacia la derecha, manteniendo esta posición en su recorrido por el cuello. Aunque no en todas las especies, el esófago suele presentar una dilatación llamada buche, que actúa como reservorio de alimentos (en él no hay digestión).

La forma del buche difiere con la especie, desde una simple dilatación (aves acuáticas), bolsas (rapaces y granívoras), doble bolsa (paloma) o a modo de “S” (psitácidas). Tanto el esófago como el buche son formaciones subcutáneas

fácilmente palpables y accesibles quirúrgicamente. Una vez rebasa el corazón y los pulmones, el esófago desemboca al estómago, donde se distinguen dos porciones: proventrículo y molleja.

El proventrículo, ventrículo subcenturiado o estómago glandular, está en contacto ventral con el lóbulo izquierdo del hígado. Presenta una pared rica en glándulas que segregan mucus, enzimas (pepsina) y ácido clorhídrico. Este último componente, en las aves carnívoras (rapaces) es imprescindible para la digestión de la carne e incluso de los huesos ingeridos.

La molleja o estómago muscular, queda más caudal y también se relaciona con el hígado, pero establece un contacto más extenso con el esternón y la parte ventral de la pared abdominal izquierda. Suele alojar granos de arena y piedras para favorecer el triturado del alimento, lo que funcionalmente suple la carencia de dientes en las aves. Su pared muscular es más potente en las granívoras que en las carnívoras, y su mucosa segrega una sustancia queratinizada que la protege de los posibles daños que pueden causar los guijarros o piedrecillas ingeridas.

El intestino queda comprendido en el saco peritoneal ventral, ocupa la parte caudal de la cavidad corporal y establece relación con la molleja y los órganos reproductores. Consta de duodeno, yeyuno, íleon, dos sacos ciegos y un recto. Su longitud y desarrollo dependen del tipo de alimentación, siendo muy largo en las aves granívoras y herbívoras, y más corto en las frugívoras y carnívoras. En el yeyuno puede ser observado el divertículo vitelino, resto del primitivo saco vitelino que durante los primeros días de vida nutrirá al pollito recién eclosionado. Los ciegos, ausentes en las psitácidas, se abren en la zona de tránsito del intestino delgado al grueso. Su tamaño también depende del tipo de alimentación, siendo muy corto en las granívoras y muy largo en las herbívoras. Parece ser que los ciegos facilitan la digestión de la celulosa, la absorción de agua, e incluso, en ciertas aves como las palomas, dada su riqueza en tejido linfático actúan como auténticos órganos defensivos. El recto desemboca en la cloaca, zona de encrucijada también para la desembocadura de los conductos genitales y urinarios¹⁵.

Fisiológicamente se divide en tres compartimentos:

a) Coproceo: Compartimento más craneal donde termina el recto y se acumulan las heces.

b) Uroceo: Compartimento medio donde desembocan los conductos urogenitales.

c) Proctoceo: Compartimento caudal, que comunica al exterior a través del orificio cloacal, provisto de musculatura esfintérea. Dorsalmente presenta la bolsa de Fabricio, pequeño saco impar de naturaleza linforreticular, situado retroperitonealmente. Indicar también que la gran capacidad digestiva que presentan las aves hace que sean capaces de utilizar la mayor parte del alimento ingerido, por lo que sus excrementos, aunque numerosos, son de escaso tamaño. En la exploración del ave es interesante observar el estado de las plumas que rodean la cloaca. En casos de diarrea estas plumas siempre estarán manchadas por heces.

En cuanto a las vísceras anexas al tubo intestinal, el hígado queda envuelto en 4 sacos peritoneales (dos sacos hepáticos ventrales y dos dorsales). Presenta dos lóbulos principales, derecho e izquierdo; del izquierdo surge el conducto hepatopancreático que drena la bilis directamente al duodeno. Del derecho parten dos cortos conductos hepatocísticos que llevan la bilis a la vesícula biliar (ausente en ciertas especies de psitácidas, la paloma y el avestruz). Desde aquí, la bilis será vertida al duodeno mediante el conducto cístico entérico. En el páncreas se describen tres lóbulos (dorsal, ventral y esplénico) y de cada uno de ellos arranca el correspondiente conducto pancreático hacia el duodeno. La forma del bazo es variable y queda situado entre la molleja, el proventrículo y la vesícula biliar, no actuando como reservorio sanguíneo.

Por lo general, indicar que las aves ingieren diariamente alimentos que suponen el 25 a 30% de su peso corporal, dado su alto metabolismo. Así, se requieren grandes aportes energéticos, por lo que las aves de menor tamaño, como los pequeños passeriformes, sucumben fácilmente si permanecen varias horas con el intestino vacío.

Ello da lugar a que dichas aves necesiten comer mucho y de forma frecuente¹⁵.

2.1.1.6.2. Sistema urogenital.

Los riñones quedan empotrados en sendas fosas labradas en la cara ventral de los huesos sinsacro e ilion. Cada uno de ellos está dividido en tres lóbulos y no existe un límite preciso entre la corteza y la médula, por lo que hay numerosos cálices renales por lóbulo. Destacar la existencia del ya mencionado sistema porta renal. Éste se origina en virtud de que las dos venas iliacas externas y el tronco venoso de las últimas porciones del intestino se resuelven en capilares que penetran en los riñones, de donde nacen dos vasos eferentes (uno por cada riñón) que desembocan a la vena cava caudal. Las inyecciones en el muslo no son recomendables, pues los medicamentos pueden pasar al riñón por este sistema porta y ser eliminados sin llegar a la circulación general. La orina es transportada por los uréteres, que discurren junto al borde medial de los riñones y se dirigen caudalmente hasta desembocar en la cloaca (uroceo), no desarrollándose vejiga urinaria. Las aves excretan una orina semisólida (en el uroceo se produce una gran absorción de agua) rica en cristales de ácido úrico, factor importante en la predisposición a padecer procesos de gota.

Respecto a los órganos genitales masculinos destacar que los testículos son intraabdominales (endorquidia fisiológica) y se sitúan en las inmediaciones del polo craneal de los riñones. El izquierdo suele ser algo mayor que el derecho. En especies sin dimorfismo sexual es necesario recurrir a la endoscopia para discernir el sexo¹⁵.

Para realizar la misma, se utilizan dos vías de acceso: Una, a través de la escotadura del esternón situada entre la penúltima y última costilla, inmediatamente por debajo del borde craneal del músculo sartorio; y otra, por la parte superior de un triángulo formado entre el extremo proximal del fémur, la última costilla y el borde craneal del pubis²⁴.

El epidídimo se localiza fijado al borde dorsomedial del testículo y los conductos deferentes desembocan también en el uroceo. La temperatura óptima para la producción de espermatozoides se consigue gracias a la refrigeración que se produce por el contacto con los sacos aéreos abdominales durante la inspiración forzada. No existen glándulas genitales accesorias y el órgano copulador suele

ser bastante rudimentario (papila peneana), aunque en determinadas especies palmípedas) llega a alcanzar los 8 cm. de longitud.

Los órganos genitales femeninos se caracterizan por el desarrollo exclusivo del ovario y oviducto izquierdos. Sin embargo, en algunas rapaces, el ovario y oviducto derechos son los funcionales. En actividad sexual, el ovario ofrece un aspecto a modo de racimo, debido a los numerosos folículos que afloran a su superficie. Los ovocitos contenidos en los folículos se ven pronto envueltos por capas de vitelo (futura yema de huevo). El oviducto cumple dos funciones: la de hacer que el óvulo progrese hacia la cloaca y, por otra parte, segregar las sustancias que lo van a proteger del medio ambiente. Las porciones que se describen son las siguientes: infundíbulo, magnum, istmo, ampolla, útero y vagina.

En el magnum y el istmo se formará la mayor parte de la albúmina, mientras que en la ampolla tendrá lugar la formación de las membranas de la cáscara, formándose esta última en el útero. La vagina es el último segmento del oviducto y en ella se segrega la cutícula y el pigmento específico del huevo: Su desembocadura tiene lugar en el uroceo a la izquierda del lugar donde lo hicieron los uréteres¹⁵.

2.1.1.7. Clasificación taxonómica del ave de combate.

Tabla 2 - Clasificación taxonómica del ave de combate.

Reino	Animal
Tipo	Cordados
Subtipo	Vertebrados
Clase	Aves
Subclase	<i>Neornites</i> (sin dientes)
Superorden	<i>Neognatos</i> (esternón aquillado)
Orden	<i>Gallinae</i>
Suborden	<i>Galli</i>
Familia	<i>Phasianinae</i>
Género	<i>Gallus</i>
Especie	<i>Gallus domesticus</i>

Fuente: (Sánchez C.)⁴².



**Imagen 18 - *Gallus gallus domesticus*. (Macho).
(Sánchez C.)⁴².**

2.1.1.8. Descripción.

Raza descende de la raza *bankiva*, mejorada por los ingleses, por ello en la zona de Jerez se le denomina Gallo Inglés. A través de España se dio origen a los gallos de pelea de los países Centroamericanos hacia donde se sigue exportándolos.

Tanto por su tamaño, la forma y proporciones de su cuerpo; es el más parecido al gallo salvaje que todavía hoy se encuentra en los bosques de Indochina. La cola la lleva más bien baja. En los tarsos observamos largos y puntiagudos espolones. Lo que tiene importancia en esta ave es la aptitud para el combate⁴⁶.

- Cara: Color rojo.
- Cresta: Simple o rizada pero siempre pequeña y de color rojo. Se le corta a partir de los seis meses de vida.
- Barbillas: Pequeñas y rojas. Se les corta a partir de los seis meses de vida.
- Pico: Corto, fuerte parecido al del gorrión; de color amarillento.
- Ojos grandes, vivos y desafidores.
- Cuello: Muy largo.
- Cabeza: Pequeña y en forma de reptil.
- Alas: Muy largas y fuertes.
- Tarsos: Finos y mediana longitud, con el espolón muy desarrollado y bajo⁴⁶.

El combatiente es un animal de elipométrico (1,5 a 1,7 Kg.) a mediano (2,0kg.) aunque el tamaño del gallo depende mucho del tipo de lucha, por si los golpes han de ir hacia la cabeza o hacia el cuerpo. Es de porte esbelto en forma de faisán, muy erguido y vertical con dorso moderadamente alto, estrechándose hacia atrás. Los ojos son vivos, las alas fuertes y largas, el pecho muy ancho y los tarsos están provistos de un espolón muy desarrollado.

Puesto que no se busca un tipo definido por el color sino por su aptitud para el combate, su coloración es muy variable siendo los más frecuentes:

- Colorados.
- Giros (blancos combinados con algo de color).
- Anaranjados,
- Blancos.
- Negros.
- Cenizos (azules), etc.

La cresta es sencilla, aunque se den crestas en roseta (crestellados) y otras en nuez (aguililla).

La pata es amarilla y la orejilla roja y pequeña.

La barbilla es pequeña, el pico es corto y curvo, parecido al del gorrión.

La cola es larga y llevada baja.

Los huevos son de color blanco o ligeramente rosados son pequeños, pero de elevada proporción de yema sobre la clara⁴⁶.



**Imagen 19 - Gallo y gallina español.
(UCO)⁴⁶.**

2.1.1.9. Características importantes.

2.1.1.9.1. Constantes normales.

2.1.1.9.1.1. La temperatura y su efecto en el gallo de combate.

El rango de temperatura normal aceptada por las aves de pelea sin causarle stress, varía de 13°C a 28°C. Lo cual también será influenciado por el grado de humedad en el ambiente, pues a mayor temperatura y humedad, el gallo tendrá mayor dificultad para eliminar excedentes de calor y así regular su temperatura interna, a través del vapor caliente que elimina en el proceso de expiración durante la respiración y el ingreso de aire con menor temperatura durante la inspiración.

En lugares con altas temperaturas, el mecanismo es más eficiente, si existe menor grado de humedad, pues ello facilita la eliminación del excesivo calor interno y el ingreso de aire con menos temperatura; tomando en cuenta que el mecanismo de regulación del calor de las aves, es en gran medida a través de la respiración.

Otro mecanismo es a través de la humedad excretada en las heces y en menor proporción a través de la piel³¹.

Por lo tanto, la temperatura corporal en las gallinas oscila entre 40,6°C y 41,9 °C¹⁴.

2.1.1.9.1.2. Frecuencia respiratoria.

La frecuencia respiratoria está dada entre los intervalos de 12 a 36 respiraciones/minuto¹⁸.

2.1.1.9.1.3. Frecuencia cardíaca.

La frecuencia cardíaca está dada entre los intervalos de 120 a 300 pulsaciones/minuto¹⁸.

2.1.1.10. Principales partes del gallo.

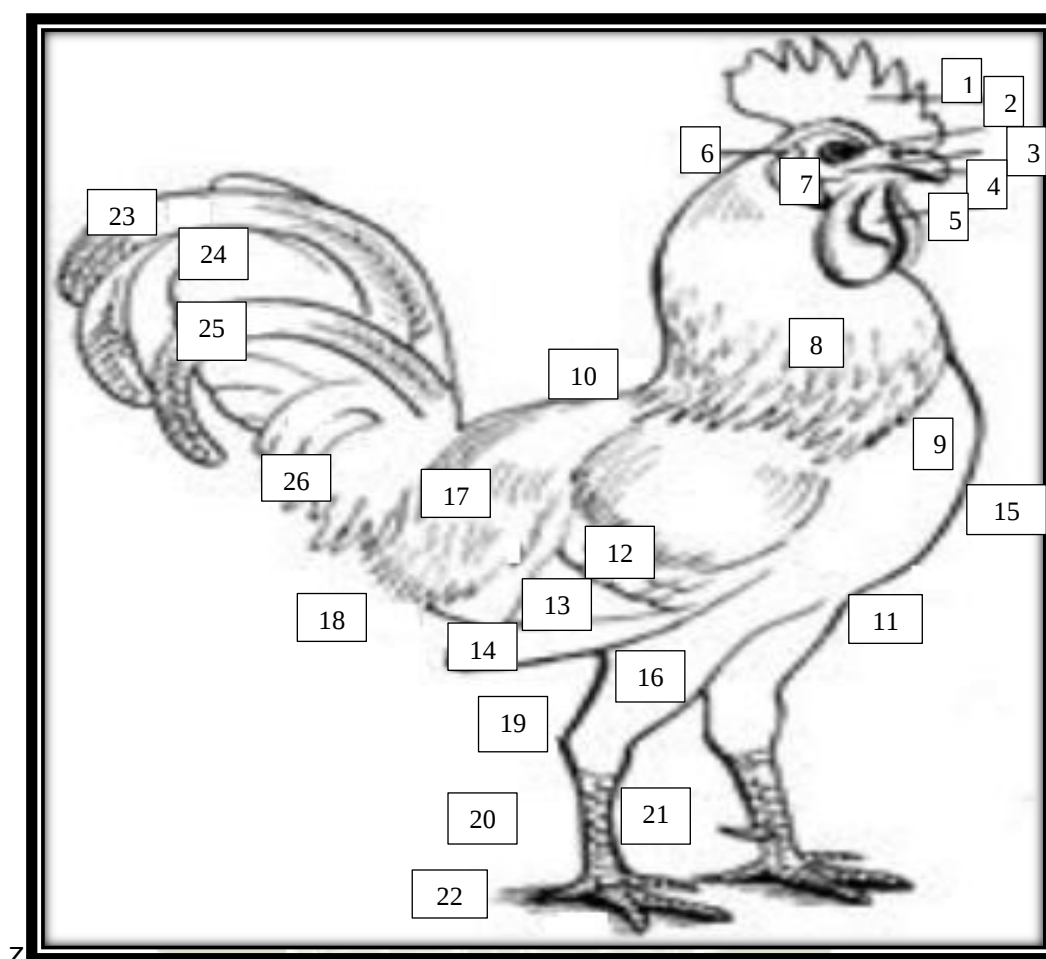


Imagen 20 - Principales partes del gallo.
(Denegri M.)¹⁰.

Tabla 3 - Principales partes del gallo.

1- Cresta	10 - Dorso o espalda	19 - Articulación tibiotarsiana
2 – Ojo	11 - Arco del ala	20 - Tarso
3 – Cara	12 - Barra del ala	21 - Espolón
4 – Pico	13 - Remeras secundarias (*)	22 - Dedos
5 – Barbas	14 - Remeras primarias	23 - Cobijas de la cola
6 – Oído	15 - Quilla	24 - Timoneras
7 – Orejilla	16 - Muslo	25 - Hoces o caudales mayores
8 – Golilla	17 - Caireles de la silla	26 - Hoces o caudales menores
9 – Pecho	18 - Abdomen	

(*) Cuando el ala, como en este caso, está plegada, lo que se ve de las secundarias es una sección triangular que se llama, justamente, triángulo del ala¹⁰.

Fuente: (Denegri M.)¹⁰.

2.1.2. Enfermedades bacterianas zoonóticas.

2.1.2.1. Salmonelosis.

2.1.2.1.1. Introducción.

Las salmonelas son bacterias Gram negativas, pertenecientes a la familia de las *Enterobacteriaceas*. Existen más de 2.500 serotipos conocidos y distribuidos en animales (homeotermos y poiquilotermos) inclusive humanos. En las aves existen particularmente dos serotipos altamente específicos (*Salmonella gallinarum* y *Salmonella pullorum*) que producen las enfermedades conocidas como Tifus (Tifoidea aviar) y Pullorosis respectivamente¹².

Esta enfermedad infectocontagiosa de origen bacteriano recibe también otras denominaciones: Paratifus y enteritis infecciosa⁶.

La mayoría de los animales son susceptibles a la infección por salmonela. Esta enfermedad bacteriana ocurre más frecuentemente en individuos estresados. Muchas infecciones son subclínicas⁴¹.

El género salmonela recibe su nombre del microbiólogo americano Dr. Daniel Elmer Salmon. Además, es una enfermedad de distribución mundial que varía según la gravedad de los casos en la morbilidad y mortalidad, y ocasiona importantes pérdidas económicas⁴⁵.



**Imagen 21 - Bacteria de *Salmonella*.
(Sánchez C.)⁴¹.**

Habita el tracto intestinal de animales vertebrados e invertebrados, y su excreción da como resultado la contaminación del agua, los alimentos y del medio ambiente⁴⁵.

Las salmonelas inmóviles pueden ser pullorosis y tifoidea aviar, mientras que las salmonelas móviles son los agentes de las paratifoideas.

Todas las aves, incluso las silvestres son susceptibles a la salmonelosis. La gallina y el pavo son las especies en las que más importancia tiene, desde el punto de vista económico, y se ha observado que las gallinas de raza ligera, tipo Leghorn, son más resistentes que las de razas pesadas. Los animales jóvenes y las aves que están en producción son más susceptibles a la salmonelosis que los que están en crecimiento³⁸.

La enfermedad ocurre generalmente en animales jóvenes, debilitados, o en los muy viejos, aunque cualquier animal puede ser afectado.

Los portadores aparentemente sanos son comunes en todas las especies, lo que hace difícil el control de la salmonelosis. Las poblaciones de animales concentrados, junto a las pobres condiciones sanitarias contribuyen a mantener a estos organismos en el medio ambiente.

La morbilidad y la mortalidad pueden ser completamente altas, dependiendo esto del manejo y otros aspectos del medio ambiente, así como de otras enfermedades concomitantes³⁷.

Diversas formas de bacterias: Muchas bacterias, particularmente aquellas en ciertos grupos de *Salmonella* (ejemplo, *Salmonella pullorum*), han desarrollado a través de los años variaciones en su arreglo, dando origen a diversos tipos del mismo microorganismo. Algunas de estas variaciones pueden deberse a mutaciones, otras a diferencias en el medio en que vive la bacteria³⁰.

Pero estas variaciones han causado muchas malas interpretaciones en la lectura de pruebas de aglutinación y en la producción de anticuerpos. Muchos antígenos de uso actual incluyen una o más de las cepas variantes de la bacteria, para que los anticuerpos que se producen por el ave sean probados y detecten a los portadores de todas las formas de *Salmonella pullorum*³⁰.

Prácticamente todos los serotipos que atacan al hombre infectan a las aves. Algunos de estos serotipos se aíslan de aves sanas. En las aves adultas, la infección transcurre por lo general en forma asintomática.

Durante las primeras semanas de vida, puede producir un cuadro clínico similar a la pulorosis (inapetencia, síntomas nerviosos y taponamiento de la cloaca con materias fecales diarreicas). La mortalidad más grande se produce en las primeras 2 semanas de vida. La mayor parte de las pérdidas suceden entre el sexto y décimo día después de la eclosión. Pasado el primer mes de vida la mortalidad cesa prácticamente. La enfermedad clínicamente aparente es rara después de las 3 semanas de vida, pero muchas aves permanecen como portadoras¹.

2.1.2.1.2. Historia.

Thomas Willis en 1659, describió por primera vez la fiebre tifoidea. En 1880, Karl Joshep Eberth descubre el bacilo de la tifoidea (*Eberthella typha*); Daniel Elmer Salmón, en 1885, y Theobald Smith dieron el nombre de Salmonela a la enfermedad. Finalmente, el bacteriólogo francés Joseph León Marcel Lignieres (1868 – 1933) fue quien sugirió el grupo de todas estas bacterias se llamarán *Salmonella*. En 1889, Klein describió la *Salmonella gallinarum*, y 10 años más tarde, en 1899, Rettger describió la pulorosis⁴⁸.

2.1.2.1.3. Etiología.

Según el esquema de White Kauffman; el género *Salmonella* está compuesto por más de 2659 serovares, de los cuales 203 serovariedades han sido aisladas es a partir de pollos y/o pavos involucrados en las salmonelosis aviares.

El género *Salmonella* pertenece a la familia *Enterobacteriaceae*, son bacilos Gram negativos, no esporulados, la mayoría sin cápsula, son anaerobios y parásitos intracelulares facultativos. *Salmonella gallinarum* un es negativa a la descarboxilación de la ornitina mientras, que la *Salmonella pullorum* es positiva a esta reacción. La mayoría las salmonelas son negativas a la utilización del malonato de sodio mientras que la *Salmonella arizonae* es positiva esta reacción.

Solamente *Salmonella gallinarum*, que produce tifoidea aviar, y *Salmonella pullorum* que causa la pulorosis, son inmóviles; mientras que *Salmonella enteritidis* y *Salmonella typhimurium* son móviles y producen paratifoideas⁴⁵.

2.1.2.1.4. Clasificación.

La más reciente clasificación deriva de estudios realizados sobre la base de técnicas de hibridación del DNA del género *Salmonella*. Esto ha permitido determinar que existen dos especies cuya clasificación final se observa en el siguiente cuadro⁴⁵.

Tabla 4 - Clasificación del género *Salmonella*.

Especie	Subespecie	Hábitat
<i>Salmonella</i> <i>Entérica</i>	<i>Entérica (I)*</i>	Hombres Animales de sangre caliente
	<i>Salamae (II)</i> <i>Arizonae (IIIa)</i> <i>Diarizonae (IIIb)</i> <i>Houterae (IV)</i> <i>Indico (VI)</i>	Animales de sangre fría Medio Ambiente
<i>Salmonella bongori (V)</i>		

•Entre paréntesis se indica la anterior clasificación en grupos.

Fuente: (Stanchi N. O.)⁴⁵.

Pero es muy importante aclarar que, aunque existan solo dos especies de salmonelas según su hibridación de DNA, tanto las especies como las subespecies mencionadas se encuentran constituidas por más de 2400 variedades serológicas, delimitadas por distintas asociaciones de antígenos somáticos O y flagelares H⁴⁵.

También puede hacerse una clasificación de las salmonelas desde el punto de vista epidemiológico. De esta manera, pueden distinguirse tres grupos diferentes, a saber:

Grupo 1: Está integrado por aquellas salmonelas que no tienen afinidad por ningún hospedador en particular y pueden infectar por igual al hombre y a los animales. A este grupo pertenecen la mayor parte de las serovares causantes de salmonelosis, *Salmonella typhimurium*. *Salmonella enteritidis*, etc.

Grupo 2: Abarca las salmonelas que afectan únicamente al ser humano, o sea, *Salmonella typhi*, *Salmonella paratyphi A* y *Salmonella paratyphi C*. Estas bacterias son transmisibles de manera directa o indirecta del enfermo y/o portador sano al nuevo hospedador.

Grupo 3: Está constituido por las salmonellas que se hallan adaptadas a un hospedador animal exclusivamente. Son las siguientes: *Salmonella abortusovis* (afecta al ovino); *Salmonella abortusequi* (produce patologías en equinos) y *Salmonella gallinarum* (causante del tifus aviar)⁴⁵.

2.1.2.1.5. Características morfológicas.

Su morfología corresponde a la de la familia *Enterobacteriaceae*. Se trata de bastones Gram negativos de 0,7 a 1,5 µm de ancho y 2,0 a 5 µm de largo, móviles por flagelos distribuidos en forma peritrica (únicamente dos especies son inmóviles; *Salmonella gallinarum* y *Salmonella pullorum*, responsables del tifus aviar y pullorosis respectivamente, aunque el fenómeno de inmovilidad también puede presentarse en algunas cepas de otras subespecies de salmonelas) debido a la pérdida de sus flagelos. Son anaeróbicos facultativos y no formadores de esporas⁴⁵.

2.1.2.1.6. Estructura antigénica.

Básicamente la estructura antigénica de *Salmonella* es similar a la de otras enterobacterias, con dos clases de antígenos principales presentes; antígenos O (Somáticos) y antígenos H (flagelares). En algunas cepas se encuentra un tercer tipo como antígeno de superficie, siendo análogo funcionalmente a los antígenos K de otros géneros; ya que anteriormente se pensó, que se relacionaba con la virulencia, este antígeno se denominó antígeno VI³².

2.1.2.1.6.1. Antígenos O.

Son los antígenos de la pared bacteriana, de naturaleza polisacárida. Existen numerosos antígenos O, a pesar de ello son los factores O principales los que sirven para caracterizar los diferentes tipos antigénicos, (Por ejemplo, O4: grupo B, O9: grupo D)³².

2.1.2.1.6.2. Antígenos H.

Son antígenos constituidos por una proteína, la flagelina, cuya composición en aminoácidos es constante para un tipo antigénico determinado.

Depende de dos genes estructurales, que corresponden a la fase 1 y a la fase 2. La mayoría de las cepas del género *Salmonella* pueden expresar las dos especificidades de su antígeno H (difásicos), sin embargo, existen algunas que pueden expresar solamente una sola, ya sea la uno o la dos. (Monofásicas)³².

2.1.2.1.7. Epidemiología.

2.1.2.1.7.1. Morbilidad.

Variable; depende de la estirpe el pollo, edad, estado nutricional, manejo, exposición, y la virulencia de la cepa. Se ha descrito que la morbilidad *Salmonella gallinarum* puede ser 10 a 93%. *Salmonella pullorum* de 0 al 100%⁴⁸.

2.1.2.1.7.2. Mortalidad.

Variable; dependiente de la estirpe del pollo, edad, estado nutricional, manejo, exposición, y la virulencia la cepa. En pollo de engorda el pico de mortalidad por *Salmonella gallinarum* ocurre a los 10 días de edad, el porcentaje va de 65 a 100% cuando su transmisión es vertical⁴⁸.

2.1.2.1.8. Difusión.

La infección por lo general sigue de la ingestión de alimento o agua contaminados con excreciones de aves clínicamente afectadas o portadoras.

Uno de los peligros más grandes es la eliminación descuidada de canales infectadas o aves eliminadas, y se sabe que *Salmonella gallinarum* vive durante varios meses dentro de estas canales¹⁷.

2.1.2.1.9. Patogenia.

Una vez que la salmonela ingresa por vía oral o respiratoria, pasa al sistema digestivo donde la bacteria se puede eliminar vía heces y orina o puede colonizar el intestino y multiplicarse, y el ave convertirse en un portador sano; entonces la salmonela puede cruzar la pared intestinal e invadir otros tejidos internos, aunque el ave se muestre sana, mediante el sistema reproductor⁴⁸.

2.1.2.1.10. Lesiones macroscópicas.

En aves jóvenes con cuadros agudos no se observan signos ni lesiones principales ocasionadas por *Salmonella gallinarum* ni por *Salmonella pullorum*. En las aves que la cursan de manera crónica se puede observar hepatomegalia, congestión, petequias y necrosis multifocal hepática⁴⁸.



Imagen 22 - Necrosis hepática: Las flechas señalan necrosis multifocal hepática en pollitos de tres días de edad. (Urquiza O.)⁴⁸.

Con *Salmonella pullorum*, puede haber presencia de nódulos necróticos en páncreas. La apariencia del saco vitelino puede ser desde una congestión leve hasta un contenido hemorrágico consiguiente el color puede ser desde amarillo oscuro hasta un color café⁴⁸.



**Imagen 23 - Saco Vitelino hemorrágico.
(Urquiza O.)⁴⁸.**

En aves en producción, el ovario se puede encontrar flácido, congestionado, con hemorragias, atrofia, la consistencia y el color de los folículos pueden ser alterados, desde el color los ligeramente anaranjado hasta rojo oscuro a café, la consistencia va desde cremosa hasta de exudado caseoso⁴⁸.



**Imagen 24 - Ovario con hemorragias.
(Urquiza O.)⁴⁸.**

En el caso de salmonella gallinarum, se ha descrito que puede producir una tonalidad bronceada (verde) en hígado, bazo, corazón, pulmón y ciegos⁴⁸.



Imagen 25 - Intestino y Ciegos: Segmento del último tercio del intestino delgado con ciegos y recto con tonalidad bronceada. (Urquiza O.)⁴⁸.



Imagen 26 - Bazo: Tres Bazos de pollitos con tonalidad Bronceada. (Urquiza O.)⁴⁸.

2.1.2.1.11. Lesiones microscópicas.

Las lesiones microscópicas producidas por salmonela no son patognomónicas de la enfermedad, pero puede observarse hepatitis parénquimatosa necrosante, infartos con necrosis fibrinoide y esclerosis del miocardio, así como focos múltiples de inflamación y necrosis en muchos órganos o tejidos⁴⁸.

2.1.2.1.12. Pruebas de diagnóstico.

- La historia clínica por signos y lesiones puede ser una herramienta para tener un diagnóstico sugerente de salmonelosis.
- Pruebas serológicas por medio de aglutinación rápida en placa con sangre (AGP) o suero, aglutinación en tubo, micróaglutinación, ELISA.
- Aislamiento e identificación de la bacteria a partir de macerados de corazón, pulmón, hígado, bazo, vesícula biliar, duodeno, tonsilas cecales, gónadas (ovario, testículo), medula ósea, saco vitelino y ciegos. En el caso de aves de combate se pueden tomar muestras de heces e hisopos cloacales⁴⁸.

Tabla 5 - Tipo de prueba de diagnóstico: Norma Oficial – NOM – 005 – ZOO – 1993.

NORMA OFICIAL – NOM – 005 – ZOO - 1993						
Fin Zootécnico	AGP ³ Cantidad	Edad	Bacteriología ^b	Edad	Frecuencia	Vigencia de Constancia
Aves de Combate	No necesaria		10 hisopos cloacales o 10 aves de la mortalidad o 10% del total de la parvada		4 meses	12 meses

Fuente: (Urquiza O.)⁴⁸.

2.1.2.1.13. Diagnóstico diferencial.

- Entre las enfermedades producidas por salmonela (paratifoideas, y tifoidea aviar, pulorosis, arizonosis), los signos clínicos en las lesiones son muy similares entre sí, excepto el agente etiológico, y solamente por medio de pruebas bioquímicas y serotificación, se puede llegar el diagnóstico definitivo.
- Aspergiliosis. Por las lesiones en pulmón. La disnea en el caso de Aspergiliosis es de tipo silencioso y no lo es en *Salmonella spp*.
- Infección del saco vitelino. La mortalidad sucede entre el tercero y séptimo día. No existe necrosis ni en hígado ni en bazo.

- Pasteurellosis. Por la congestión generalizada en los casos agudos y las hemorragias petequiales.
- Clamidiosis. Por disnea y exudado fibrinopurulento en hígado, corazón y pulmones.
- Mycoplasmosis. Por disnea y exudado fibrinopurulento en tracto respiratorio⁴⁸.

2.1.2.1.14. Tratamiento.

El tratamiento, aunque teóricamente posible, nunca llega a ser definitivo. Es mucho más práctico (y más barato) control de enfermedades por eliminación de las aves infectadas portadores. Conviene confirmar el diagnóstico mediante un análisis de sangre de las gallinas en un laboratorio especializado. Este análisis detectará las aves afectadas portadoras que podrán ser sacrificadas. Tales medidas de control pararán la incidencia de pulorosis transmitida a través del huevo.

Si los nacimientos procedentes de las aves sanas se mantienen libres de contaminar evitando el contacto con huevos de reproductoras infectadas en incubadoras, contaminadas los pollitos pueden permanecer libres de pulorosis.

En cuanto al tratamiento del tifus aviar con fármacos, como sulfamidas, tetraciclinas o furazolidona ha tenido más o menos éxito sin embargo las gallinas pueden permanecer como portadoras infectadas tras el tratamiento. En este caso el método de control también es la erradicación de las aves infectadas³⁹.

2.1.2.1.15. Prevención y control.

2.1.2.1.15.1. Bioseguridad.

- Adquirir aves de la misma edad y procedencia y libres de *Salmonella*.
- Muestreos serológicos y bacteriológicos periódicos en las aves (pollitos, aves adultas, embrión de pollo, embrión picado y aves muertas) para verificar la ausencia de *Salmonella spp.*
- No incubar los huevos sucios.
- Muestreo bacteriológico del alimento, sobre todo cuando este sea elaborado con harina de sangre.

- Peletizar el alimento.
- Muestreo bacteriológico de agua, incubadoras, nacedoras, y de todo tipo de implemento avícola de la granja, principalmente cuando se ha pasado por un brote.
- Muestreo bacteriológico de ratas y ratones de la granja.
- Uso de acidificantes y probióticos en el alimento para evitar la colonización de Salmonela en tracto digestivo.
- Uso de alcalinizantes en el tanque de escaldado.
- Uso de radiaciones de gama y electrones²⁰.

2.1.2.1.15.2. Higiene en huevos para incubación.

Un factor importante en el control es prevenir la transmisión de infecciones de salmonela de padres infectados, a través de la incubación, a pollitos, después de la contaminación del exterior del cascarón. Los huevos de parvadas infectadas con salmonela paratifoidea por lo general son estériles cuando son puestos; la principal vía de contaminación se presenta en las cajas del nido y es el contacto con las heces. Se debe poner atención estricta al manejo de los nidos y a la limpieza adecuada; siempre se debe disponer de camas secas las cuales deben cambiarse con regularidad y llenarse hasta el tope. Con frecuencia se agregan píldoras de formaldehído a todos los nidos cada dos semanas, pero la remoción rutinaria de la cama y el uso de desinfectante apropiado, puede ser más eficaz. Se deben coleccionar los huevos con la mayor frecuencia posible y no menos de tres veces al día. Los huevos quebrados, sucios y de piso no deben utilizarse para la incubación y tienen que mantenerse separados de los huevos limpios. Los que estén un poco sucios pueden limpiarse frotando con suavidad de tal modo que no se dañe la cutícula. De manera alterna, estos huevos también pueden lavarse en una solución bactericida utilizada en la concentración y a la temperatura recomendada por el fabricante. Todos los huevos utilizados para la incubación deben desinfectarse y limpiarse en la granja, tan pronto como sea posible después de la recolección. Para hacerlo, los huevos se sumergen en una solución de 0,5% de glutaraldehído a 40 °C durante tres minutos o se fumigan con un mínimo de 600 mg de gas formaldehído m⁻³ a 20 °C por 20 minutos; ambos métodos han sido probados como eficaces para la desinfección de los huevos.

Después los huevos deben almacenarse y transportarse correctamente. Se conservan en un área limpia, seca, libre de animales, a una temperatura entre 13 °C y 16 °C y con una humedad relativa de 75 %. Se deben empacar firmemente y de manera correcta en contenedores adecuados para prevenir el daño durante el tránsito a la incubadora²⁰.

2.1.2.1.15.3. Incubadora.

Por lo general, las salmonelas se introducen a la incubadora por medio de los huevos infectados que no se identificaron. Las medidas para prevenir tal situación presentan dificultades, debido a que la infección de las parvadas de reemplazo por lo común no se identifica antes de que se produzcan huevos infectados. El control de la diseminación de la salmonela dentro, y a la salida de la incubación, es de gran importancia. Se debe formular un código de higiene en la incubación eficaz y práctico para cada objetivo. Este debe incluir procedimientos para la segregación parcial o temporal de parvadas de alto riesgo, un sistema de una sola vía para el flujo de huevos, el transporte de pollos, las vías de traspaso y la identificación de puntos de control críticos dentro de la incubadora. Un buen programa de control de higiene general dentro de la incubadora influye de manera benéfica en la calidad del pollito y puede tener una relación estrecha con el control de las salmonelas, aunque las superficies en apariencia limpias aún pueden contenerlas. El sistema de ventilación debe diseñarse de tal modo que el flujo de aire sea desde los sitios limpios hasta los sucios y contaminados; y el aire contaminado salga lejos de las entradas de aire y otras áreas de la incubadora. Asimismo, debe evitarse la recontaminación de implementos limpios y desinfectados que van a regresar a las unidades de crianza. Durante las operaciones normales se produce una gran cantidad de desperdicios que tal vez estén infectados con salmonela, por lo que no debe subestimarse “la molestia del manejo de tales desperdicios” para prevenir mayor diseminación. Toda la tierra y desperdicio debe encerrarse en un área segura, en un contenedor cerrado. La incubadora es un área importante para el control de la salmonela, por lo que el European Union Directive ha formulado reglamentos de vigilancia²⁰.

2.1.2.1.15.4. Limpieza y desinfección.

La limpieza y desinfección completas y eficaces son cruciales para prevenir cualquier ataque de salmonelas a una nueva parvada. La OMS ha elaborado guías de limpieza, desinfección y control de vectores en parvadas infectadas con salmonela, con especial referencia a *Salmonella enteritidis*.

Después de que se ha vaciado un edificio o una caseta se debe retirar todo el excremento y el edificio debe ser limpiado y desinfectado con un desinfectante aprobado. Si la parvada que sale es sospechosa o se sabe que es positiva a salmonela, entonces es importante planear con tiempo una desinfección; depende del diseño de los edificios y los problemas pueden encontrarse en las unidades de las cajas para ponedoras, donde la única opción realista es la fumigación o la nebulización²⁰.

2.1.2.1.15.5. Vacunación.

Se ha desarrollado cierta variedad de vacunas, algunas de las cuales se encuentran disponibles de manera comercial para el control de la infección de *Salmonella enteritidis*. En Alemania, una vacuna viva de *Salmonella typhimurium* auxotrófico se ha utilizado para el control de la salmonela. De modo experimental, las vacunas vivas atenuadas, como los mutantes aroA, han dado buena protección y pueden administrarse en el agua de beber. Las vacunas de *Salmonella enteritidis* con adyuvante oleo autógeno se han empleado en pollos durante varios años, en EE.UU. con prometedores resultados experimentales y de campo. En época reciente, se autorizó para su uso comercial general una vacuna semejante. De la misma manera, una vacuna muerta se utiliza en el campo en el Reino Unido y ahora se encuentra disponible en el comercio²⁰.

2.1.2.2. *Salmonella pullorum*.

2.1.2.2.1. Introducción.

El término pulorosis se utiliza para designar infecciones en especies aviares por *Salmonella pullorum*. La enfermedad es la más diseminada por real transmisión por huevo. Por lo general se presenta de manera sistémica aguda en pollitos y pavitos, pero en adulto se encuentra localizada y crónica con mayor frecuencia. “Diarrea blanca bacilar” era el término empleado para designar la enfermedad hasta que se propuso el término “pulorosis” en 1929; desde entonces ese término ha ganado aceptación universal. En algunas áreas del mundo, incluso partes de Europa, se consideran *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum* como la misma especie. Los informes de pulorosis en estas áreas indican algunas veces, ya sea pulorosis o tifoidea aviar. La enfermedad fue enzoótica hace algún tiempo en muchas áreas del mundo, pero su incidencia se redujo hasta el punto en que es poco frecuente en la mayor parte de las áreas de producción avícola avanzada. En algunas zonas se aseguró la erradicación de hecho, si no es que el total de la pulorosis.

La principal pérdida económica de pulorosis en EE.UU. es indirecta y se debe a la necesidad de probar de manera sustancial todas las parvadas reproductoras de pollitos para cerciorarse de la eliminación de la infección. Las infecciones ocasionales a humanos se produjeron por exposición masiva después de la ingestión de alimentos contaminados, y se caracterizaron por un inicio rápido de signos graves de infección entérica aguda seguido por recuperación repentina sin tratamiento⁴.

2.1.2.2.2. Historia.

El agente etiológico de la pulorosis lo descubrió Rettger en 1899 y lo describió como una “septicemia mortal en pollitos”. En un informe posterior la designó como “diarrea blanca” y poco después se extendió el término de la “diarrea blanca bacilar” para distinguirla de otras enfermedades en pollitos. Los informes en revistas en el curso del siglo, citados por Rettger y Plastringe, indicaron que la pulorosis se extendió en gran medida en Estados Unidos y en muchos otros países y provocó mortalidad hasta el 100% en parvadas de pollitos. Las teorías

fueron tan grandes que los productores se sintieron amenazados seriamente. Durante 1900 a 1910, los investigadores constataron que la pulorosis es una infección que se transmite por huevo. El ciclo incluye una gallina infectada que ponía huevos infectados de los cuáles se incubaban pollitos que permanecen infectados toda su vida.

En 1913 Jones anunció de aplicación práctica de una prueba de aglutinación macroscópica en tubo para detectar portadoras del microorganismo. La extensa evaluación y desarrollo de esta prueba para control y erradicación de la pulorosis se llevaron a varios estados del este de Estados Unidos, lo que permitió el inicio de programas oficiales de pruebas estatales hacia el final del decenio.

Las primeras investigaciones epidemiológicas demostraron la posibilidad de transmitir la infección por medio de incubadoras y nacedoras. El desarrollo progresivo, que se inició a finales de 1890, en las grandes incubadoras que utilizaron huevos de muchas parvadas constituyó un medio primordial de diseminación de la pulorosis.

En 1931 Schafferf y colaboradores anunciar en el desarrollo de un método modificado de la prueba, con sangre completa, en el cual se utiliza antígeno teñido. En vista de su aparente simplicidad, se emplea mucho. La cooperación industrial fue esencial para el éxito de un programa de control con este objetivo. Los programas permitieron exceder los requerimientos nacionales mínimos, con el resultado de que las industrias estatales con los requerimientos estrictos en general, hicieron un mayor progreso en el control de la pulorosis⁴.

2.1.2.2.3. Incidencia y distribución.

2.1.2.2.3.1. Pollitos.

La pulorosis es de distribución mundial y se encuentra de manera sustancial en todas las áreas avícolas en el mundo. No está claro si se originó en EE.UU. o en algún otro país. La incidencia geográfica está muy relacionada con los esfuerzos organizados para su control; tales esfuerzos produjeron resultados, pero en algunas áreas no se consiguió la erradicación completa⁴.

2.1.2.2.4. Etiología.

2.1.2.2.4.1. Clasificación.

Salmonella pullorum es un miembro de la familia *Enterobacteriaceae* bien adaptada al huésped, y es uno de los pocos miembros del género que no tiene movimiento. Está en el serogrupo D, de acuerdo con el esquema del Kauffmann – White⁴.

2.1.2.2.5. Morfología y tinción.

El microorganismo es un bacilo alargado ($0.3 \text{ a } 0.5 \times 1 \text{ a } 2.5 \mu\text{m}$) con extremos un poco redondeados. Se tiñe con tinciones de anilina básica comunes y es Gram negativo. Las células se presentan de manera individual, se observan con poca frecuencia cadenas de más de dos bacilos. Se puede ver un filamento y una célula grande en preparaciones de frotis. No es móvil, no hay licuefacción, no es cromógena o esporógena y es anaerobia facultativa⁴.

2.1.2.2.6. Requerimientos de crecimiento.

Salmonella pullorum crece con rapidez en agar o caldo de carne y en otros medios de valor nutritivo similar. Se deben evitar medios selectivos para el aislamiento debido a que algunas cepas son muy sensibles. Yoshida y Sato aislaron una cepa sensible a desoxicolato y Carlson y Snoeyenbos, encontraron una cepa que no crece en verde brillante o agar sangre Salmonela - Shigela pero que creció de manera satisfactoria en los agarres de bismuto - sulfato y MacConkey.

Stokes y Bayne mostraron que el crecimiento de *Salmonella gallinarum* es intermedio entre lento de *Salmonella pullorum* y el rápido de casi todas las salmonelas. Después demostraron que *Salmonella pullorum* es en apariencia único entre los microorganismos porque no puede asimilar de manera oxidativa una variedad de aminoácidos y esta característica puede explicar el índice de crecimiento lento⁴.

2.1.2.2.7. Morfología colonial.

En agar de extracto de carne (pH 7.0 a 7.2) sembrado con gran cantidad de inóculo, las colonias aparecen discretas, suaves, brillantes, homogéneas, completas, en forma de domo, transparentes y varían su forma de redondas a angulares. En agar infusión de hígado el crecimiento es aún más exuberante y muy translúcido. La colonia amontonada permanece pequeña (1 mm o menos), pero las colonias aisladas pueden tener un diámetro de 3 a 4 mm o más. Las marcas superficiales pueden aparecer cuando la colonia crece y envejece, pero como regla la colonia joven en una caja sembrada con mucho inóculo cambia poco con la edad. En ocasiones se encuentra cepas con morfología anormal⁴.

2.1.2.2.8. Resistencia a agentes químicos y físicos.

Salmonella pullorum puede sobrevivir por años en un ambiente favorable. Es menos resistente al calor y tal vez a químicos y factores ambientales adversos que la mayor parte de las salmonelas paratifoideas⁴.

2.1.2.2.9. Patogenia y epizootiología.

2.1.2.2.9.1. Huéspedes naturales.

Aunque los pollos parecen ser el huésped natural de *Salmonella pullorum*, los pavos también son huéspedes importantes. El alto grado de adaptación de *Salmonella pullorum* en pollos y en menor grado en pavos parece haber restringido la patogenicidad para otros huéspedes. En estos huéspedes, la infección, por lo general, es para toda la vida.

Se encontraron diferencias significativas de susceptibilidad entre razas de pollos. Las razas más ligeras, en particular Leghorns, tienen pocas rectoras en parvadas infectadas que las encontradas en razas pesadas. Las líneas con alta temperatura corporal, mostro mecanismos termorreguladores superiores, fueron de manera significativa más resistentes a la mortalidad después del desafío que las líneas con baja temperatura corporal. Los resultados de varios años mostraron un mayor porcentaje de reactores entre hembras que en machos. La razón de esta diferencia no se ha determinado, pero se puede vincular a la naturaleza secuestrada de la infección local de folículos ováricos⁴.

2.1.2.2.9.2. Edad del huésped infectado con más frecuencia.

La mortalidad por la pulorosis, por lo general, se observa en las primeras dos a tres semanas de vida. Severens y colaboradores concluyeron que se incrementó la resistencia con rapidez durante los primeros 5 a 10 días en pollitos coincidiendo con aumento de linfocitos sanguíneos y temperatura corporal. Las infecciones agudas en aves adultas, en particular entre líneas productoras de huevo rojo, se informa de manera ocasional en diversas áreas.

Un porcentaje importante de pollos sobrevivientes conservan la infección con o sin presencia de lesiones⁴.

2.1.2.2.10. Transmisión.

La transmisión de la enfermedad puede ser vertical u horizontal.

En el caso de la transmisión vertical, los huevos ya contienen las bacterias en su interior antes de ser puestos, pues la *Salmonella pullorum* se encuentra en el ovario de las aves afectadas, contrariamente a lo que sucedía con las salmonelosis. Es normal que los huevos contaminados no lleven a buen fin incubación por muerte de los embriones; sin embargo, los pollitos que si nacen inician ya en la nacedora la difusión de la enfermedad, aunque a veces mueren poco después de nacer.

La transmisión Horizontal puede realizarse por contacto entre aves enfermas y sanas (la difusión tiene lugar por el aire), incluso, como hemos indicado, en las plantas de incubación, o mediante portadores intermediarios, que abarca desde la ropa o el calzado de los operarios hasta el pienso o las cáscaras de huevo contaminados, pasando por utensilios, heces, ratas ratones, perros⁴.

2.1.2.2.11. Periodo de incubación.

El periodo de incubación es de 2 - 5 días para que la enfermedad afecte a un gran número de individuos es necesario que factores externos (ambientales), contribuyan a debilitar las defensas del organismo⁶.

2.1.2.2.12. Síntomas.

Las aves enfermas desarrollan síntomas y lesiones comunes a otros procesos, por lo que resulta imposible diferenciarla sin ayuda de pruebas específicas²⁹.

2.1.2.2.13. Signos.

Se reconoció primero la pulorosis entre aves jóvenes y por eso, se consideró a la enfermedad como de pollitos o pavipollos. Las características en ambas especies son casi idénticas y se pueden concebir como una. La pulorosis, en ocasiones, es subclínica aun cuando se origine a partir de transmisión por huevo.

La pulorosis en parvadas adultas o maduras no manifiestas como regla característica de infección aguda. La diseminación puede prolongarse por mucho tiempo en el grupo sin producir signos distintivos. Las aves infectadas pueden exhibir pocos o ningún signo y, por lo general, no se pueden detectar por su apariencia física⁴.



Imagen 27 - Las plumas alrededor de la cloaca en muchos pollitos se pueden encontrar con heces diarreicas o con heces secas pegadas. (Dinev I.)¹¹.

2.1.2.2.14. Morbilidad y mortalidad.

Tanto la morbilidad como la mortalidad son muy variables en pollitos y pavos, influyen en estas la edad, susceptibilidad de la línea, nutrición, manejo de la parvada y características de exposición.

La mortalidad puede variar de ninguna pérdida al 100% en brotes graves. Las pérdidas más cuantiosas, por lo general son durante la segunda semana después del nacimiento, con rápida disminución en la tercera y cuarta semana de edad.

La morbilidad a menudo es mucho más alta que la mortalidad, algunas de las aves infectadas se recuperan de manera espontánea. Las aves incubadas de una parvada infectada y criadas en las mismas instalaciones, por lo general, muestran menor mortalidad que aquellas sujetas a estrés por traslado⁴.

2.1.2.2.15. Lesiones macroscópicas.

En aves que mueren de manera repentina en las primeras etapas de la crianza, las lesiones son limitadas⁴.

Las canales de las aves que han muerto por la enfermedad aguda muestran ictericia y el hígado aparece con el color bronceado (derecha) característico después de estar expuesto al aire. Observe también la gran congestión del bazo³⁴.



Imagen 28 - Hígado bronceado por contacto con el medio ambiente y bazo presenta una gran congestión. (Lado derecho). (Randal C.)³⁴.

Algunas veces, se encuentra necrosis miliar grisácea blanquecina en el hígado. *Salmonella pullorum* se transmite a través de huevos infectados de gallinas portadoras¹¹.



**Imagen 29 - Presencia de necrosis miliar grisácea blanquecina en el hígado.
(Dinev I.)¹¹.**

La presentación típica de esta forma de la enfermedad son los nódulos grisáceos blanquecinos en uno o varios de los siguientes sitios: corazón, pulmones, hígado, paredes de la molleja, intestinos y el peritoneo¹¹.



**Imagen 30 - Nódulos grisáceos blanquecinos en corazón.
(Dinev I.)¹¹.**



**Imagen 31 - Nódulos grisáceos blanquecinos en molleja.
(Dinev I.)¹¹.**

Pulmón de pollo con focos necróticos blanco – grisáceos. Pueden encontrarse lesiones similares en el corazón y en el hígado³⁴.



**Imagen 32 - Focos necróticos grisáceos blanquecinos en pulmón.
(Randal C.)³⁴.**

Sinovitis en la articulación del tarso en pollos³⁴.



**Imagen 33 - Sinovitis en la articulación del tarso.
(Randal C.)³⁴.**

En adultos, el ovario es el órgano que más suele afectarse. Este caso muestra escasos folículos ováricos degenerados, algunos de los cuales están unidos al cuerpo del órgano con largos pedúnculos. El contenido de los folículos ováricos afectados está decolorado y su consistencia es más densa³⁴.

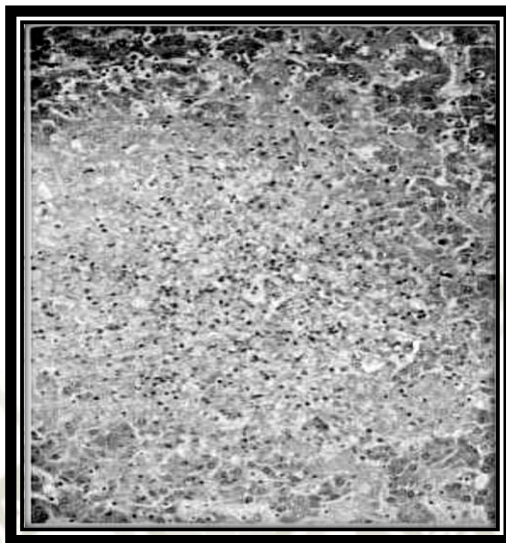


**Imagen 34 - Folículos ováricos degenerados, unidos al cuerpo del órgano
con largos pedúnculos.
(Randal C.)³⁴.**

2.1.2.2.16. Histopatología.

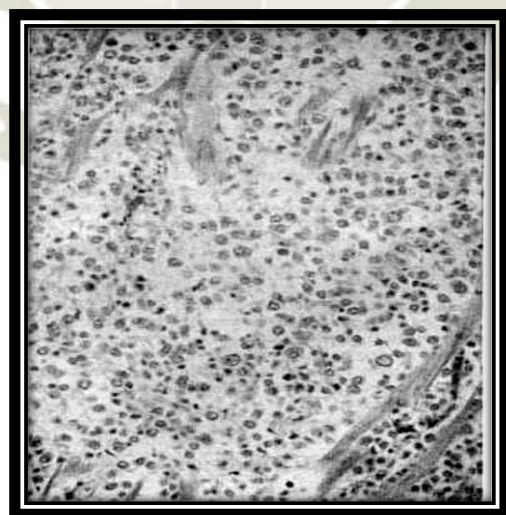
Se estableció que los pollitos muestran hiperemia hepática, hemorragias, degeneración focal y necrosis y esa acumulación de leucocitos endoteliales que

reemplaza las células hepáticas necróticas o degeneradas es una reacción celular característica en el hígado en infecciones por *Salmonella pullorum*⁴.



**Imagen 35 - Hígado que revela degeneración focal y necrosis. (51x).
(Calnek B. W.)⁴.**

Al inicio, la lesión en el corazón consiste en necrosis de las miofibras con infiltración de heterófilos mezclados con linfocitos y células plasmáticas, en las etapas finales, estas células son remplazadas por numerosas células uniforme de tipo histiocítico, las cuales son muy grandes, con núcleos vesiculares irregulares cuyo citoplasma se tiñe muy eosinofílico con aspecto espumoso⁴.



**Imagen 36 - Miocardio de un pollo infectado con *Salmonella pullorum* que muestra infiltración con células de tipo histiocítico. (62x).
(Calnek B. W.)⁴.**

Las lesiones microscópicas en el ovario varían de inflamación fibrinosupurativa aguda a inflamación piogranulomatosa grave. La inflamación piogranulomatosa

se caracteriza por infiltración de heterófilos mezclados con fibrina y colonias bacterianas en el material de la yema coagulada; estos procesos inflamatorios están rodeados por capas sucesivas de células gigantes multinucleadas y una población mixta de células inflamatorias que incluyen macrófagos, células plasmáticas, heterófilos, y contexto de los conocimientos acerca de los signos y la patogénesis de la anafilaxis⁴.

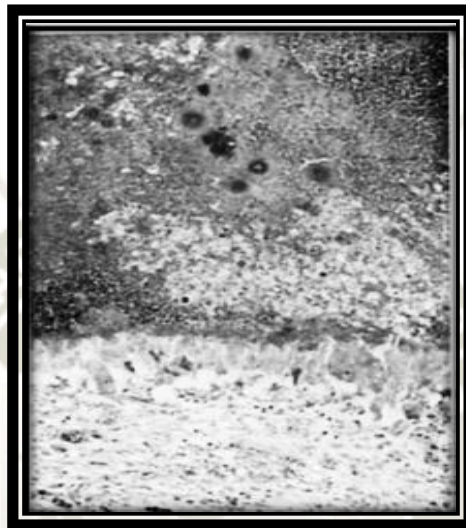


Imagen 37 - Ovocito de una gallina adulta con pulorosis que muestra inflamación fibrinosupurativa y colonias bacterianas. (20x). (Calnek B. W.)⁴.

2.1.2.2.17. Inmunidad.

Los pollos infectados por vía oral a los cuatro días no producen anticuerpos aglutinantes detectables sino a partir de 20 a 40 días de edad y logran la máxima producción de anticuerpos hasta los 100 días de manera aproximada. La inyección intravenosa en embriones de 15 días con *Salmonella pullorum* muerta resultó en una marcada reducción en la capacidad para producir aglutininas en los pollos nacidos de estos huevos, después de un desafío con *Salmonella pullorum* viva posteriormente en su vida.

Las aves infectadas en la madurez, por lo general, generaron anticuerpos aglutinantes entre los 3 y 10 días después de la infección, los que persisten en diferentes niveles por la duración de la infección. Aunque tal producción de anticuerpos representa una respuesta inmune, se desconoce el posible papel de los anticuerpos aglutinantes en la modificación del curso de la infección en el huésped⁴.

2.1.2.2.18. Diagnóstico.

Un diagnóstico definitivo de la pulorosis requiere un aislamiento e identificación de *Salmonella pullorum*. La historia de la parvada y los signos son de valor limitado en el diagnóstico debido a la similitud con otras enfermedades. Las lesiones en pollo y pavipollos muy afectados, pueden ser muy sugestivas y se utilizan como base de diagnóstico probable⁴.

2.1.2.2.18.1. Aislamiento de *Salmonella pullorum*.

La pulorosis se caracteriza por una infección sistémica que permite un rápido aislamiento de la mayor parte de los tejidos. En tales infecciones, por lo general el hígado es el más afectado y se prefiere como órgano para el cultivo, aunque también se pueden hacer aislamientos de las lesiones que se pueden dar en bazo, miocardio o pericardio, pulmones, molleja, páncreas o saco vitelino⁴.

2.1.2.2.18.2. Diagnóstico diferencial.

Los signos y las lesiones producidas por la pulorosis no son patognomónicos. Aun las lesiones de espectro más amplio que se pueden desarrollar en pollitos, pavipollos o en aves adultas se pueden duplicar por infecciones de *Salmonella gallinarum*. Otras infecciones por salmonelas ocasionan lesiones de hígado, bazo e intestinos que no se pueden distinguir a grandes rasgos o al microscopio de aquellas originadas por pulorosis.

Aspergillus u otros hongos pueden ocasionar lesiones similares en pulmones. A veces, *Salmonella pullorum* se localiza en grandes articulaciones y cubiertas tendinosas de un considerable número de pollitos y genera signos y lesiones similares a las de *Mycoplasma synoviae* y otros patógenos que se ubican en estos sitios⁴.

2.1.2.2.19. Tratamiento.

El tratamiento médico de las aves enfermas reduce la mortalidad, pero debido a la inapetencia los animales afectados, puede resultar problemática la medicación del alimento; hay que complementar entonces el tratamiento con medicación del agua de bebida⁶.

Los fármacos terapéuticos y profilácticos razonablemente eficaces se descubrieron primero entre las sulfonamidas. Desde ese tiempo otros compuestos incluyendo nitrofuranos y varios antibióticos se han encontrado eficaces para reducir la mortalidad por pulorosis. Ningún fármaco o combinación de los mismos puede eliminar la infección de una parvada tratada.

Las sulfonamidas, en particular, a menudo suprimen el crecimiento y pueden interferir la ingestión del alimento, agua y producción de huevo. El tratamiento, por tanto, puede tener ventajas a corto plazo, pero no es sustituto de un programa de erradicación seguro⁴.

El control de la enfermedad sólo se consigue por la eliminación de la *Salmonella pullorum* de las poblaciones avícolas⁶.

2.1.2.2.20. Prevención y control.

Se estableció que las parvadas de pollitos y pavos se desarrollaron y conservaron libres de pulorosis siguiendo procedimientos bien definidos. En el sentido más simple se puede afirmar que el único requerimiento es establecer parvadas reproductoras libres de *Salmonella pullorum* e incubar y criar su progenie bajo circunstancias que se previenen el contacto directo e indirecto con aves infectadas⁴.

Entonces, es decir, que el control se realiza exigiendo que las reproductoras hayan sido vacunadas en la incubadora donde se van a adquirir las pollitas²⁹.

2.1.2.2.20.1. Procedimientos de manejo.

Los métodos de manejo aceptados por lo común para prevenir la introducción de patógenos se aplican en general para prevenir *Salmonella pullorum*. El hecho de que la transmisión por huevo tiene una función importante para diseminar la infección hace obligatorio que solo huevos de parvadas que se sabe son libres de pulorosis se introduzcan en las incubadoras. Se demostró que *Salmonella pullorum* se podría diseminar por aire de incubadoras con ventilación forzada. La fumigación de incubadoras y criadoras con formaldehído se desarrolló para disminuir infecciones residuales durante la limpieza de las incubadoras⁴.

2.1.2.2.20.2. Pruebas Serológicas.

Como se evidencio el valor de un programa de pruebas serológicas como instrumento para controlar la pulorosis, muchos investigadores trabajaron de manera diligente para evaluar, reajustar y modificar el sistema⁴.

2.1.2.3. *Salmonella gallinarum*

2.1.2.3.1. Introducción.

La tifoidea aviar (TA) es una enfermedad septicémica de aves domésticas. El curso puede ser agudo o crónico. La mortalidad varia de moderada a muy alta, lo que depende en gran parte de la virulencia del microorganismo incitante *Salmonella gallinarum*. De manera primaria parece ser una enfermedad de pollitos y pavos; en casos excepcionales afecta a patos, faisanes, pavos reales, gallinas de guinea y algunas otras aves⁴.

Es causada por la bacteria llamada *Salmonella gallinarum*, que, a diferencia de la *Salmonella pullorum*, tiene la capacidad de transmitirse en forma lateral (entre aves infectadas), por lo que es más difícil su control. La característica más importante es que puede pasar desapercibida y aparecer en la gran mayoría de los casos al inicio de la producción del huevo²⁹.

No existen informes de tifoidea aviar en la industria avícola comercial en Estados Unidos desde 1980. No obstante, se encontraron dos casos en parvadas de traspatio en 1988. La eliminación de dicha enfermedad se relaciona con el programa de control de pulorosis y tifoidea aviar del National Poultry Improvement Plan (NPIP). Pocas veces se aísla *Salmonella gallinarum* de humanos y tiene poca importancia en salud pública⁴.

2.1.2.3.2. Historia.

En 1888, un productor de pollitos de Inglaterra perdía 400 pollos como resultado de una enfermedad infecciosa que primero se consideró cólera aviar, 200 de estas aves murieron por el brote en los primeros dos meses. Las muestras se enviaron para necropsia a diagnóstico. Lo reporto principalmente como enteritis infecciosa. La mucosa intestinal y serosa estaban inflamadas y las heces liquidas

y amarilla verdosa. El bazo se veía agrandado dos a tres veces; el hígado también estaba un poco crecido, blanco, flojo y húmedo. La causa era un microorganismo que denominó *Bacillus gallinarum*, el mismo año se detectó la enfermedad similar entre faisanes. Smith investigó la enfermedad en Rhode Island en 1894 y de manera más detallada, Moore en Virginia y Maryland en 1895. Moore describió la enfermedad como “Leucemia Infecciosa” y llamo al microorganismo *Bacillus sanguinarium*.

Curtice estudio la enfermedad en Rhode Island y la llamo “Tifoidea Aviar”. Pfeiler y Rehse la observaron en Alemania, Van Straaten y TeHennepe en Holanda describieron la enfermedad de manera completa⁴.

2.1.2.3.3. Incidencia y distribución.

La Tifoidea Aviar tiene distribución mundial, Canadá, EE.UU. y varios países europeos comunican baja incidencia o completa ausencia, pero México y países de América Central y del Sur de América y África informaron un aumento notable de la enfermedad en las parvadas en la industria avícola⁴.

2.1.2.3.4. Etiología.

2.1.2.3.4.1. Clasificación.

El patógeno causal de Tifoidea Aviar pertenece al género *Salmonella* en la familia *Enterobacteriaceae*. Se le han dado los siguientes nombres: *Bacillus gallinarum*, *Bacillus sanguinarium*, *Bacillus typhi gallinarum alacalifaciens*, *Bacillus paradysenteriae gallinarum*, *Eberthella sanguinaria*, *Shigella gallinarum*, *Salmonella gallinarum* y *Salmonella enteritidis* serotipo *gallinarum*⁴.

2.1.2.3.5. Morfología y tinción.

El microorganismo es un bastón corto hinchado de casi 1.0 a 2.0 μm . de largo por 1.5 μm de diámetro. Por lo general, están solos, pero en ocasiones se unen en pares. Tienen la tendencia a teñirse un poco más fuerte en los polos que en el centro. Son Gram negativos, no forman esporas, no presentan cápsula y no tienen movimiento⁴.

2.1.2.3.6. Requerimientos para crecimiento.

Salmonella gallinarum crece con rapidez en extracto de carne o infusión agar o en caldo triptosa y otros medios nutritivos ajustados a un pH de 7.2. Es aeróbico, anaeróbico facultativo y crece mejor a 37°C, y en medios enriquecidos selectivos como selenio F y caldos de tetratiónato y en medios diferenciales como MacConkey, sulfito de bismuto, *Salmonella* - *Shigella*, deoxicolato, deoxicolato citrato lactosa sucrosa y agar verde brillante⁴.

2.1.2.3.7. Morfología de la colonia.

En extracto de carne o infusión agar (pH 7.0 a 7.2) las colonias son muy pequeñas, azul gris, húmedas, circulares y completas. El crecimiento en gelatina por sembrado tiene una ligera superficie blanca grisácea con crecimiento filiforme en el sembrado y no presenta licuefacción. El crecimiento en caldo es turbio con pesado sedimento floculento⁴.

2.1.2.3.8. Resistencia a agentes químicos y físicos.

En general, la resistencia de este organismo es casi la mitad que la de otros miembros de los grupos tifoides y paratifoideos. El microorganismo *Tifoidea Aviar* muere a los 10 minutos a 60°C. Permanece viable en la oscuridad por 20 días en agua común y destilada, pero, muere a las 24 horas cuando se expone a la luz del sol. Cuando se secan cajas de vidrio y se guardan en lugares oscuros, el microorganismo retiene su viabilidad por 89 horas, bajo la acción de la luz directa del sol mueren a los pocos minutos.

El organismo muere con fenol en una dilución 1: 1 00, con bicloruro de mercurio en una dilución de 1: 20 000, con permanganato de potasio al 1% en tres minutos y formalina al 2% en un minuto⁴.

2.1.2.3.9. Estructura antigénica y toxinas.

Salmonella gallinarum presenta los antígenos 0, 1, 9, 12. No parece que existía una forma variante que incluya los 12 antígenos como en *Salmonella pullorum*.

Se encontró una toxina en filtrados de cultivos en caldos de *Salmonella gallinarum*. Se presentó en los cultivos al final de dos días a 37°C y provocó la muerte repentina de un conejo cuando se aplicó por vía intravenosa.

La muerte sucedió a las dos horas y en muchos aspectos fue como choque anafiláctico. Tal vez es una endotoxina, estable a 60°C por una hora. Cuando se pone hervir por 15 min se reduce su actividad⁴.

2.1.2.3.10. Patogenia y epizootiología.

2.1.2.3.10.1. Huéspedes naturales.

La enfermedad se encontró de manera original en pollos y se informó entre gallinas silvestres y faisanes. Los brotes naturales se observan en pollos; pavos; gallinas de Guinea; pavo real; patitos y aves salvajes como codorniz.

Se encontró que los palmípedos son refractarios, pero encontraron especies susceptibles los pavos y gallinas de Guinea son susceptibles en brotes naturales pero los patos, gansos y pichones no lo son, aunque un pato inoculado con un cultivo murió pocos días después⁴.

2.1.2.3.11. Transmisión.

Como con casi todas las enfermedades bacterianas, la Tifoidea Aviar se disemina de varias maneras. Las aves infectadas (reactores y portadoras) son principalmente el medio más importante de perpetuación y diseminación. Tales aves pueden infectar no solo su propia generación sino generaciones subsecuentes por medio de la transmisión por huevo.

También se sabe que la transmisión es horizontal ya que la cohabitación contagia la enfermedad a otras aves⁴.

2.1.2.3.12. Periodo de incubación.

Salmonella gallinarum como igualmente patógeno para pollitos susceptibles y adultos en condiciones naturales. El periodo de incubación es de 4 a 5 días, aunque esto varía con la virulencia del microorganismo. El curso de Tifoidea Aviar es alrededor de cinco días. En una parvada las pérdidas pueden extenderse a más de dos a tres semanas, con tendencia a las recaídas⁴.

2.1.2.3.13. Síntomas.

Diarrea verdosa, enflaquecimiento, cresta pálida, cloaca totalmente apelmazada, mortalidad diaria de las aves; en la necropsia se observa el hígado agrandado, ocupando casi totalmente la cavidad abdominal²⁹.

2.1.2.3.14. Signos.

Aunque Tifoidea Aviar se encuentra con más frecuencia en pollos en crecimiento y adultos y en pavos, se puede observar en pollos jóvenes y pavipollos infectados por transmisión en huevo. Los signos observados en pollitos y pavipollos son muy similares a la pulorosis, pero no son específicos de ninguna de las dos⁴.

2.1.2.3.15. Morbilidad y mortalidad.

Tanto la morbilidad como la mortalidad pueden variar en pollitos y pavos. Después de extensas investigaciones de Tifoidea Aviar en pollitos. La mortalidad varía de 10 a 50% o más; la pérdida en dos lotes de pollitos nacidos de reactores de Tifoidea Aviar fue de 92.8% en 16 días en un lote y 93.5% en 11 días en el otro. La influencia estacional de Tifoidea Aviar coincide con el periodo de mayor producción de huevo⁴.

2.1.2.3.16. Lesiones macroscópicas.

2.1.2.3.16.1. Pollos.

En casos hiperagudos no se observan muchos cambios macroscópicos. En casos prolongados comienzan a presentarse cambios marcados, el más común de los cuales es la hinchazón y enrojecimiento de hígado, bazo y riñones. Estas lesiones a menudo se manifiestan en aves jóvenes. En etapas subagudas y crónicas, muchas veces se ven hígados de color verde café o bronceados e inflamados otros cambios incluyen focos blanco grisáceos de tipo miliar en hígado y miocardio; pericarditis; peritonitis de ovarios desgarrados; ovarios hemorrágicos, descoloridos y deformes; inflamación catarral de intestinos. En

aves jóvenes algunas veces se observan focos blanco grisáceos en pulmones, corazón y molleja, como en pulorosis⁴.

En la mayoría de los casos agudos los pulmones muestran una coloración parda. Las canales de las aves que han muerto por la enfermedad aguda muestran ictericia y el hígado aparece con el color bronceado, característico después de estar expuesto al aire. Se puede observar congestión en bazo³⁴.



**Imagen 38 - Pulmones muestran una coloración parda.
(Randal C.)³⁴.**

Una lesión característica de la Tifoidea Aviar en aves adultas es el tinte color verdoso – bronce disseminados en todo el hígado¹¹.



**Imagen 39 - Hígado con tinte color verdoso – bronce disseminado.
(Dinev I.)¹¹.**

En algunas circunstancias, el hígado agrandado se encuentra manchado con múltiples necrosis miliares. Brotes se observan principalmente en gallinas y pavos, pero la enfermedad se encuentra también en algunas ocasiones en otras aves domésticas y salvajes¹¹.



Imagen 40 - Hígado agrandado y manchado con múltiples necrosis miliares.
(Dinev I.)¹¹.

En otros casos, el tamaño de la necrosis en el hígado varía de manchas a puntos con un diámetro de 2 cm. A diferencia de la pullorosis, la tifoidea aviar puede permanecer latente durante meses¹¹.



Imagen 41 - Hígado con diferentes tamaños de necrosis variando entre manchas y puntos.
(Dinev I.)¹¹.

El bazo se encuentra dos a tres veces más grande que lo normal, y en ciertas ocasiones con nódulos grisáceos blanquecinos, prominentes en la superficie, que representan folículos hiperplásicos¹¹.



Imagen 42 - Bazo agrandado, con nódulos grisáceos blanquecinos. (Dinev I.)¹¹.

A menudo, se presenta enteritis con ulceraciones especialmente en la parte anterior del intestino delgado¹¹.

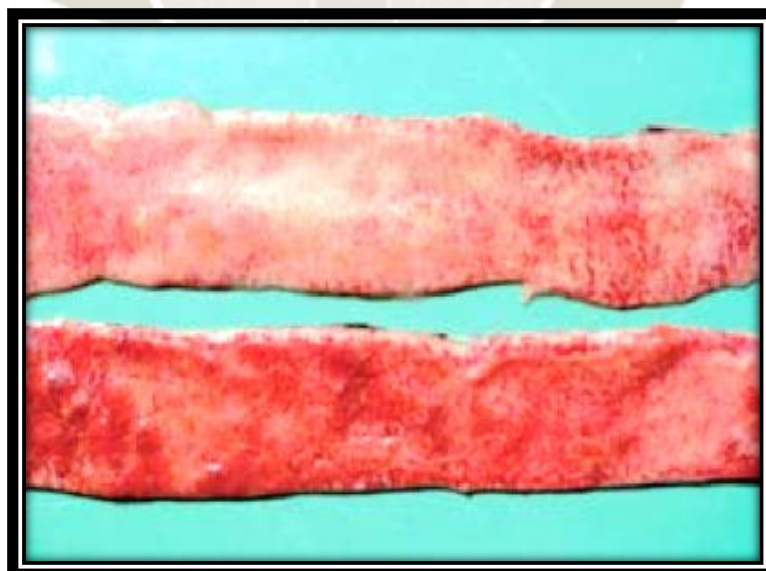


Imagen 43 - Intestino delgado que presenta enteritis con ulceraciones. (Dinev I.)¹¹.

En pocas ocasiones, se detecta necrosis miocárdica debida a las toxinas de Salmonela. Puede tomar importancia la transmisión de la infección por huevos

contaminados es especialmente importante. Más aun la diseminación de *Salmonella gallinarum* puede ocurrir principalmente entre lotes en crecimiento y en producción y la tasa de mortalidad entre aves adultas es alta¹¹.



**Imagen 44 - Necrosis miocárdica
(Dinev I.)¹¹.**

Los pulmones adquieren un característico color café. Se observan necrosis y “nódulos parecidos a sarcomas”¹¹.



**Imagen 45 - Pulmón con coloración café que presenta necrosis y nódulos.
(Dinev I.)¹¹.**

Las lesiones se presentan principalmente en las gónadas. Los ovarios pueden presentar cambios inflamatorios y degenerativos. Tomando en consideración que la quimioterapia no elimina los portadores, el tratamiento de las aves afectadas de tifoidea aviar o pullorosis, no se justifica y nunca se recomienda¹¹.



Imagen 46 - Ovarios inflamados y degenerados.
(Dinev I.)¹¹.

Frecuentemente, los folículos afectados están deformados y aparecen como masas pendulares delgadas. La tifoidea aviar debe ser diferenciada de otras salmonelosis, infecciones de *E. coli*, infecciones por *Pasteurella spp.*, etc. Si los lotes de reproductoras se comprueban que son portadoras de la enfermedad, sus huevos no deben ser usados para reproducción¹¹.



Imagen 47 - Folículos afectados y deformados.
(Dinev I.)¹¹.

2.1.2.3.17. Histopatología.

Se presenta la hepatitis parenquimatosa difusa y distrofia grave en Tifoidea Aviar aguda, con pequeños focos necróticos ocasionales en parénquima que algunas veces se infiltra con linfocitos. El miocardio mostro infartos y grandes áreas de necrosis fibrinoide y esclerosis. Los cambios en riñones, páncreas, intestino y cerebro fueron similares a los manifestados en cólera aviar. Había hiperplasia grave de sistema reticuloendotelial, en particular en los senos⁴.

2.1.2.3.18. Hematología.

Las aves inoculadas con microorganismo de Tifoidea Aviar presentaron cambios en el volumen de paquete de células (PCV), conforme avanza la enfermedad en la etapa aguda y se desarrollaba anemia, disminuyo PCV, acompañado por hemolisis visible en plasma.

En la etapa subaguda no se encontró anemia grave, y la fragilidad eritrocítica no fue evidente. Hubo ligera reducción en PCV, pero los valores normales regresaron después de la recuperación⁴.

2.1.2.3.19. Inmunidad.

Durante las primeras etapas de Tifoidea Aviar, los leucocitos circulantes desarrollan una marcada susceptibilidad a anticuerpos citofílicos en suero y más tarde a polisacáridos bacterianos. También se mostró que los anticuerpos humorales, demostrables por la prueba de hemaglutinación antiglobulina (HA), tienen prioridades citofílicas. Los resultados sugieren que durante la infección aguda se presentan las reacciones celulares antígeno-anticuerpo, que pueden resultar en el desarrollo de reacciones de hipersensibilidad.

Además, se utilizaron pruebas de aglutinación bacteriana y antiglobulina HA para detectar la generación de anticuerpos durante el desarrollo de la infección por *Salmonella gallinarum* en pollitos⁴.

2.1.2.3.20. Diagnóstico.

Un diagnóstico definitivo de Tifoidea Aviar requiere de aislamiento e identificación de *Salmonella gallinarum*. La historia de la parvada, signos y lesiones pueden ser muy sugerentes de Tifoidea Aviar. En aves en crecimiento y maduras los hallazgos serológicos pueden ser útiles en el diagnóstico tentativo⁴.

2.1.2.3.20.1. Aislamiento de *Salmonella gallinarum*.

Tifoidea Aviar aguda se caracteriza por infección sistémica. Se puede aislar *Salmonella gallinarum* de casi todos los órganos viscerales. Por lo general el hígado y el bazo son los órganos involucrados y preferidos para cultivo. Las lesiones se pueden observar en pulmones, corazón y molleja; estos órganos son sitios seguros de cultivo. En pollos jóvenes y pavipollos se puede cultivar el saco vitelino. Es útil un hisopo de algodón asa de inoculación bacteriológica para transferirlo a un medio de cultivo.

Tifoidea Aviar crónica se caracteriza por infección localizada; los órganos infectados pueden no mostrar lesiones macroscópicas. Si un ave se envía al laboratorio como portador detectado por pruebas serológicas, es necesario un cultivo detallado de órganos internos⁴.

2.1.2.3.21. Tratamiento.

Se emplearon la Sulfameracina al 0.5%, la Sulfodiacina y la Sulfoguanidina al 1 %, respectivamente, adicionadas en el pienso, durante largos periodos.

Modernamente la Furazolidona, el Cloranfenicol y la Tetraciclina se muestran eficaces, sobre todo en la prevención de la enfermedad y limitación de bajas. Se emplean a las siguientes dosis²³:

Tabla 6 - Tratamiento para Tifoidea Aviar.

Fármaco	En el agua	En el pienso
Tetraciclina (10 – 15 días)	0.20 * 1000	0.10 * 1000
Cloranfenicol (8 días)	1 * 1000	-----
Furazolidona (10 – 15 días)	-----	0.1 / 0.4 * 1000.

Fuente: (Marti I.)²³.

2.1.2.3.22. Prevención y control.

Tifoidea Aviar es un buen ejemplo de una enfermedad que disminuye su incidencia en EE.UU., por aplicación de procedimientos básicos que incluyen programas de control para parvadas reproductoras, el uso juicioso de fármacos eficaces en el control y tratamiento de brotes, y reconocimiento de la importancia del ambiente como fuente de reinfección.

Las parvadas se pueden desarrollar y conservar libres de Tifoidea Aviar en el seguimiento de programas de manejo bien definidos. La inclusión de Tifoidea Aviar en programas de NPIP en 1954 reconoció la importancia de la transmisión por huevos en el ciclo de esta infección⁴.

2.1.2.3.22.1. Procedimientos de manejo.

Las prácticas de manejo se deben aplicar de manera extensiva para prevenir la introducción de Tifoidea Aviar como también de otras enfermedades infecciosas en la población avícola⁴.

1. Los pollos y pavipollos se deben obtener de las fuentes libres de pulorosis y Tifoidea Aviar.
2. Las aves se deben colocar en ambiente que se pueda limpiar y sanitizar para eliminar cualquier residuo de salmonelas de parvadas anteriores.
3. Los pollos y pavipollos deben recibir alimento granulado, para minimizar la introducción de *Salmonella gallinarum* y de otras salmonelas por medio de ingredientes alimenticios contaminados. Es muy necesario utilizar ingredientes libres de salmonelas.
4. Se debe evitar la introducción de salmonelas de fuentes externas.
 - a. Aves silvestres.
 - b. Roedores.
 - c. Insectos.
 - d. Perros y gatos.
 - e. Humanos⁴.

2.1.2.3.23. Pruebas serológicas.

Pruebas serológicas de Tifoidea Aviar se utilizan en condiciones experimentales y de laboratorio: Aglutinación bacteriana, HA, antiglobulina HA y HA indirecta. El procedimiento estándar en manera crónica con *Salmonella gallinarum* es emplear las cepas estándar de *Salmonella pullorum* (1, 9, 12) para antígenos en tubo y en placa y cepas estándar (1, 9, 12) y variantes (1, 9, 12) de *Salmonella pullorum* para antígenos polivalentes, rápidos de sangre completa en placa. Estos antígenos detectan parvadas infectadas con *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum*.

Las técnicas y procedimientos para pruebas oficiales e interpretaciones de pruebas se describen en detalle en la última revisión de NPIP; donde se sugiere el uso de un antígeno eritrocito estable para el diagnóstico rápido de Tifoidea Aviar y la pulorosis⁴.

2.1.2.3.24. Profilaxis.

Procreación desde reproductores totalmente sanos, habiendo respondido negativamente a varias pruebas de sangre. Rigurosa desinfección de incubadoras y cabinas de nacimientos. Local “descansado”, desinfectado, con yacija nueva, y material y accesorios pulcros y saneados. Asegurar las condiciones más elementales de crianza, espacio, ambiente, alimentación y muy en particular la temperatura. Saneamiento periódico del agua de bebida con amonios cuaternarios, por ejemplo²³.

2.1.3. Zoonosis.

2.1.3.1. Definición.

Enfermedad o infección que se da en los animales y que es transmisible a las personas en condiciones naturales³⁵.

2.1.3.2. Importancia en salud pública.

La infección de origen alimentario por *Salmonella spp.*, es una de las causas más importantes de gastroenteritis en seres humanos. Los principales reservorios de estos microorganismos son animales portadores asintomáticos y las fuentes de

infección más frecuente son los alimentos o los productos derivados de estos. El aumento de la incidencia de *Salmonella spp.*, es de gran impacto tanto en salud pública como en salud animal y se ha relacionado con un incremento de la diseminación de los microorganismos a través de las cadenas productivas animales (bovinos, cerdos, pollos asaderos y en especial gallinas ponedoras)⁴⁷.

La salmonelosis está indicada como la infección animal de mayor importancia que se transmite a los humanos. La mayoría de los serotipos son infectivos para los humanos, aun en aquellas cepas adaptadas solo a los animales como *Salmonella cholerae suis* que pueden ser un serio peligro para los humanos. La enfermedad generalmente se presenta en forma de una gastroenteritis que puede adquirirse mediante contacto directo o indirecto con animales que tienen la infección activa o latente a través de sus excreciones o productos alimenticios de ellos. Transmisión de humano a humano también puede darse y es muy importante.

Las aves y los productos avícolas son considerados la fuente animal más común de salmonelosis en los humanos, pero otros animales, tal como la carne de cerdo, también se puede hallar comprometida. Aún la carne cocida o ahumada puede contener salmonela. La leche constituye un problema menor debido a la pasteurización de la misma³⁷.

El género *Salmonella* es el agente causal de diferentes infecciones intestinales, conocidas como salmonelosis. La salmonelosis humana puede dividirse en dos síndromes.

1) La fiebre entérica, que incluye la fiebre tifoidea causada por *Salmonella typhi*, y la fiebre paratifoidea que es patológica y clínicamente similar a la tifoidea, pero con síntomas menos fuertes, causada por *Salmonella paratyphi A, B, o C*. La fiebre entérica implica una infección sistémica, debido a la invasividad de la bacteria.

2) La gastroenteritis o envenenamiento por alimentos, la cual es la más común de las infecciones, causada por muchos serotipos. Este tipo de infecciones no son acompañadas de una infección sistémica. Los serotipos más comunes en la salmonelosis no tifoidéica son *Salmonella typhimurium* y *Salmonella enteritidis*.

Puede también ocurrir una invasión sistémica sin gastroenteritis, sobre todo en individuos inmunocomprometidos, como en el caso de las infecciones intrahospitalarias. Asimismo, sobre todo para la fiebre tifoidea, puede establecerse la condición de portador asintomático⁵.

2.1.4. Aglutinación.

2.1.4.1. Introducción.

La aglutinación es un tipo de reacción inmune en la cual las inmunoglobulinas A, G y M, que poseen múltiples valencias, se unen simultáneamente a dos antígenos, los cuales pueden ser células, bacterias o virus, y los agrupan en grandes complejos que son inactivados y fagocitados fácilmente por los macrófagos.

Es útil para detectar los antígenos no solubles presentes en la pared de los eritrocitos, bacterias, etc. Los anticuerpos específicos para antígenos situados sobre la superficie de las células, eritrocitos o bacterias, producen aglutinación o conglomeración de células con la formación de grandes grumos, los cuales se precipitan en el tubo o plato.

En realidad, un número de moléculas de AC bivalente actúan como puentes de enlace entre las moléculas de Ag en la superficie de células adyacentes¹³.

Se caracterizan en este tipo:

- El antígeno es particulado o está adsorbido sobre un soporte sólido.
- Son técnicas más sensibles, pero menos específicas que la precipitación.
- Las Ig que más fácilmente las producen son las IgM (aglutininas).
- La agitación del medio favorece la formación de aglutinados.
- La reacción de aglutinación se ve condicionada por varios factores, entre los que destacan:
 - La carga de las partículas.
 - La concentración de electrolitos y viscosidad.
 - El pH del medio (debe aproximarse al fisiológico).

Como ejemplo de las técnicas que se basan en la aglutinación, de modo resumido se cuentan:

- Aglutinaciones directas: Determinación de grupos sanguíneos, TABM (aglutinaciones frente a tífus, Paratifus A y B.
- Aglutinaciones in directas: Hemaglutinaciones²⁷.

2.1.4.2. Aglutinación en placa.

Se encuentra en el comercio antígeno de *Salmonella spp.*, para realizar la prueba. Este método es rápido y exacto. Es preciso agitar bien el vial de antígeno, antes de usarlo, para garantizar una suspensión uniforme y lisa. No deben congelarse. Almacenar los viales con antígeno a 2 - 8 °C².

2.1.4.3. Materiales.

- Antígeno de *Salmonella spp.*
- Materiales para obtención de suero.
- Pipetas serológicas.
- Placa de vidrio grande (x cm) dividida en cuadrados (5*4 cm), 5 hileras de 5 cuadrados.
- Un aplicador o un palito de dientes².

2.1.4.4. Método.

1. Depositar en los cuadrados de cada hilera o en cada lámina las siguientes 0.3 ml de suero del paciente.
2. Añadir a cada medida del suero 0,03 ml de suspensión de antígeno.
3. Mezclar cada compuesto antígeno suero con un aplicador o un palito de dientes, comenzar con la dilución de suero de 0,005 ml y continuar hasta la dilución de 0,08 ml.

4. Rotar (oscilar) la placa de vidrio suavemente 15-20 veces (durante 2 minutos).
Proceder a la lectura inmediatamente².

2.1.4.5. Lectura e informe.

1. Observar la presencia de grumos, indicativo de aglutinación.
2. Los grados de aglutinación se interpreta con la siguiente escala²:

Tabla 7 - Grados de aglutinación.

Positivo	Presencia de aglutinación.
Negativo	Ninguna aglutinación.

Fuente: (ADEMED)².

2.1.5. Estadísticas.

En este caso se utilizará tanto el análisis de varianza como el análisis de significancia.

2.1.5.1. Chi – Cuadrado:

El procedimiento prueba de chií-cuadrado tabula una variable en categorías y calcula un estadístico de chi-cuadrado. Esta prueba de bondad de ajuste compara las frecuencias observadas y esperadas en cada categoría para contrastar que todas las categorías contengan la misma proporción de valores o que cada categoría contenga una proporción de valores especificada por el usuario¹⁹.

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^k \frac{(O_i - E_i)^2}{E_i}.$$

2.2. Antecedentes de investigación.

2.2.1. Revisiones de tesis universitarias.

2.2.1.1. Caracterización de la Crianza en Gallos (*Gallus domesticus*) de Combate en la Provincia de Arequipa Metropolitana – 2014.

Resumen.

En la Provincia de Arequipa la afición por la crianza de gallos de combate es muy difundida. Se ha querido agrupar en este documento toda aquella información general de las personas que se dedican a la crianza de gallos de combate, se realizó una encuesta la cual se aplicó a los criadores de dichas aves. Dicha encuesta fue formulada con 25 preguntas, las mismas reúnen información acerca del criador, de las competencias, las aves y su manejo. Esta encuesta fue realizada de forma personal e individual con cada criador. Toda la información recogida fue ingresada en Excel para su diagnóstico e interpretación. El total de encuestas realizadas fueron 83, así podemos encontrar personas de distintos rubros y niveles de educación. La mayor parte de criadores (91.57%) se han dedicado más de 8 años a esta afición y las edades más frecuentes están entre los 41 y 50 años (42.17%). Estas personas en su mayoría han llegado a cursar hasta el nivel secundario (72.29 %). Un 81,93% reveló realizar esta actividad como una afición o esparcimiento. Nos hemos podido dar cuenta que el 55,42 % de aficionados pertenece a alguna asociación relacionada con las peleas de gallos. La raza de gallos de combate que más predomina es el español (100%). Los criadores tienen en promedio 50 aves en sus galpones, la edad en la que los gallos debutan en los combates es a partir de los 15 meses de edad (56.63%). En la actualidad las peleas de gallos son considerada una actividad legal, por lo que conocer las características de esta afición ha tomado mayor importancia; para poder llegar a un equilibrio entre el bienestar animal y las costumbres populares sin atentar contra la especie animal y la tradición es necesario legislar dicha afición²¹.

2.2.1.2. Prevalencia de Salmonelosis y Mycoplasmosis en Palomas (*Columbia livia*) de la Asociación el Azufral Mediante la Técnica de Sero-Aglutinación Arequipa-2014.

Resumen.

El presente trabajo de investigación fue realizado en la Asociación El Azufral, ubicado en el distrito de Cerro Colorado, provincia, departamento y región de Arequipa, ejecutado entre los meses de Julio a octubre del 2014; con el propósito de evaluar la prevalencia de Salmonelosis y Mycoplasmosis en palomas *Columbia livia* mediante la Técnica de Sero-aglutinación, considerando como objetivos: la edad, sexo y factores epidemiológicos.

De 75 muestras procesadas: 11 palomas resultaron positivas a *Salmonella spp.*, con prevalencia de 14.6%, 12 palomas mostraron ser positivas a *Mycoplasma gallisepticum* con prevalencia de 16% y 3 palomas positivas a *Mycoplasma synoviae* con prevalencia de 4%. Se realizaron encuestas para desarrollar los factores epidemiológicos.

Siendo la prevalencia de *Salmonella spp.*, de 9.3% en palomas Hembras, 5.3% en palomas Machos, 6.7% en palomas Adultas y 8% en palomas Juveniles. Siendo la prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum* de 6.7% en palomas Hembras, 9.3% en palomas Machos, 8% en palomas Adultas y 8% en palomas Juveniles. Siendo la prevalencia de *Mycoplasma synoviae* de 1.3% en palomas Hembras, 2.7% en palomas Machos, 1.3% en palomas Adultas y 2.7% en palomas juveniles. El presente trabajo de investigación concluye que las palomas de la Asociación El Azufral son portadoras de Salmonelosis y Mycoplasmosis siendo un riesgo para la Salud pública de la zona.

Se empleó Chi Cuadrado como análisis estadístico²⁶.

2.2.1.3. Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en Palomas Bravia (*Columbia livia*) con el Método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018.

Resumen.

El presente trabajo de investigación titulado como “Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en Palomas Bravia (*Columbia livia*) con el método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018”, el objetivo principal fue determinar la presencia de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en palomas *Columbia livia* (paloma doméstica), tuvo lugar en el distrito de Cotahuasi, provincia de La Unión, departamento y región de Arequipa, realizado entre los meses de marzo hasta agosto del 2018; mediante el Método de Aglutinación Simple. Lo cual se empezó a capturar las palomas mediante trampas, y capturas nocturnas en las casas la cual se obtuvo el total de muestras para proseguir con el estudio.

Los resultados fueron los siguiente; de 98 muestras procesadas: 15 palomas resultaron positivas a *Salmonella pullorum*, con un porcentaje de 15.31%, de las cuales 83 palomas dieron negativas para *Salmonella pullorum*, con un porcentaje de 84.69%.

Siendo la presencia de *Salmonella pullorum* de 9.18% en palomas Hembras, 6.12% en palomas Machos, 9.18% en palomas Adultas y 6.12% en palomas Juveniles. Al aplicar la prueba estadística de “chi cuadrado” se demuestra que no existe diferencia significativa ($p > 0.05$), por lo tanto, entendemos que las frecuencias de casos positivos a *Salmonellosis* en el distrito de Cotahuasi son similares entre Jóvenes y Adultos.

Por lo tanto, el presente trabajo de investigación concluye que en el distrito de Cotahuasi se ha identificado palomas que presentan anticuerpos contra *Salmonella pullorum*, siendo un riesgo para la salud pública de la zona. Para lo cual se recomienda la capacitación a la población en cuanto a vigilancia, prevención, control sanitario y

poblacional de la paloma doméstica en el distrito de Cotahuasi. Así como la realización de nuevos estudios con respecto al tema⁵³.

2.2.2. Otros trabajos de investigación.

2.2.2.1. Determinación de *Salmonella spp.* en centros de beneficio clandestino de pollos de engorde en Lima, Perú.

Resumen.

El objetivo del presente estudio fue determinar la presencia de *Salmonella spp.*, en pollos de engorde en 17 centros de beneficio clandestino de Lima, Perú. Se colectaron muestras de superficie corporal, mediante el método de enjuague, y muestras de hisopado cloacal de 170 aves. El aislamiento e identificación de *Salmonella spp.*, se hizo mediante los procedimientos rutinarios de laboratorio. El 23.5% de las muestras de superficie corporal y el 32.4% de muestras de hisopado cloacal fueron positivas a *Salmonella spp.*, sin que hubiera diferencias entre centros de beneficio donde el proceso finaliza con el desplumado o donde finaliza con el eviscerado. El grado de concordancia de los resultados para ambos métodos de toma de muestra no fue significativo ($k=0.074$, $k=0.146$), de allí que se requiere tomar ambos tipos de muestra para determinar la posible contaminación de la canal por *Salmonella spp.*⁵².

2.2.2.2. Salmonelosis No Tifoidea y su Transmisión a Través de Alimentos de Origen Aviar.

Resumen.

La infección de origen alimentario por *Salmonella spp.*, es una de las causas más importantes de gastroenteritis en seres humanos. Los principales reservorios de estos microorganismos son animales portadores asintomáticos y las fuentes de infección más frecuente son los alimentos o los productos derivados de estos. El aumento de la incidencia de *Salmonella spp.*, es de gran impacto tanto en salud pública como en salud animal y se ha relacionado con un incremento de la diseminación de los microorganismos a través de las cadenas productivas animales (bovinos, cerdos, pollos asaderos y en especial gallinas ponedoras). En la presente revisión se busca realizar una compilación sistemática de

información referida a la gastroenteritis y otras manifestaciones causadas por serovariedades no tíficas de *Salmonella spp.*, con énfasis en la importancia de los alimentos de origen aviar en su transmisión. Las canales de aves frecuentemente pueden estar infectadas con el microorganismo; los huevos se pueden contaminar por transmisión vertical (transovárica), durante la postura o durante la manipulación o el almacenamiento. La infección en el hombre se adquiere por consumo de pollo, huevo crudo o parcialmente cocido, o alimentos preparados con éstos. El cuadro clínico de la salmonelosis no tífica (gastroenteritis o enterocolitis) puede incluir diarrea, cefalalgia, dolor abdominal, náusea, vómito, fiebre y deshidratación especialmente en niños y ancianos. Las serovariedades no tíficas de *Salmonella spp.*, pueden causar septicemia, estado portador o infecciones como meningitis, artritis, osteomielitis, colangitis, neumonía, arteritis, endocarditis o infecciones del aparato urinario⁴⁷.

2.2.2.3. Microbiología, Patogénesis, Epidemiología, Clínica y Diagnóstico de las Infecciones Producidas por *Salmonella*.

Resumen.

Salmonela, en el ámbito mundial, está asociada con mucha frecuencia a las enfermedades diarreicas, las cuales continúan siendo una de las causas más importantes de morbilidad y mortalidad sobre todo en lactantes, niños y ancianos. Se ha estimado que, en Asia, África y Latinoamérica, dependiendo de factores socioeconómicos y nutricionales, la probabilidad de que un niño muera por enfermedad diarreica antes de los 7 años pueda llegar al 50% (Mead 1999). Las infecciones agudas del tracto gastrointestinal están consideradas como una de las enfermedades más frecuentes en Colombia. Los microorganismos del género *Salmonela* son bacilos, Gram negativos, anaerobios facultativos, pertenecientes a la familia *Enterobacteriaceae*. Su tamaño oscila de 0,3 a 1 um x 1,0 a 6,0 um. Son móviles debido a la presencia de flagelos peritricos, a excepción de *S. gallinarum* y *S. pullorum* (Linder 1995). Poseen un metabolismo oxidativo y fermentativo. Producen ácido y a menudo gas durante la fermentación de la glucosa u otros hidratos de Carbono, son catalasa positivos (salvo raras excepciones) y oxidasa negativas. Se multiplican bien en medios ordinarios. Las colonias son al cabo de 18 a 24 horas de 2 a 3 um de diámetro salvo algunos

serotipos que producen colonias enanas (Linder 1995). Entre otras características bioquímicas se cuentan reducción de nitratos a nitritos, utilizan citrato como única fuente de Carbono, producen H_2S , son ureasas negativas, no desaminan Fenilalanina, y son tetrationato reductasas (Linder 1995). Para que su crecimiento sea óptimo, *Salmonella* necesita de un pH entre 6,6 y 8,2, las temperaturas más bajas a las que se ha señalado su existencia de crecimiento son de 5,3 a 6,2 grados centígrados, son incapaces de tolerar elevadas concentraciones de sal. *Salmonella* es destruida a las temperaturas de pasteurización de la leche (Linder 1995). Estos microorganismos que se hallan ampliamente distribuidos en la naturaleza, se encuentran en el tracto gastrointestinal de los mamíferos domésticos y salvajes, los reptiles, las aves y los insectos. Se trata de comensales eficaces y también patógenos que producen un espectro de enfermedades en el hombre y los animales. Algunos serotipos de *Salmonella*, tales como *S. typhi*, *S. paratyphi* y *S. sendai*, están muy adaptados a su huésped y no tienen otros huéspedes naturales conocidos³².

3. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1. Materiales.

3.1.1. Localización del trabajo.

a. Localización espacial.

Los animales muestreados fueron obtenidos de doce galpones los cuales se encuentran dentro de los límites de la Municipalidad Distrital de Cayma, provincia de Arequipa, departamento de Arequipa.

El distrito de Cayma está ubicado en la parte central y norte de la provincia de Arequipa a 16°24'17" latitud sur y 71°32'09" longitud oeste. Según la Región Arequipa está definido por los siguientes límites:

- Por el Norte: Distrito de Yura.
- Por el Sur: Distrito de Yanahuara.
- Por el Este: Distritos de Yanahuara, Alto Selva Alegre y San Juan de Tarucani.
- Por el Oeste: Distritos de Cerro Colorado y Yura.

El distrito de Cayma ocupa un área geográfica de 23561.11 Has. y un área urbana aproximada de 1 068.19 Has. Se caracteriza por su accidentada topografía debido a la presencia de la Cordillera de los Andes²⁵.

En Arequipa, los veranos son cortos, cómodos, áridos y parcialmente nublados y los inviernos son cortos, frescos, secos y nublados⁵⁰.

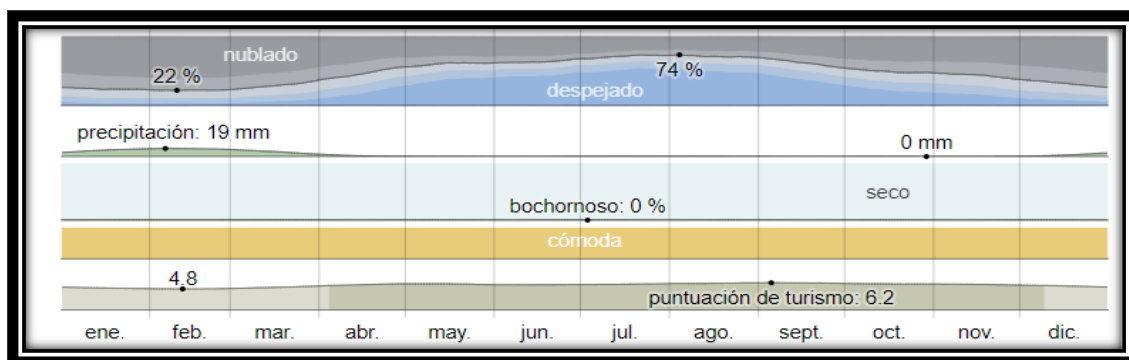


Imagen 48 - Resumen del Clima en Arequipa.
(WeatherSpark)⁵⁰.

La media anual de temperatura máxima y mínima es 22.9°C y 8.6°C, respectivamente, con una precipitación media de 3.1 mm⁴³.

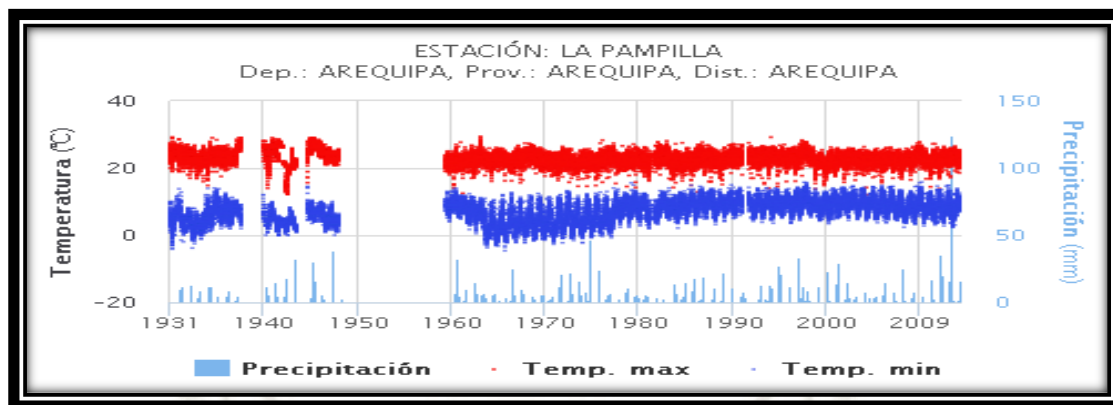


Imagen 49- Estación La Pampilla: Temperatura máxima y mínima (°C); Precipitación (mm). (SENAMHI)⁴³.

- Las muestras fueron procesadas en el domicilio ubicado en calle Juan Manuel Polar # 208 Acequia Alta – Cayma.

b. Localización temporal.

El presente trabajo de investigación se realizó entre los meses de diciembre del 2018 a julio del 2019.

3.1.2. Material biológico.

El material biológico que se utilizó fueron las aves de combate a muestrear, es decir, el tamaño de muestra.

3.1.3. Material de laboratorio.

- Baguetas de madera.
- Cronometro.
- Formato de envío de muestras.
- Gradilla.
- Guantes.
- Lapicero.
- Linterna.
- Mandil.
- Micropipeta.

- Microtainer de 500 µl. (Activador de coagulación).
- Placa.
- Porta tips.
- Reactivo: Antígeno de *Salmonella spp.*
- Tips.
- Tubos Eppendorf de 0.5 ml.

3.1.4. Material de campo.

- Aguja hipodérmica 20 G * 1”.
- Alicates de corte.
- Anillos de identificación.
- Clorhexidina.
- Cooler transportador.
- Formato de envío de muestras.
- Gasa.
- Gradilla.
- Guantes de látex.
- Jeringas de 3 ml.
- Lapicero.
- Marcador.
- Microtainer de 500 µl. (Activador de coagulación).

3.1.5. Equipo y maquinaria.

- Cámara digital.
- Flash drive (Memoria USB).
- Laptop.

3.1.6. Otros materiales.

- Bolsas de plástico desechables.
- Caja de bioseguridad.
- Cronograma de muestreo.
- Software Word y Excel.

3.2. Métodos.

3.2.1. Muestreo.

▪ Universo.

El universo está dado por el registro en SENASA del año 2017 el cual nos brindó como dato el total de aves de combate en el distrito de Cayma, que asciende a 3699 animales⁴⁴.

Tabla 8 - Información pública.

Distrito	Gallo P	Gallina P	Pollo P	Gallo N	Gallina N	Pollo N
Cayma	1431	976	947	129	58	158

Fuente: (SENASA)⁴⁴.

▪ Tamaño de la muestra.

Sabiendo previamente el universo tomando la información de SENASA obtuvimos nuestro tamaño de muestra a través de la siguiente formula:

$$N = \frac{n * 400}{399 + n}$$

Por lo tanto, al reemplazar los datos logramos obtener el tamaño de muestra siendo:

$$n = 3699^{44}.$$

$$N = \frac{3699 * 400}{399 + 3699}$$

$$N = \frac{1479600}{4098}$$

$$N = 361.05$$

$$N = 361.$$

▪ **Procedimiento de muestreo.**

➤ **Procedimiento para la toma de muestra.**

- Se inició con el arribo a cada uno de los doce galpones de los cuales obtuvimos las muestras sanguíneas y se identificaron los animales a muestrear.
- Después se realizó la sujeción del animal.
- Luego se realizó con la colocación del anillo de identificación y al mismo tiempo se realizó el llenado del formato de envío de muestras.
- Posteriormente se extendió el ala y se aplicó la antisepsia con Clorhexidina en el lugar donde se hizo la punción.
- Luego se realizó la extracción de la muestra de sangre del ave, esta se realizó con una aguja 20 G x 1' y una jeringa hipodérmica de 3 ml.
- La aguja con la cual se hizo la extracción de la muestra estaba con el bisel orientado hacia arriba y la punción se realizó en la vena braquial ingresando a la misma con un ángulo de 15° y teniendo en cuenta de no trasvasar la pared de la vena y se obtuvo una muestra de 1 ml; para luego al retirar la aguja se mantuvo presionado el lugar de punción por unos 10 segundos.
- Posteriormente la muestra de sangre fue vertida en el microtainer con activador de coagulación y se empezó a girar el microtainer de 8 a 9 veces según las indicaciones del proveedor, para lograr una mejor coagulación de la muestra.
- Por último, se dejó reposar en una superficie plana los microtainers con la muestra de sangre que ya empezaba a coagularse y en algunos casos ya estaba coagulada durante toda la noche y fue así como logramos obtener la separación del suero del resto de la muestra.

3.2.2. Métodos de evaluación.

a. Metodología de la experimentación.

a.1. Aglutinación.

1. Debido a que no era necesario el uso de ningún equipo especializado como por ejemplo una centrifuga o una balanza con una alta calibración esta parte de la experimentación no requirió el procesamiento de las muestras en un laboratorio es por eso que esta parte del estudio se realizó en el domicilio ubicado en la calle Juan Manuel Polar 208 Acequia Alta – Cayma.
2. Luego, una vez que ya se encontró el suero sanguíneo separado del resto de la muestra se procedió a retirarlo con la ayuda de la micropipeta y los tips a los tubos Eppendorf que fueron rotulados previamente con el mismo número de la rotulación de los microtainers.
3. Luego de los tubos Eppendorf cargados con el suero se extrajo y se colocó 0.3 ml de suero de cada una de las muestras en uno de los cuadrados de la placa la cual esta dividida en pequeños cuadrados de 5 X 4 cm cada uno haciendo un total de 25 cuadrados en la placa.
4. Posteriormente se añadió a cada medida del suero 0,03 ml de suspensión de antígeno.
5. Luego se procedió a mezclar cada compuesto antígeno - suero con una ayuda de una bagueta de madera.
6. Se procedió a rotar (oscilar) la placa de vidrio suavemente de 15 a 20 veces para lograr una mezcla más homogénea.
7. Como paso final se procedió a realizar la lectura del procedimiento a los dos minutos posteriores de realizar la mezcla del antígeno con el suero.

a.2. Lectura de la prueba.

1. Se observó en 19 casos la presencia la aglutinación.
2. Los grados de aglutinación que utilizamos para la interpretación se realizó con la siguiente escala:

- Presencia de aglutinación: Positivo +.
- Ninguna aglutinación: Negativo –.

b. Ajustes metodológicos.

El presente trabajo de investigación se realizó por medio de la prueba de Chi – cuadrado.

c. Recopilación de la información.

- **En el campo.**
 - Obtención de muestras.
 - Fichas de envío de muestras.
- **En el laboratorio.**
 - Mediante la observación macroscópica de la reacción suero y antígeno.
- **En la biblioteca.**
 - Libros de consulta sobre el tema a desarrollar.
- **En otros ambientes generadores de la información científica.**
 - Revistas de internet relacionadas con el tema.
 - Buscadores de internet relacionadas con el tema.
 - Páginas de internet relacionadas con el tema.

3.2.3. Variables de respuesta.

a. Variables independientes.

- Edad de las aves.
- Sexo de las aves.
- Tipo de crianza de las aves; siendo de dos tipos: Piso y Jaula.
- Origen de las aves; siendo de dos tipos: Propio y Adquirido.

b. Variables dependientes.

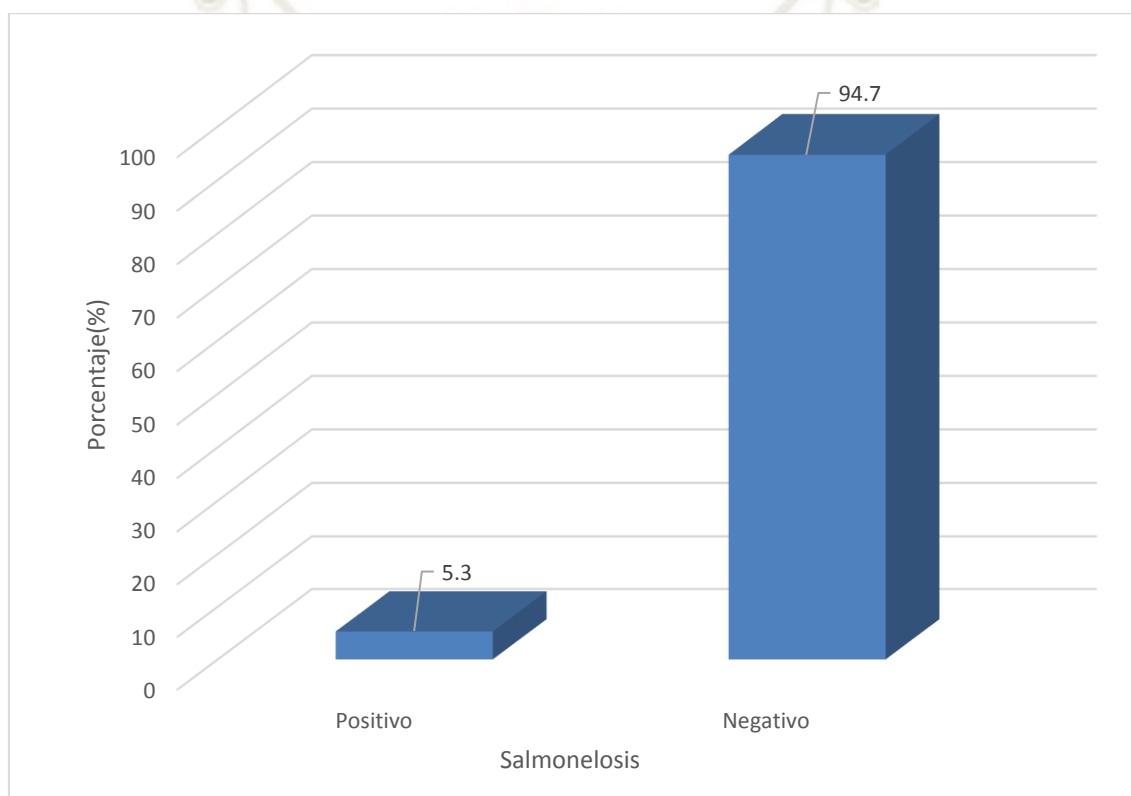
Prevalencia de *Salmonella spp.*, a la prueba de Sero - Aglutinación en placa.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Cuadro 1 - Prevalencia general de salmonelosis en aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.

Salmonelosis	Nº	%
Positivo	19	5,3
Negativo	342	94,7
TOTAL	361	100

Gráfico 1 - Prevalencia general de salmonelosis en las aves de combate en el distrito de Cayma – Arequipa.



En el Cuadro Nº 1 se observa la cantidad total de muestras obtenidas para la presente investigación, que fueron tomadas al azar, encontrándose 19 animales positivos a Salmonelosis que representa el 5,3 % y 342 animales negativos a Salmonelosis que representa el 94,7 %.

Melgar (2014). En su trabajo de Salmonelosis y Mycoplasmosis en palomas *Columbia livia* de la Asociación el Azufral mediante la técnica de Seroaglutinación Arequipa - 2014. De 75 muestras procesadas: 11 palomas resultaron positivas a *Salmonella spp.* con prevalencia de 14,6 %.

En comparación con el presente trabajo se encontraron 19 animales positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 5,3 %. La variación del porcentaje puede ser por la especie animal comparada con el estudio de Melgar (2014), siendo las palomas aves no domésticas que por su comportamiento viajan a otros lugares que pueden estar contaminados a diferencia de las aves de combate.

Zanabria (2018). En su trabajo de Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en palomas Bravía con el método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018. De las 98 muestras procesadas: se obtuvo 15 muestras positivas a *Salmonella pullorum* representando el 15.31%. Mediante la Técnica de Aglutinación simple.

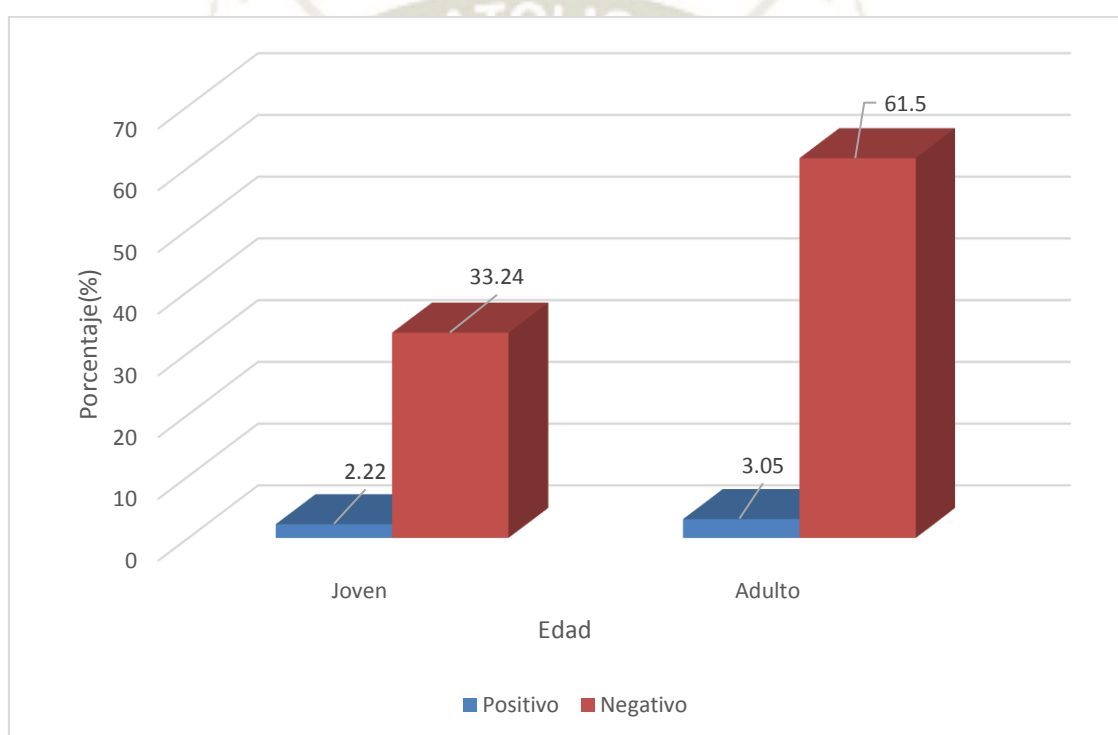
En comparación con el presente trabajo se encontraron 19 animales positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 5,3 %. La variación del porcentaje puede deberse a la diferencia de especie animal comparada con el estudio de Zanabria (2018), ya que las palomas debido a su comportamiento migratorio pueden obtener la enfermedad en algún lugar contaminado a diferencia de las aves de combate.

Cuadro 2 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según edad en el distrito de Cayma – Arequipa.

Edad	Salmonelosis				TOTAL	
	Positivo		Negativo			
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Hasta 6 meses: Joven	8	2,22	120	33,24	128	35,46
Mayor a 6 meses: Adulto	11	3,05	222	61,50	233	64,54
TOTAL	19	5,26	342	94,74	361	100

$$X^2 = 0.38; P > 0.05; P = 0.53$$

Gráfico 2 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según edad en el distrito de Cayma – Arequipa.



En el Cuadro Nº 2 según la prueba de chi cuadrado ($X^2=0.38$) muestra que la prevalencia de salmonelosis según edad de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).

Asimismo, se observa la cantidad total de muestras obtenidas para la presente investigación, que fueron tomadas al azar, encontrándose 128 animales jóvenes que representa el 35.5 % de los cuales 8 son positivos a Salmonelosis que representa 2,22 %, 120 negativos a Salmonelosis que representa 33,24 % y 233 animales adultos que representa el 64.5 % de los cuales 11 animales positivos a Salmonelosis que representa el 3,05 %, 222 animales negativos a Salmonelosis que representa el 61,5 %.

Melgar (2014). En su trabajo de Salmonelosis y Mycoplasmosis en palomas *Columbia livia* de la Asociación el Azufral mediante la técnica de Seroaglutinación Arequipa - 2014. De las 75 muestras procesadas: se obtuvo 6 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 8% en juveniles y se obtuvo 5 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 6.7% en adultos.

En comparación con el presente trabajo también usamos la variable de edad, se encontraron 8 animales jóvenes positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 2,22 % y 11 animales adultos positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3,05 %, mientras que en el estudio de Melgar (2014), al hablar de palomas existe una diferencia en la especie animal y probando que en ambas edades tanto jóvenes como adultos su porcentaje de prevalencia es mayor que en el presente estudio que es en aves de combate ya que obtuvo 6 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 8% en juveniles y 5 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 6.7% en adultos.

Zanabria (2018). En su trabajo de Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en palomas Bravía con el método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018. según la edad de las palomas muestreadas, observándose que la mayor prevalencia se encuentra en palomas adultas con 9.18%, seguido de las palomas jóvenes con 6.12%, sin embargo, no existe diferencia estadística lo que representa igual el comportamiento de jóvenes y adultas ante la salmonelosis.

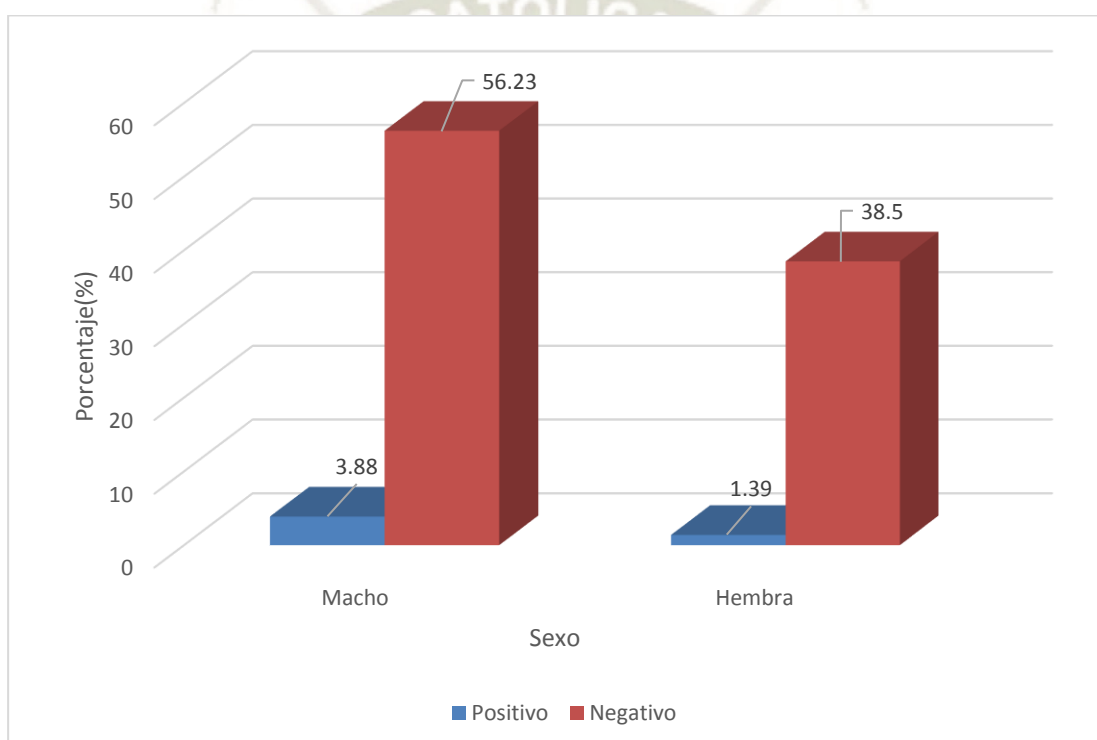
En comparación con el presente trabajo observamos la mayor prevalencia con 11 animales adultos positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3,05 %, seguido con 8 animales jóvenes positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 2,22 %, mientras que en el estudio de Zanabria (2018), su investigación está orientada a aves no domésticas como son las palomas con muchas diferencias en su comportamiento a las aves de combate del presente trabajo de investigación además también deja evidenciado que en ambas edades tanto jóvenes como en adultos su porcentaje de prevalencia es mayor a la del presente trabajo ya que obtuvo como resultados, palomas adultas con 9.18% y palomas jóvenes con 6.12%.

Cuadro 3 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según sexo en el distrito de Cayma – Arequipa.

Sexo	Salmonelosis				TOTAL	
	Positivo		Negativo			
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Macho	14	3,88	203	56,23	217	60,11
Hembra	5	1,39	139	38,50	144	39,89
TOTAL	19	5,26	342	94,74	361	100

$$X^2 = 1.54; P > 0.05; P = 0.21$$

Gráfico 3 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según sexo en el distrito de Cayma – Arequipa.



En el Cuadro Nº 3 según la prueba de chi cuadrado ($X^2=1.54$) muestra que la prevalencia de salmonelosis y el sexo de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).

Asimismo, se observa la cantidad total de muestras obtenidas para la presente investigación, que fueron tomadas al azar, encontrándose 217 animales machos que representa el 60,11 % de los cuales 14 son positivos a Salmonelosis que representa 3,88 %, 203 negativos a Salmonelosis que representa 56,23 % y 144 animales hembras que representa el 39,89 % de los cuales 5 animales positivos

a Salmonelosis que representa el 1,39 %, 139 animales negativos a Salmonelosis que representa el 38,50 %.

Melgar (2014). En su trabajo de Salmonelosis y Mycoplasmosis en palomas *Columbia livia* de la Asociación el Azufral mediante la técnica de Seroaglutinación Arequipa - 2014. De las 75 muestras procesadas: se obtuvo 4 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 5.3% en machos y 7 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 9.3% en hembras.

En comparación con el presente trabajo también usamos la variable de sexo, se encontraron 14 animales machos positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3.88 % y 5 animales hembras positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 1.39%, mientras que en el estudio de Melgar (2014), que está dirigida hacia palomas podemos encontrar mucha diferencia en el porcentaje de prevalencia en ambos sexos, macho y hembra ya que obtuvo los siguientes resultados, se obtuvo 4 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 5.3% en machos y 7 muestras positivas a *Salmonella spp.* representando 9.3% en hembras.

Zanabria (2018). En su trabajo de Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en palomas Bravía con el método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018. Según el sexo, en la cual se puede observar que la presencia de casos positivos en hembras es mayor con 9.18% con un total de 9 muestras y de 6.12% con un total de 6 muestras para machos.

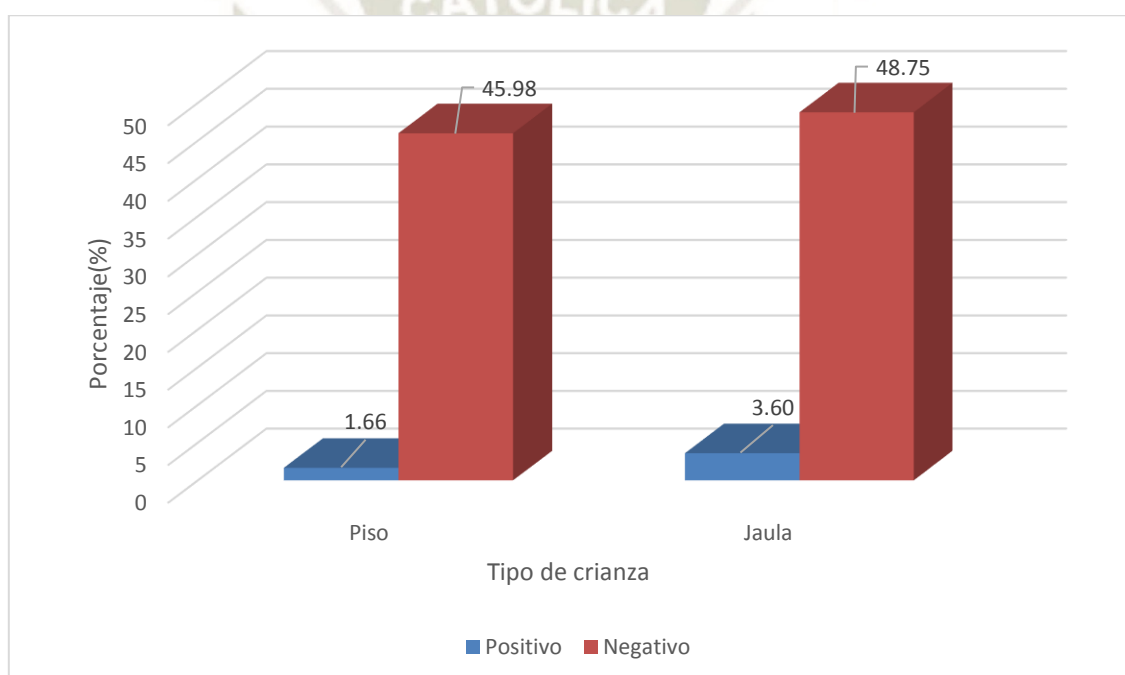
En comparación con el presente trabajo observamos la mayor prevalencia con 14 animales machos positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3.88 %, seguido con 5 animales hembras positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 1.39 %, mientras que en el estudio de Zanabria (2018), al estar dirigida a palomas, existe muchas diferencias en el porcentaje de prevalencia en ambos sexos tanto machos como hembras con respecto al presente trabajo ya que los resultados obtenidos por Zanabria fueron de hembras con 9.18% con un total de 9 muestras y de 6.12% con un total de 6 muestras para machos.

Cuadro 4 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según tipo de crianza en el distrito de Cayma – Arequipa.

Tipo de crianza	Salmonelosis				TOTAL	
	Positivo		Negativo			
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Piso	6	1,66	166	45,98	172	47,65
Jaula	13	3,60	176	48,75	189	52,35
TOTAL	19	5,26	342	94,74	361	100

$$X^2 = 2.07; \quad P > 0.05; \quad P = 0.15$$

Gráfico 4 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según tipo de crianza en el distrito de Cayma – Arequipa.



En el Cuadro Nº 4 según la prueba de chi cuadrado ($X^2=2.07$) muestra que la prevalencia de salmonelosis y el sexo de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).

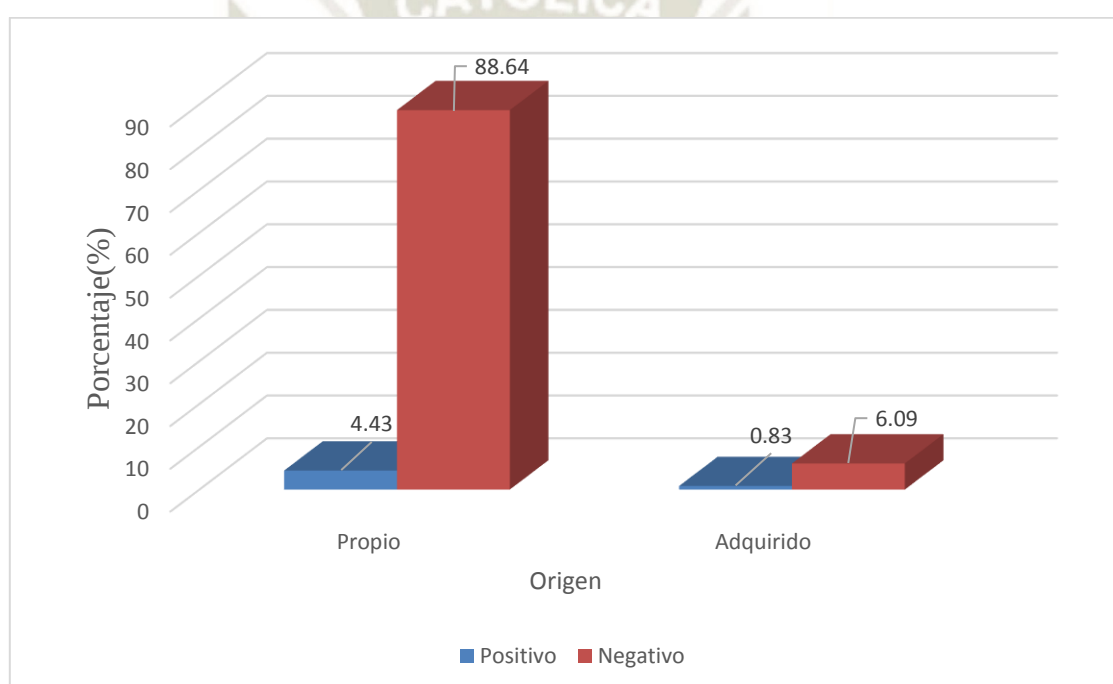
Asimismo, se observa la cantidad total de muestras obtenidas para la presente investigación, que fueron tomadas al azar, encontrándose 172 animales criados en piso que representa el 47,65 % de los cuales 6 son positivos a Salmonelosis que representa 1,66 %, 166 negativos a Salmonelosis que representa 45,98 % y 189 animales criados en jaula que representa el 52,35 % de los cuales 13 animales positivos a Salmonelosis que representa el 3,60 %, 176 animales negativos a Salmonelosis que representa el 48,75 %.

Cuadro 5 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según origen en el distrito de Cayma – Arequipa.

Origen	Salmonelosis				TOTAL	
	Positivo		Negativo			
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Propio	16	4,43	320	88,64	336	93,07
Adquirido	3	0,83	22	6,09	25	6,93
TOTAL	19	5,26	342	94,74	361	100

$$X^2 = 2.44; P > 0.05; P = 0.11$$

Gráfico 5 - Prevalencia de salmonelosis de aves de combate según origen en el distrito de Cayma – Arequipa.



En el Cuadro Nº 5 según la prueba de chi cuadrado ($X^2 = 2.44$) muestra que la prevalencia de salmonelosis y el origen de las aves no presenta relación estadística significativa ($P > 0.05$).

Asimismo, se observa la cantidad total de muestras obtenidas para la presente investigación, que fueron tomadas al azar, encontrándose 336 animales propios que representa el 93,07 % de los cuales 16 son positivos a Salmonelosis que representa 4,43 %, 320 negativos a Salmonelosis que representa 88,64 % y 25 animales adquiridos que representa el 6,93 % de los cuales 3 animales positivos a Salmonelosis que representa el 0,83 %, 22 animales negativos a Salmonelosis que representa el 6,09 %.

Zanabria (2018). En su trabajo de Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en palomas Bravía con el método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018. Se muestra la *Salmonella pullorum* en el distrito de Cotahuasi provincia de La Unión departamento de Arequipa 2018, en los distintos lugares de donde se recolectó las muestras; se observa que la presencia encontrada en cada sector fue la siguiente: en el sector de Cancha se halló un porcentaje 5,10% con una cantidad de 5 muestras positivas, 13,27% con 13 muestras negativas; en el sector de Chacaylla fue de 5.10% con una cantidad de 5 muestras positivas, 13,27% con 13 muestras negativas; para el sector de Cotahuasi encontramos 3,06% con una cantidad de 3 muestras positivas, 24.19% con 24 muestras negativas; en el sector de Colcan con 1,02% con 1 muestra positiva, 8.16% con 8 muestras negativas; s; para el sector de Piro con 1,02% con 1 muestra positiva, 8.16% con 8 muestras negativas; para Tacaupo con ninguna muestra positiva, 8.16% con 8 muestras negativas; y finalmente para Tanapaca ninguna muestra positiva, 9.18% con 9 muestras negativas de un total de 98 muestras.

En comparación con el presente trabajo observamos la mayor prevalencia con 16 animales propios positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 6.93 %, seguido con 3 animales adquiridos positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 0.83 %, mientras que en el estudio de Zanabria (2018), es dirigida hacia aves no domésticas como las palomas existe diferencias muy marcadas con la especie animal del presente trabajo ya que las palomas tienen conductas migratorias y recorren grandes distancias en muy poco tiempo, además en el estudio de Zanabria logra identificar lugares específicos de donde provienen y el origen de estas palomas y su porcentaje de prevalencia también es más elevado que en el presente trabajo.

5. CONCLUSIONES.

De acuerdo a los resultados que se obtuvieron del presente trabajo de investigación, se ha llegado a las siguientes conclusiones:

- Se concluye que, de 361 muestras procesadas del distrito de Cayma, 19 aves de combate reaccionaron positivas a *Salmonella spp.* con prevalencia de 5.3%. Mediante la Técnica de Sero - Aglutinación en placa.
- Podemos concluir que, de 361 muestras procesadas del distrito de Cayma, 8 animales jóvenes reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 2,22 % y 11 animales adultos reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3,05 %. Mediante la Técnica de Sero - Aglutinación en placa. La prevalencia de salmonelosis y la edad de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).
- Se infiere que, de 361 muestras procesadas del distrito de Cayma, 14 animales machos reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3.88 % y 5 animales hembras reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 1.39%. Mediante la Técnica de Sero - Aglutinación en placa. La prevalencia de salmonelosis y el sexo de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).
- Del total del tamaño muestral procesado del distrito de Cayma, 6 animales criados en piso reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 1.66 % y 13 animales criados en jaula reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 3.60 %. Mediante la Técnica de Sero - Aglutinación en placa. La prevalencia de salmonelosis y el tipo de crianza de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).

- De la cantidad total de aves de combate procesadas del distrito de Cayma, 16 animales propios reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 6.93 % y 3 animales adquiridos reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 0.83 %. Mediante la Técnica de Sero - Aglutinación en placa. La prevalencia de salmonelosis y el origen de las aves no presenta relación estadística significativa ($P>0.05$).



6. RECOMENDACIONES.

- En base a los Resultados donde 19 aves de combate reaccionaron positivos a *Salmonella spp.* con prevalencia de 5.3%, se recomienda vigilancia, prevención y control sanitario de zoonosis relacionados a las aves de combate en el distrito de Cayma.
- Se recomienda a los criadores de aves de combate del distrito de Cayma realizar capacitaciones sobre el control sanitario en el tipo de crianza que ellos desarrollan con la finalidad de prevenir y controlar enfermedades bacterianas las cuales puedan mermar o disminuir la salud de sus animales.
- Realizar estudios de la enfermedad “Salmonelosis” en este tipo de crianza (Aves de combate) en otros distritos de la ciudad de Arequipa y la región sur del Perú.

7. BIBLIOGRAFÍA.

1. Acha P., Szyfres B. [Internet]. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales Vol 3. (Publicación Científica y Técnica No. 580). 3 ed. Washington D.C.: Organización Panamericana de la Salud. 2001. [Actualizado 2001; Citado 19 Sept 2018]. Disponible en: <http://iris.paho.org/xmlui/bitstream/handle/123456789/709/9275315809.pdf>
2. Ademed.blogspot [Internet].: Métodos Serológicos en el Diagnóstico de Salmonelosis; 2013. [Actualizado febrero 2013; Citado 19 Sept 2018]. Disponible en: <http://ademed.blogspot.com/2013/02/metodos-serologicos-en-el-diagnostico.html>
3. Baumel J. Handbook of Avian Anatomy: Nomina Anatomica Avium. Vol 1. 2 ed. Cambridge, Massachusetts: Published by the Club; 1993
4. Calnek BW, Barnes HJ, Beard CW, Reid WM, Yoder HW Jr. Enfermedades de las Aves. Vol 1. 1a ed. México D F – Santafé de Bogotá: El Manual Moderno, S.A. de CV; 2012.
5. Calva E. Salmonella typhi y la fiebre tifoidea: de la biología molecular a la salud pública. [Internet]. <http://repositorio.una.edu.ni/1463/1/tnl01m977.pdf>
6. Carbó B. El Pollo de Carne. Vol 1. 2 ed. Madrid – España: Mundi – Prensa; 1988.
7. Cenaprece [Internet]. México: Centro nacional de programas preventivos y control de enfermedades; [Citado 19 Sept 2108]. Disponible en: <http://www.cenaprece.salud.gob.mx/programas/interior/vectores/descargas/pdf/Manualaves.pdf>
8. Cogorno Ventura C. El gallo de pelea en el Perú. Tomo I. 1 ed. Lima – Perú: Boletín de Lima; 2003.
9. Cogorno Ventura C. El juego de gallos en el Perú. Tomo I. 1 ed. Lima - Perú: Andina; 2016.
10. Denegri M. Arte y Ciencia de la Gallística. [Internet]. Vol 1. 2 ed. Lima: Fondo Editorial de la UIGV; 2015. [Actualizado 2015; Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <http://repositorio.uigv.edu.pe/bitstream/handle/20.500.11818/1154/Arte%20y%20ciencia%20de%20la%20galiistica.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
11. Dinev I. Enfermedades de las Aves. [Internet]. 2da ed. Stara Zagora – Bulgaria: Ceva; 2011. [Actualizado 23 Feb 2016; Citado 19 Sept 2018]. Disponible en: <http://fliphtml5.com/zbtr/fmzo/basic>
12. Engormix [Internet]. Brasil: Engormix; 1999 [Actualizado 4 Sept 2011; Citado 19 Sept 2018]. Disponible en: <https://www.engormix.com/avicultura/articulos/salmonella-en-aves-t29048.htm>

13. Ferreira G. Patología Veterinaria. Vol 1. 1 ed. Antioquia: Universidad de Antioquia; 2003.
14. García R., Berrocal J., Moreno L., Ferrón G. Producción Ecológica de Gallinas Ponedoras. [Internet]. Vol 1. 1ed. El Salvador: FUNDESYRAM; 2015. [Actualizado 2015; Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <http://www.fundesyram.info/biblioteca.php?id=2810>
15. Gil F. Anatomía específica de aves: aspectos funcionales y clínicos. [Internet]. Murcia – España; 2008. [Actualizado 20018; Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <https://www.um.es/anatvet/interactividad/aaves/anatomia-aves-10.pdf>
16. Google Earth. (s.f.) [Mapa Cayma – Arequipa – Perú en Google Earth] Recuperado el 1 de noviembre, 2018
17. Gordon, R.F. y Jordan, W. “Enfermedades de las aves”. Ed. México D.F.: El Manual Moderno S.A. 1985
18. Huamañahui A. Signos Vitales de las Aves. [Internet]. Vfol1. 1 ed. AFHD. [Actualizado 20 octubre 2013; Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <http://signosvitalesdelosanimales-afhd.blogspot.com/2013/10/signos-vitales-de-las-aves-gallinas.html>
19. IBM Knowledge Center [Internet]. España: IBM; 20025 [Actualizado 2017; Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: https://www.ibm.com/support/knowledgecenter/es/SSLVMB_sub/statistics_mainhelp_ddita/spss/base/idh_ntch.html
20. Jordan F., Pattison M. Enfermedades de las Aves. Vol 1. 3 ed. México D. F. – Santa Fe de Bogotá: El Manual Modern S.A. de C.V.; 1995
21. Lazo L. Caracterización de la crianza en gallos (*Gallus domesticus*) de combate en la provincia de Arequipa metropolitana – 2014 [Tesis en Internet]. [Arequipa]: Universidad Católica de Santa María; 2014 [Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <https://tesis.ucsm.edu.pe/repositorio/handle/UCSM/3072>
22. Lesur L. Manual de Avicultura: Una Guía Paso a Paso. Vol 1. 1 ed.: México: Trillas S.A. de C.V.; 2008
23. Marti I. Profilaxis del Gallinero: Diagnóstico y Tratamiento de las Enfermedades más Corrientes.
24. McLelland J. A color Atlas of Avian Anatomy. Vol 1. 1 ed. Inglaterra: Wolfe Publishing Ltd; 1990
25. MDC [Internet]. Arequipa: MDC 2006 [Actualizado 2015; [Citado 1 noviembre 2018]. Página web; 21 pág. Disponible en: http://www.municayma.gob.pe/v/images/Obras/PUD_20062015/02_LOCALIZACION.pdf
26. Melgar L. Prevalencia de Salmonelosis y Mycoplasmosis en palomas (*Columba livia*) de la Asociación el Azufral mediante la técnica de Seroaglutinación Arequipa-2014 [Tesis en Internet]. [Arequipa]: Universidad Católica de Santa María; 2014 [Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <https://tesis.ucsm.edu.pe/repositorio/handle/UCSM/3061>

27. Mérido J., Moreno E. Manual para Técnico Superior de Laboratorio Clínico y Biomédico. Vol 1. 1 ed. Madrid: Médica Panamericana S.A.; 2015.
28. Morton d et al. Extracción de Sangre en los Mamíferos y Aves de Laboratorio. Primer informe del grupo conjunto de trabajo BVA/FRAME/RSPCA/UFAW sobre el refinamiento [Internet].1993 [Citado 1 noviembre 2018; Vol 27:1-22. Disponible en: <http://sea.umh.es/files/2011/07/Refinamiento-extracci%C3%B3n-sangre.pdf>
29. Negocios Agropecuarios. Crianza de Gallinas de Postura. Vol 1. 1 ed. México; 2017.
30. North M., Bell D. Manual de Producción Avícola. 3era ed. México D.F. – Santa Fe: Manual Moderno; 1993
31. Padilla F. Crianza de Gallos. Vol 1. 1 ed. Lima – Perú: Macro EIRL; 2007
32. Parra M., Durango J., Mattar S. Microbiología, patogénesis, epidemiología, clínica y diagnóstico de las infecciones producidas por salmonella. [Internet]. Córdoba – Colombia: Corporación Universitaria del Sinú (CUS), Facultad de Ciencias de la Salud, Carrera de Medicina, Montería; Universidad de Córdoba. Instituto de Investigaciones Biológicas del Trópico. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2002 [2002; 1 noviembre 2018]. Disponible en: <http://revistas.unicordoba.edu.co/index.php/revistamvz/article/view/521/589>
33. Perusquia M. Necropsias en Aves. Vol 1. 1 ed. México: Trillas; 1991.
34. Randal C. J. Enfermedades de las Aves Domésticas y de Corral. Vol 1. 1era ed. Madrid: Interamericana – Mc Graw – Hill. 1989.
35. Real Academia Española. (2001). Diccionario de la lengua española (22.a ed.). [Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en: <http://dle.rae.es/srv/search?m=30&w=zoonosis>
36. Reglamento del Sistema Sanitario Avícola. Decreto Supremo Nº 029•2007•AG de 1 de noviembre 2007. El peruano, no 356401, [Citado 1 de noviembre de 2018]. Disponible en: <http://extwprlegs1.fao.org/docs/pdf/per75444.pdf>
37. Rivera C. Enfermedades Infecciosas I. Vol 1. 1era ed. Arequipa – Perú: Universidad Católica de Santa María; 2013
38. Rojo E. enfermedades de las Aves. Vol. 1. 2da ed. México D.F.: Editorial Trillas; 1999.
39. Roldan j., Pardo F., et al. Volvamos al Campo: Manual de Explotación en Aves de Corral. Vol 1. 1 ed. Colombia: Grupo Latino Ltda; 2006
40. Salinas. 2002. Crianzas, razas y entrenamiento de gallos de pelea. 1era Ed. Lima: Ediciones Ripalme. 2002.
41. Sánchez C. Cría, Manejo y Comercialización de Pollos. Vol 1. 1 ed. Lima – Perú: Ripalme; 2012

42. Sánchez C., Sierra C. Manual Agropecuario: Tecnologías Orgánicas de la Granja Integral. Vol 1. 2 ed. 2 tomo. Bogotá – Colombia: Biblioteca de Campo - Lexus; 2010.
43. SENAMHI [Internet]. Perú: Senamhi; 2014 [Actualizado 30 abril 2014; Citado 19 Sept 2018]. Disponible en:
<https://www.senamhi.gob.pe/main.php?dp=arequipa&p=descarga-datos-hidrometeorologicos>
44. SENASA. Área de Sanidad Animal. Vacunación contra la enfermedad de New Castle en aves de combate en el distrito de Cayma 2017. En: SENASA. Arequipa: Ministerio de Agricultura; 2017.
45. Stanchi N O, Martino P E. Microbiología Veterinaria [Internet]. Buenos Aires: Inter-Medica; 2007. [Actualizado 2007; Citado 19 Sept 2018]. Disponible en: <http://www.inter-medica.com.ar>
46. UCO [Internet]. Caracteres étnicos y etológicos específicos de las aves de interés zootécnico. Censo y distribución mundial. Gallinas ponedoras. Gallinas de carne y de doble funcionalidad. Razas de pavos. Razas de palomas. Razas de aves cinegéticas de interés zootécnico. Razas de patos y ocas. Córdoba – España.2004. [Actualizado 07 diciembre 2004; Citado 1 noviembre 2018]. Disponible en:
https://www.uco.es/zootecniaygestion/img/datos/07_12_04_TEMA49.pdf
47. Uribe, C, Suárez, MC. Salmonelosis no tifoidea y su transmisión a través de alimentos de origen aviar. Colombia Médica [Internet]. 2006; 37(2):151-158. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=28337211>
48. Urquiza O., Ledesma N., Juárez M. Enfermedades de las Aves Domésticas. Vol 1. 1 ed. México: Trillas; 2018.
49. Valladares de la Cruz J. Necropsias en Aves. Los Avicultores y su entorno [Internet]. 2014 [Citado 1 noviembre 2018]; Vol 1 (86): 1 – 11. Disponible en:
http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_aves/enfermedades_aves/30-Necropsias_en_Aves.pdf
50. WeatherSpark [Internet]. Estados Unidos: WeatherSpark; 2013 [Actualizado 2013; Citado 1 Noviembre2018]. Disponible en:
<https://es.weatherspark.com/y/25845/Clima-promedio-en-Arequipa-Per%C3%BA-durante-todo-el-a%C3%B1o>
51. Wensing C., Sack W., Dyce K. Anatomía Veterinaria. Vol 1. 2 ed. México: McGraw – Hill Interamericana – S.A. de C.V.; 1996.
52. Zambrano H, Lucas J, L., Vilca M, Ramos D. Determinación de salmonella SPP en centros de beneficio clandestino de pollos de engorde en Lima, Perú. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú [Internet]. 2013 [Citado 1 noviembre 2018]; 24(3):1-9. Disponible en:
http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172013000300010

53. Zanabria H. Determinación de anticuerpos contra *Salmonella pullorum* en palomas Bravía con el método de Aglutinación Simple en el distrito de Cotahuasi – Arequipa – 2018. [Tesis en Internet]. [Arequipa]: Universidad Católica de Santa María; 2019 [Citado 20 mayo 2019]. Disponible en:

<http://tesis.ucsm.edu.pe/repositorio/bitstream/handle/UCSM/8634/68.0863.VZ.pdf?sequence=1&isAllowed=y>



8. ANEXOS.

8.1. Mapas o croquis de ubicación de los galpones muestreados.

8.1.1. Galpón № 1.



Imagen 50 - Ubicación Galpón № 1. Altitud foto (2.69 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.

8.1.2. Galpón № 2.



Imagen 51 - Ubicación Galpón № 2. Altitud foto (2.69 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.

8.1.3. Galpón № 3.



Imagen 52 - Ubicación Galpón № 3. Altitud foto (2.57 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.

8.1.4. Galpón № 4.



Imagen 53 - Ubicación Galpón № 4. Altitud foto (2.57 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.

8.1.5. Galpón № 5.



Imagen 54 - Ubicación Galpón № 5. Altitud foto (2.57 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.

8.1.6. Galpón № 6.



Imagen 55 - Ubicación Galpón № 6. Altitud foto (2.61 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.

8.1.7. Galpón № 7.



**Imagen 56 - Ubicación Galpón № 7. Altitud foto (2.59 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.**

8.1.8. Galpón № 8.



**Imagen 57 - Ubicación Galpón № 8. Altitud foto (2.59 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.**

8.1.9. Galpón № 9.



**Imagen 58 - Ubicación Galpón № 9. Altitud foto (2.59 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.**

8.1.10. Galpón № 10.



**Imagen 59 - Ubicación Galpón № 10. Altitud foto (2.57 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.**

8.1.11. Galpón № 11.



**Imagen 60 - Ubicación Galpón № 11. Altitud foto (2.46 km).
(Google Earth - 2018)¹⁶.**

8.1.12. Galpón № 12.



**Imagen 61 - Ubicación Galpón № 12. Altitud foto (2.80 km).
(Google Earth – 2018)¹⁶.**

8.2. Croquis experimental.



Imagen 62 - Ubicación experimental. Calle Juan Manuel Polar 208 Acequia Alta - Cayma. Altitud foto (2.57 km). (Google Earth – 2018)¹⁶.

8.3. Normas y dispositivos.

**DECRETO SUPREMO Nº 029 - 2007 – AG
REGLAMENTO DEL SISTEMA SANITARIO AVÍCOLA**

CAPITULO I

DE LAS DISPOSICIONES GENERALES

Artículo 1º. _ Objeto.

El presente Reglamento tiene por objeto regular las acciones y medidas sanitarias impartidas por el Servicio Nacional de Sanidad Agraria - SENASA, tendientes a la normalización, protección y fiscalización del sistema sanitario avícola con la finalidad de preservar el buen estado sanitario de las poblaciones avícolas, la calidad de sus productos y consecuentemente prevenir los riesgos en salud pública³⁶.

CAPITULO III

VIGILANCIA DE LAS ENFERMEDADES

Artículo 15°. _ Deber de informar y responsabilidad ante sospecha o conocimiento de enfermedades de declaración obligatoria.

Los propietarios de establecimientos avícolas, criadores de aves de pelea u ornamentales o zoocriaderos, los profesionales responsables, y demás personas naturales o jurídicas vinculadas a la tenencia o manejo de aves, que sospechen o conozcan de la existencia de granjas a aves afectadas por las enfermedades de declaración obligatoria, enfermedad de Newcastle, Influenza Aviar, Laringotraqueitis Infecciosa, Hepatitis a Cuerpos de Inclusión, Salmonella, Enfermedad de Gumboro, Enfermedad de Marek, Mycoplasmosis Aviar, Clamidirosis Aviar, Pulorosis / Tifosis Aviar, Bronquitis Infecciosa Aviar, Tuberculosis Aviar, Hepatitis Viral del Pato, Enteritis Viral del pato, Cólera Aviar o Coriza Infecciosa, están obligadas a informar inmediatamente a la oficina más cercana del SENASA u otra dependencia del Ministerio de Agricultura, bajo responsabilidad³⁶.

ANEXO 1

DEFINICIONES

Aves de traspatio / de combate:

Aves vivas criadas en viviendas, patios, jardines, huertos, fundos, etc.", principalmente para el consumo familiar, autoconsumo o entretenimiento³⁶.

8.4. Otros.

8.4.1. Diseño de tratamientos

En este apartado del diseño de tratamientos se realizará por conveniencia.

1. Galpón № 1.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$40 \longrightarrow X$$

$$X = 11.08 \%$$

2. Galpón № 2.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$30 \longrightarrow X$$

$$X = 8.31 \%$$

3. Galpón № 3.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$30 \longrightarrow X$$

$$X = 8.31 \%$$

4. Galpón № 4.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$33 \longrightarrow X$$

$$X = 9.14 \%$$

5. Galpón № 5.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$28 \longrightarrow X$$

$$X = 7.76 \%$$

6. Galpón № 6.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$20 \longrightarrow X$$

$$X = 5.54 \%$$

7. Galpón № 7.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$28 \longrightarrow X$$

$$X = 7.76 \%$$

8. Galpón № 8.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$17 \longrightarrow X$$

$$X = 4.71 \%$$

9. Galpón № 9.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$38 \longrightarrow X$$

$$X = 10.52 \%$$

10. Galpón № 10.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$28 \longrightarrow X$$

$$X = 7.76 \%$$

11. Galpón № 11.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$52 \longrightarrow X$$

$$X = 14.40 \%$$

12. Galpón № 12.

$$361 \longrightarrow 100 \%$$

$$17 \longrightarrow X$$

$$X = 4.71 \%$$

8.4.2. Cronograma de muestreo.

Tabla 9 - Cronograma de muestreo.

Galpón	Día de toma de muestras	Total, de muestras tomadas
Galpón № 1	13/04/2019	40
Galpón № 2	13/04/2019	30
Galpón № 3	13/04/2019	30
Galpón № 4	13/04/2019	33
Galpón № 5	15/04/2019	28
Galpón № 6	15/04/2019	20
Galpón № 7	15/04/2019	28
Galpón № 8	17/04/2019	17
Galpón № 9	19/04/2019	38
Galpón № 10	19/04/2019	28
Galpón № 11	19/04/2019	52
Galpón № 12	21/04/2019	17

8.4.3. Cuadro de registro.

Cuadro 6 - Cuadro de registro.

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
1	1	1	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
2	1	2	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
3	1	3	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
4	1	4	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
5	1	5	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
6	1	6	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
7	1	7	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
8	1	8	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
9	1	9	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
10	1	10	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
11	1	11	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
12	1	12	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
13	1	13	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
14	1	14	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
15	1	15	Joven	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
16	1	16	Joven	Hembra	Piso	Adquirido	Positivo
17	1	17	Joven	Hembra	Piso	Adquirido	Positivo
18	1	18	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
19	1	19	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
20	1	20	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
21	1	21	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
22	1	22	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
23	1	23	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
24	1	24	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
25	1	25	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
26	1	26	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
27	1	27	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
28	1	28	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
29	1	29	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
30	1	30	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
31	1	31	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
32	1	32	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
33	1	33	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
34	1	34	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
35	1	35	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
36	1	36	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
37	1	37	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
38	1	38	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
39	1	39	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
40	1	40	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
41	2	41	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
42	2	42	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
43	2	43	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
44	2	44	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
45	2	45	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
46	2	46	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
47	2	47	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
48	2	48	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
49	2	49	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
50	2	50	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
51	2	51	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
52	2	52	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
53	2	53	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
54	2	54	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
55	2	55	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
56	2	56	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
57	2	57	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
58	2	58	Joven	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
59	2	59	Joven	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
60	2	60	Joven	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
61	2	61	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
62	2	62	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
63	2	63	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
64	2	64	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
65	2	65	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
66	2	66	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
67	2	67	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
68	2	68	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
69	2	69	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
70	2	70	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
71	3	71	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
72	3	72	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
73	3	73	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
74	3	74	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
75	3	75	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
76	3	76	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
77	3	77	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
78	3	78	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
79	3	79	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
80	3	80	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
81	3	81	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
82	3	82	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
83	3	83	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
84	3	84	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
85	3	85	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
86	3	86	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
87	3	87	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
88	3	88	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
89	3	89	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
90	3	90	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
91	3	91	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
92	3	92	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
93	3	93	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
94	3	94	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
95	3	95	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
96	3	96	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
97	3	97	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
98	3	98	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
99	3	99	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
100	3	100	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
101	4	101	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
102	4	102	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
103	4	103	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
104	4	104	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
105	4	105	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
106	4	106	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
107	4	107	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
108	4	108	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
109	4	109	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
110	4	110	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
111	4	111	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
112	4	112	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
113	4	113	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
114	4	114	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
115	4	115	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
116	4	116	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
117	4	117	Joven	Macho	Jaula	Adquirido	Positivo
118	4	118	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
119	4	119	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
120	4	120	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
121	4	121	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
122	4	122	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
123	4	123	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
124	4	124	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
125	4	125	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
126	4	126	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
127	4	127	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
128	4	128	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
129	4	129	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
130	4	130	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
131	4	131	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
132	4	132	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
133	4	133	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
134	5	134	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
135	5	135	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
136	5	136	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Positivo
137	5	137	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
138	5	138	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
139	5	139	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
140	5	140	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
141	5	141	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
142	5	142	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
143	5	143	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
144	5	144	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
145	5	145	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
146	5	146	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
147	5	147	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
148	5	148	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
149	5	149	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
150	5	150	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
151	5	151	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
152	5	152	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
153	5	153	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
154	5	154	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Positivo
155	5	155	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
156	5	156	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
157	5	157	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
158	5	158	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
159	5	159	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
160	5	160	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
161	5	161	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
162	6	162	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
163	6	163	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
164	6	164	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
165	6	165	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
166	6	166	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
167	6	167	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
168	6	168	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
169	6	169	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
170	6	170	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
171	6	171	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
172	6	172	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
173	6	173	Joven	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
174	6	174	Joven	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
175	6	175	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
176	6	176	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
177	6	177	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
178	6	178	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
179	6	179	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
180	6	180	Joven	Macho	Jaula	Propio	Positivo
181	6	181	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
182	7	182	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Positivo
183	7	183	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
184	7	184	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
185	7	185	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
186	7	186	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
187	7	187	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
188	7	188	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
189	7	189	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
190	7	190	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
191	7	191	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
192	7	192	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
193	7	193	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
194	7	194	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
195	7	195	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
196	7	196	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
197	7	197	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
198	7	198	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
199	7	199	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
200	7	200	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Positivo
201	7	201	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
202	7	202	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
203	7	203	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
204	7	204	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
205	7	205	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
206	7	206	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
207	7	207	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
208	7	208	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
209	7	209	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
210	8	210	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
211	8	211	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
212	8	212	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
213	8	213	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
214	8	214	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
215	8	215	Joven	Macho	Jaula	Propio	Positivo
216	8	216	Joven	Macho	Jaula	Propio	Positivo
217	8	217	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
218	8	218	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
219	8	219	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
220	8	220	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
221	8	221	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
222	8	222	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
223	8	223	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
224	8	224	Adulto	Macho	Piso	Propio	Negativo
225	8	225	Adulto	Macho	Piso	Propio	Positivo
226	8	226	Adulto	Macho	Piso	Propio	Positivo
227	9	227	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
228	9	228	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
229	9	229	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
230	9	230	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
231	9	231	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
232	9	232	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
233	9	233	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
234	9	234	Joven	Macho	Jaula	Propio	Positivo
235	9	235	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
236	9	236	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
237	9	237	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
238	9	238	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
239	9	239	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
240	9	240	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Positivo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
241	9	241	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
242	9	242	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
243	9	243	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
244	9	244	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
245	9	245	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
246	9	246	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
247	9	247	Joven	Macho	Jaula	Propio	Positivo
248	9	248	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
249	9	249	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
250	9	250	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
251	9	251	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
252	9	252	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
253	9	253	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
254	9	254	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
255	9	255	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
256	9	256	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
257	9	257	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
258	9	258	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
259	9	259	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
260	9	260	Adulto	Hembra	Jaula	Adquirido	Negativo
261	9	261	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
262	9	262	Joven	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
263	9	263	Joven	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
264	9	264	Joven	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
265	10	265	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
266	10	266	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
267	10	267	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
268	10	268	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
269	10	269	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
270	10	270	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
271	10	271	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
272	10	272	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
273	10	273	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
274	10	274	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
275	10	275	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
276	10	276	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
277	10	277	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
278	10	278	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
279	10	279	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
280	10	280	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
281	10	281	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
282	10	282	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
283	10	283	Adulto	Hembra	Piso	Adquirido	Negativo
284	10	284	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
285	10	285	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
286	10	286	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
287	10	287	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
288	10	288	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
289	10	289	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
290	10	290	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
291	10	291	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
292	10	292	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
293	11	293	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
294	11	294	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
295	11	295	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
296	11	296	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
297	11	297	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
298	11	298	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
299	11	299	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
300	11	300	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
301	11	301	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
302	11	302	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
303	11	303	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
304	11	304	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
305	11	305	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
306	11	306	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
307	11	307	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
308	11	308	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
309	11	309	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
310	11	310	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
311	11	311	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
312	11	312	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
313	11	313	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
314	11	314	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
315	11	315	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
316	11	316	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
317	11	317	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
318	11	318	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
319	11	319	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
320	11	320	Adulto	Hembra	Piso	Propio	Negativo
321	11	321	Joven	Hembra	Piso	Propio	Negativo
322	11	322	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
323	11	323	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
324	11	324	Adulto	Macho	Jaula	Adquirido	Negativo
325	11	325	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
326	11	326	Joven	Macho	Piso	Propio	Negativo
327	11	327	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
328	11	328	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
329	11	329	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
330	11	330	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
331	11	331	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
332	11	332	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
333	11	333	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
334	11	334	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
335	11	335	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
336	11	336	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
337	11	337	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
338	11	338	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo

Muestra	Número de Galpón	Número de Anillo de Identificación	Edad	Sexo	Tipo de Crianza (Piso o Jaula)	Origen del ave (Propio o Adquirido)	Salmonella spp.
339	11	339	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
340	11	340	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
341	11	341	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
342	11	342	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
343	11	343	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
344	11	344	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo
345	12	345	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
346	12	346	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Negativo
347	12	347	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
348	12	348	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
349	12	349	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
350	12	350	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
351	12	351	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Positivo
352	12	352	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Positivo
353	12	353	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
354	12	354	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Positivo
355	12	355	Adulto	Macho	Jaula	Propio	Positivo
356	12	356	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
357	12	357	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
358	12	358	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
359	12	359	Adulto	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
360	12	360	Joven	Hembra	Jaula	Propio	Negativo
361	12	361	Joven	Macho	Jaula	Propio	Negativo

Leyenda.

Sexo: M: Macho; H: Hembra.

Salmonella spp.:

Edad: A: Adulto; J: Joven.

Positivo: Presencia de aglutinación.

Tipo de Crianza: P: Piso; J: Jaula.

Negativo: Ausencia de aglutinación.

Procedencia: P: Propio; A: Adquirida.

8.4.4. Formato para el Envío de Muestras.

Cuadro 7 - Formato de envío de muestras.

REMITENTE			
Nombre de quien envía: Joel Gonzalo Calisaya Cervantes. Institución: Universidad Católica de Santa María.			
DATOS DE LA MUESTRA			
Número del Galpón: _____			
Especie: Aves de Combate (<i>Gallus gallus domesticus</i>).			
Número de anillo de identificación: _____			
Tipo de Muestra: Sangre ☐			
Edad:	Adulto ☐	Juvenil ☐	
Sexo:	Macho ☐	Hembra ☐	
Tipo de Crianza:	Piso ☐	Jaula ☐	
Origen:	Propio ☐	Adquirido ☐	
Fecha de Toma de Muestra: ____/____/ 2019			
Fecha de Envío: ____/____/ 2019			

8.4.5. Solicitud de acceso a la información pública (SENASA).

(Formato cod.: GI-01)	SOLICITUD DE ACCESO A LA INFORMACIÓN PÚBLICA (Texto Único Ordenado de la Ley N° 27806, Ley de Transparencia y Acceso a la Información Pública, aprobado por Decreto Supremo N° 043-2003-PCM)		N° DE REGISTRO
FORMULARIO			

I. FUNCIONARIO RESPONSABLE DE ENTREGAR LA INFORMACIÓN:

Área de Sanidad Animal

II. DATOS DEL SOLICITANTE:

APELLIDOS Y NOMBRES / RAZÓN SOCIAL <i>Calisaya Cervantes Joel Gonzalo</i>		DOCUMENTO DE IDENTIDAD D.N.I./L.M./C.E./OTRO DNI <i>45525056</i>	
DOMICILIO			
AV/CALLE/JR/PSJ. <i>Av Juan Manuel Polar</i>	N° DPTO./INT. <i>203</i>	DISTRITO <i>Cayma</i>	URBANIZACIÓN <i>Arequipa Alta</i>
PROVINCIA <i>Arequipa</i>	DEPARTAMENTO <i>Arequipa</i>	CORREO ELECTRÓNICO <i>gonzsofca@gmail.com</i>	TELÉFONO <i>954202822</i>

III. INFORMACIÓN SOLICITADA:

Población registrada de sueros de combate en el Distrito de Cayma Arequipa, a través de la campaña de vacunación contra New Castle.

IV. DEPENDENCIA DE LA CUAL SE REQUIERE LA INFORMACIÓN:

Área de Sanidad Animal

V. FORMA DE ENTREGA DE LA INFORMACIÓN (marcar con una "X")

COPIA SIMPLE	☐	DISQUETE	☐	CD	☐	CORREO ELECTRÓNICO	☒	OTRO	☐
-----------------	--------------------------	----------	--------------------------	----	--------------------------	-----------------------	-------------------------------------	------	--------------------------

APELLIDOS Y NOMBRES <i>Calisaya Cervantes Joel Gonzalo</i> <i>Joel Calisaya</i> FIRMA	FECHA Y HORA DE RECEPCIÓN
--	---------------------------

OBSERVACIONES

MINISTERIO DE AGRICULTURA Y RIEGO
SERVICIO NACIONAL DE AGROPECUARIO
SENASA - AREQUIPA
23
RECIBIDO
Hora: Rep:
Firma:

Imagen 63 - Solicitud de acceso a la información pública.
(SENASA)⁴⁴.

Imagen 64 - Información pública – distrito de Cayma. (SENASA)⁴⁴.

Imagen 65 - Materiales para la obtención de muestras.

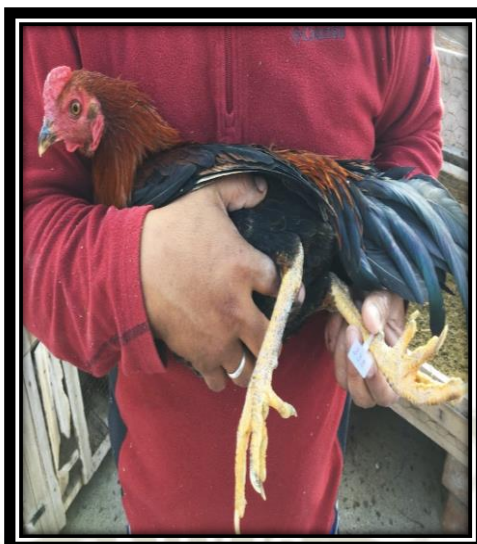


Imagen 66 - Animal muestreado № 238.

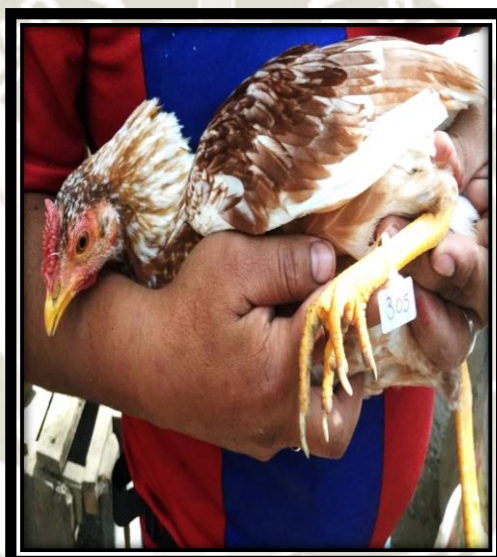


Imagen 67 - Animal muestreado № 305.

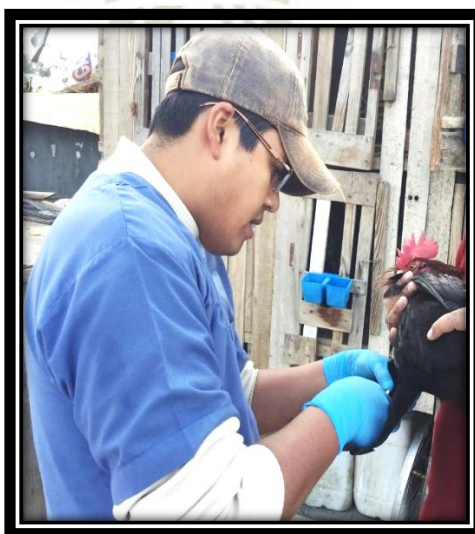


Imagen 68 - Obtención de muestra.



Imagen 69 - Obtención de muestra.



Imagen 70 - Placa para el procesamiento de muestras.



Imagen 71 - Microtainers con muestra sanguínea.



Imagen 72 – Transferencia del suero sanguíneo del microtainer al Tubo Eppendorf.

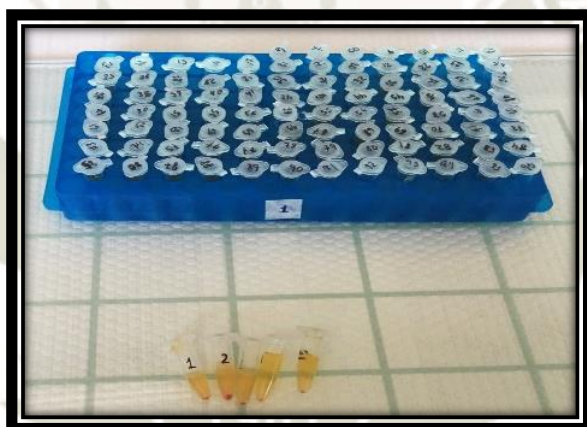


Imagen 73 - Tubos Eppendorf con suero sanguíneo.

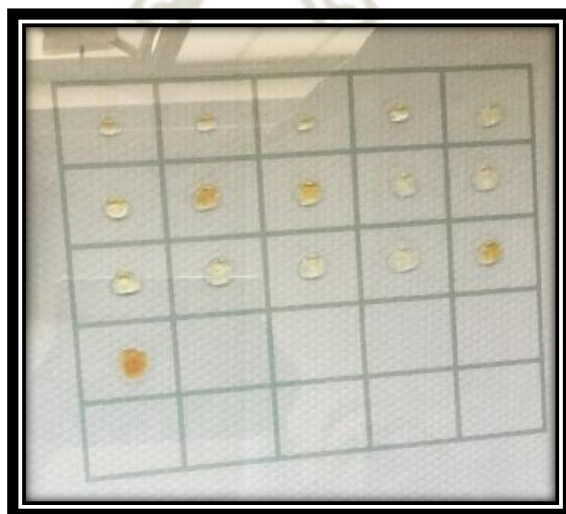


Imagen 74 - Colocación del suero en la placa.



Imagen 75 - Antígeno de Salmonela.

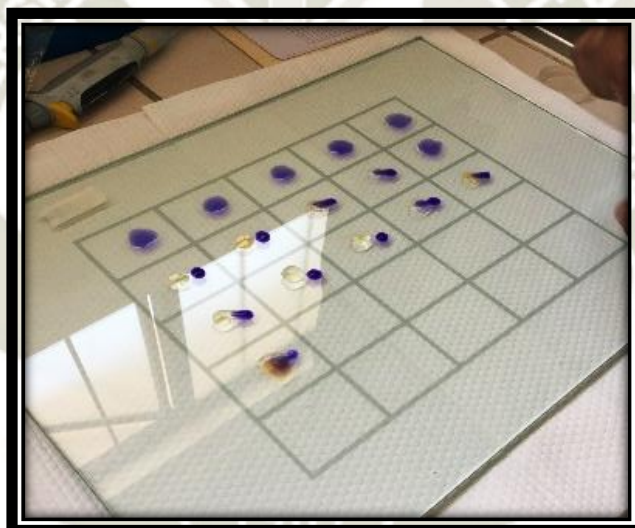


Imagen 76 - Antígeno de Salmonela y suero de Salmonela.



Imagen 77 - Procesamiento de las muestras.

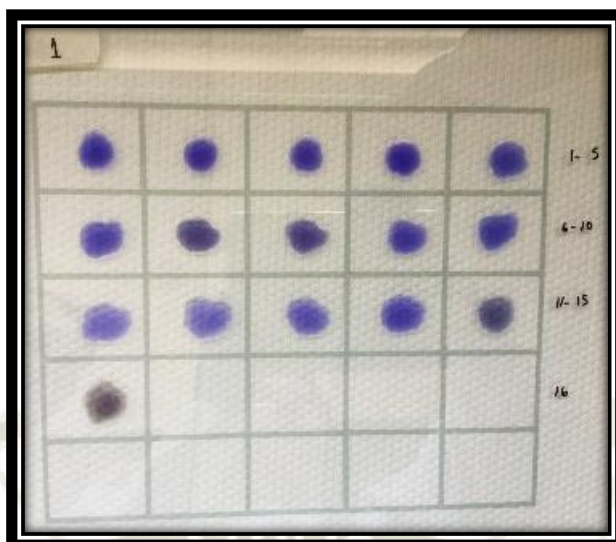


Imagen 78 - Placa procesada.

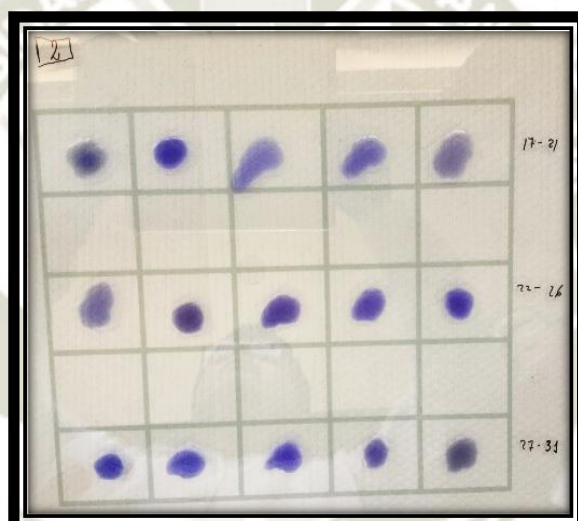


Imagen 79 - Placa procesada.

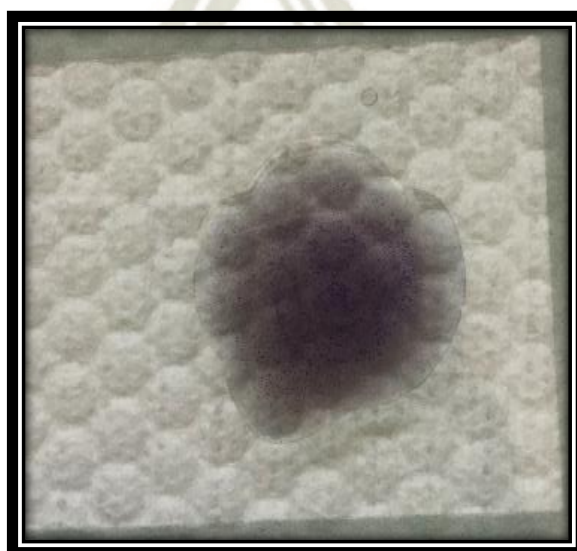


Imagen 80 - Muestra positiva.

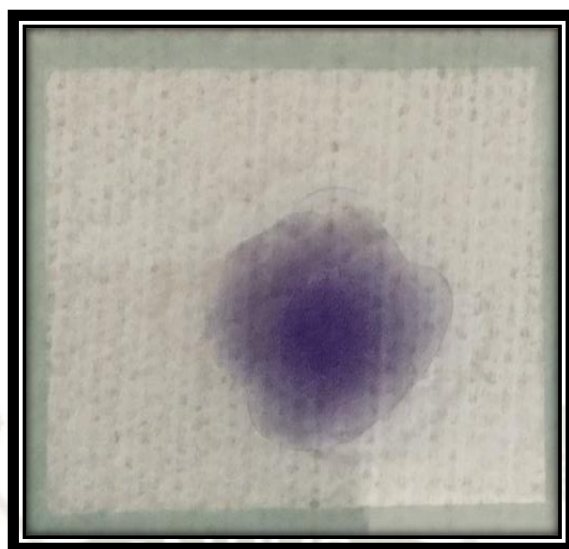


Imagen 81 - Muestra positiva.

