



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

“Prevalencia de Salmonella spp. en medio de cultivo y Mycoplasma gallisepticum mediante técnica ELISA en pollos Broiler”.

**MUÑOZ IZQUIERDO CARLA DENISSE
MEDICA VETERINARIA**

**MAZA LEON FAVIANA AIME
MEDICA VETERINARIA**

**MACHALA
2023**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

“Prevalencia de Salmonella spp. en medio de cultivo y Mycoplasma gallisepticum mediante técnica ELISA en pollos Broiler”.

**MUÑOZ IZQUIERDO CARLA DENISSE
MEDICA VETERINARIA**

**MAZA LEON FAVIANA AIME
MEDICA VETERINARIA**

**MACHALA
2023**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

TRABAJOS EXPERIMENTALES

“Prevalencia de Salmonella spp. en medio de cultivo y Mycoplasma gallisepticum mediante técnica ELISA en pollos Broiler”.

**MUÑOZ IZQUIERDO CARLA DENISSE
MEDICA VETERINARIA**

**MAZA LEON FAVIANA AIME
MEDICA VETERINARIA**

VARGAS GONZALEZ OLIVERIO NAPOLEON

**MACHALA
2023**

Salmonelosis y Micoplasmosis

por Faviana Maza y Carla Muñoz

Fecha de entrega: 03-oct-2023 09:38a.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2184414268

Nombre del archivo: Salmonelosis_y_Mycoplasmosis.docx (2.19M)

Total de palabras: 13727

Total de caracteres: 79021

Salmonelosis y Micoplasmosis

INFORME DE ORIGINALIDAD

0%

INDICE DE SIMILITUD

0%

FUENTES DE INTERNET

0%

PUBLICACIONES

0%

TRABAJOS DEL
ESTUDIANTE

ENCONTRAR COINCIDENCIAS CON TODAS LAS FUENTES (SOLO SE IMPRIMIRÁ LA FUENTE SELECCIONADA)

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 20 words

Excluir bibliografía

Activo

CLÁUSULA DE CESIÓN DE DERECHO DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO DIGITAL INSTITUCIONAL

Las que suscriben, MUÑOZ IZQUIERDO CARLA DENISSE y MAZA LEON FAVIANA AIME, en calidad de autoras del siguiente trabajo escrito titulado "Prevalencia de Salmonella spp. en medio de cultivo y Mycoplasma gallisepticum mediante técnica ELISA en pollos Broiler"., otorgan a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tienen potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

Las autoras declaran que el contenido que se publicará es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su preservación, distribución y publicación en el Repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

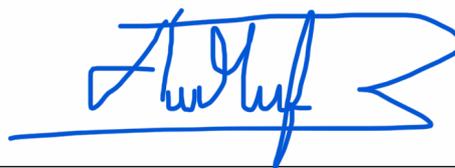
Las autoras como garantes de la autoría de la obra y en relación a la misma, declaran que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asumen la responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su Repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se lo haga para obtener beneficio económico.



MUÑOZ IZQUIERDO CARLA DENISSE

0750067498



MAZA LEON FAVIANA AIME

0750187874

DEDICATORIA

1.1 CARLA MUÑOZ

Este trabajo de titulación va dedicado a mi madre Mercedes Izquierdo, a mis hermanos, mi padrastro y tíos que han sido un pilar fundamental a lo largo de mi vida, brindándome su apoyo en todos los momentos difíciles.

A mi abuelita Mariana Loayza que, a pesar de haber dejado este mundo terrenal, fue mi motor para seguir adelante y que donde este, se sienta orgullosa de mí.

Asimismo, a todos los docentes que fueron parte de mi formación académica, guiándonos en cada paso, impartiendo su conocimiento con cada uno de sus alumnos y que, gracias a ellos, seremos profesionales listos para afrontar nuevos retos.

A mi tutor y especialistas por la paciencia y el tiempo invertido para la culminación de este trabajo.

1.2 FAVIANA MAZA

Quiero dedicar esta tesis primeramente a Dios, por haber guiado cada uno de mis pasos, a mis padres, a mis hermanos, por su amor, dedicación, apoyo en todo momento por guiarme y estar a mi lado en cada decisión tomado.

A todos mis docentes, compañeros entre otros que aportaron con un grano de arena en cada momento de mi formación profesional y académica.

A mis tutores y especialistas que han ayudado a dirigir este trabajo de grado, por el tiempo y el esfuerzo invertido en el desarrollo de la misma.

AGRADECIMIENTO

1.1. CARLA MUÑOZ

Agradezco a Dios por darme salud y sabiduría para poder completar mis estudios. A mi madre, Mercedes Izquierdo por nunca haberme dejado sola, mostrándome su apoyo en todo momento, sin reproches incentivándome a seguir a delante; a mis hermano Carlos Muñoz por siempre ofrecerme una mano cuando lo necesitaba, a mi hermana María José Muñoz, a mi novio Iván Armijos que estuvo presente en la mayoría de mis actividades académicas y brindándome parte de su tiempo en las largas jornadas de estudio; a mis tíos y tías que me ayudaron en todos los ámbitos a lo largo de mis años como estudiante; a mi padrastro Luis Ayala.

A mi compañera de tesis, por su paciencia y amistad, a mis compañeros y amigas de aula, que gracias a sus ocurrencias y apoyo hicieron que cada día en la Universidad sea más ameno.

A mis docentes, que supieron guiarnos y nos formaron para ser los mejores profesionales, en especial a la Drs, Ana Guerrero, Lorena Chalco, Henry Peláez, Lenin Aguilar, Esmeralda Pimbosa, Armando Álvarez, Robert Sánchez, Ivan Ludeña y Estrellita Buele, a mi tutor Oliverio Vargas y a mis especialistas por su paciencia y dedicación en el trayecto de esta tesis.

1.2. FAVIANA MAZA

Quiero agradecer principalmente a Dios por su guía e iluminación durante estos años de carrera, a mis padres por mi apoyo constante durante todos estos años, a mis hermanos por su cariño, a mi tío Marco León por su aprecio, a mi prima Cristel León por ser mi segunda hermana, mi mejor amiga y mi compañía leal desde que tengo memoria, por creer en mi ni cuando yo misma he creído que puedo llegar a alcanzar algo.

A mi compañera de tesis por su esfuerzo para la culminación del trabajo de titulación, a ella y a mis compañeras de curso por su amistad y cariño, lograron hacer de mis últimos años en la carrera los más amenos, estoy totalmente agradecida por su apoyo.

A mis docentes por haber aportado en distintos ámbitos para mi formación académica, en especial a: Dra. Favian Maza, Dr. Oliverio Vargas, Dra. Ana Guerrero, Dr. Lenin Aguilar, Dr. Henry Peláez, Dr. Iván Ludeña, Dra. Lorena Chalco.

RESUMEN

La producción avícola en el cantón Balsas desempeña un papel esencial en la economía de la región, por tal motivo es de vital importancia garantizar al consumidor un producto inocuo y de calidad, sin embargo, existen diversas enfermedades que pueden afectar la cantidad y calidad de la producción en las distintas explotaciones avícolas, por esta razón esta investigación busca detectar la prevalencia de dos tipos de patógenos que afectan a las aves de corral, tales como lo son la *Salmonella spp.* y *Mycoplasma gallisepticum*,

La salmonella son microorganismos zoonóticos, que pueden causar enfermedades a los seres humanos a través del consumo de carne de pollo y huevos contaminados, la presencia de salmonella en aves representa una preocupación importante tanto en la industria avícola como en la seguridad alimentaria. Para determinar la prevalencia de este patógeno se llevó a cabo un muestreo en múltiples lotes de diferentes granjas avícolas del cantón, las muestras fueron analizadas mediante un análisis bacteriológico, ya esta es una técnica altamente específica que permite una identificación precisa de Salmonella, en este estudio se obtuvo una prevalencia del 0%.

Mycoplasma Gallisepticum (MG) es una bacteria que causa pérdidas significativas en los productores, ya que afecta al sistema respiratorio de las aves, causando un lento crecimiento y una conversión alimenticia deficiente, incrementando así los costos de producción, para la detección de esta enfermedad se empleó la técnica de ELISA, que esta basada en la detección de anticuerpos específicos contra MG en muestras de suero sanguíneo de aves infectadas, en la actualidad es una herramienta clave en la detección y monitoreo de aves infectadas por su sensibilidad y especificad, la prevalencia de MG en este estudio fue del 15.5%.

Este estudio resalta la importancia de implementar medidas de control y prevención estrictas en las producciones avícolas, así como la necesidad de mejorar las prácticas de manejo y bioseguridad en las granjas avícolas. Además, sugiere la importancia de realizar investigaciones adicionales para comprender de mejor manera la dinámica de ambas enfermedades, en la producción avícola y así desarrollar estrategias efectivas de control y erradicación.

Palabras clave: Balsas, Aves, Prevalencia, Salmonella, Mycoplasma, ELISA, cultivo bacteriológico.

ABSTRACT

Poultry Production in the canton Balsas plays an important role in the economy of the area, for this reason it is of vital importance to guarantee the consumer a safe and quality product, however, there are several diseases that can affect the quantity and quality of production in different poultry farms, for this reason, this research seeks to detect the prevalence of two different types of pathogens that affect poultry, such as *Salmonella spp.*, and *Mycoplasma gallisepticum*.

Salmonella are zoonotic microorganisms, which can cause illness in humans through the consumption of contaminated chickens' meat and eggs, the presence of *Salmonella* in poultry represent a major concern in both the poultry industry and food safety, to determine the prevalence of this pathogen, sampling was carried out in multiple batches of different poultry farms in the area, the samples were analyzed by bacteriological analysis, as this is a highly specific technique that allows an accurate identification of *Salmonella spp.*

Mycoplasma Gallisepticum (MG) is a bacterium that causes significant losses in producers, as it affects the respiratory system of chickens, producing a slow growth and poor feed conversion, thus increasing production costs, for the detection of this disease, the ELISA technique was used, which is based on the detection of specific antibodies against MG in blood serum samples from infected chickens, it is currently a key tool in the detection and monitoring of infected chickens, due to its sensitive and specificity, the prevalence of MG in this study was 15.5%.

This study highlights the importance of implementing strict control and prevention measure in poultry production, as well as the need to improve management and biosecurity practices on poultry farms. It also suggest the importance of further research to better understand the dynamics of both diseases in poultry production and to develop effective control and eradication strategies.

Key words: Balsas, Chickens, Prevalence, *Salmonella*, *Mycoplasma*, ELISA, Bacteriological Culture

CONTENIDO

DEDICATORIA	1
AGRADECIMIENTO.....	2
1. INTRODUCCIÓN	9
FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	10
JUSTIFICACIÓN	11
1.1. OBJETIVOS.....	12
1.1.1. Objetivo General	12
1.1.2. Objetivos Específicos	12
1.2. HIPÓTESIS.....	12
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	13
2.1. PRODUCCIÓN AVÍCOLA EN ECUADOR	13
2.1.1. Producción avícola en la Provincia de El Oro.....	14
2.2. POLLOS BROILER.....	14
2.3. SALMONELOSIS EN AVES	15
2.3.1. Etiología	15
2.3.2. Epidemiología	15
2.3.3. Transmisión	16
2.3.4. Patogenia	17
2.3.5. Signos Clínicos.....	17
2.3.6. Lesiones Postmortem.....	17
2.3.7. Diagnostico.....	18
2.3.7.1. Seroneutralización	18
2.3.7.1.1. Elisa Indirecta	19
2.3.7.2. Cultivo Microbiológico.....	19
2.3.7.3. PCR	20
2.3.8. Diagnostico Diferencial	21
2.3.9. Tratamiento	21
2.3.10. Control.....	22
2.4. MYCOPLASMOSIS EN AVES.....	23
2.4.1. Etiología	23
2.4.2. Distribución Geográfica.....	23
2.4.3. Epidemiología	24
2.4.4. Transmisión	25

2.4.5.	Patogenia	25
2.4.6.	Signos Clínicos	26
2.4.7.	Diagnostico Diferencial	27
2.4.8.	Diagnostico.....	27
2.4.8.1.	ELISA.....	27
2.4.8.2.	Aislamiento del Patógeno	28
2.4.8.3.	Aglutinación en Placa de Suero	28
2.4.8.4.	Seroneutralización	28
2.4.8.5.	PCR	29
2.4.8.6.	Reacción en espiral de la polimerasa (PSR).....	29
2.4.9.	Tratamiento	29
2.4.10.	Control.....	30
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
3.1.	LOCALIZACIÓN DEL ESTUDIO.....	32
3.2.	POBLACIÓN Y MUESTRA	32
3.3.	INSTRUMENTOS UTILIZADOS.....	33
3.3.1.	Recolección de muestras de heces	33
3.3.2.	Recolección de suero	33
3.3.3.	Cultivo Bacteriológico.....	33
3.3.4.	ELISA	34
3.4.	VARIABLES ANALIZADAS	34
3.5.	MEDICIÓN DE VARIABLES.....	35
3.5.1.	Cálculo del Índice de Prevalencia	35
3.6.	METODOLOGÍA	35
3.6.1.	Metodología de Campo.....	35
3.6.1.1.	<i>Salmonella</i>	35
3.6.1.1.1.	Toma de muestra para <i>Salmonella</i>	35
3.6.1.1.2.	Procedimiento en Laboratorio	35
3.6.1.1.2.1.	Preparación de medios de cultivo para aislamiento	35
3.6.1.2.	ELISA.....	37
3.6.1.2.1.	Toma de muestra para Elisa.....	37
3.6.1.2.2.	Obtención y conservación del suero	38
3.6.1.2.3.	Registro de los datos.....	38
3.6.1.2.4.	Técnica de ELISA	38
3.6.2.	Estadística.....	40
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	41
4.1.	Prevalencia de <i>Salmonella spp.</i> en el cantón Balsas	41

4.2.	Prevalencia de <i>Mycoplasma gallisepticum</i> en el cantón Balsas	43
4.3.	Variable Edad de los Animales Muestreados.....	44
4.4.	Correlación de la Variable Edad con la Presencia del Patógeno	46
4.5.	Mapa Epidemiológico de <i>Salmonella spp.</i> y <i>Mycoplasma gallisepticum</i>	47
5.	CONCLUSIONES	48
6.	RECOMENDACIONES	49
7.	BIBLIOGRAFÍA.....	50
8.	ANEXOS	62
8.1.	RECOLECCION DE MUESTRAS.....	62
8.2.	Proceso de Laboratorio Salmonella	64
8.3.	Proceso de Laboratorio Mycoplasma.....	66

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Salmonella en pollos Broilers	42
Tabla 2.	Mycoplasma en pollos Broilers.....	43
Tabla 3.	Tabla cruzada Edad pollo (días) Mycoplasma Gallisepticum en Pollos Broiler	45
Tabla 4.	Pruebas de Chi-Cuadrado.....	47

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Grafico 1.	Prevalencia de Salmonella spp.....	43
Grafico 2.	Prevalencia de Mycoplasma Gallisepticum	44
Grafico 3.	Relación de Edad/Prevalencia de Mycoplasma Gallisepticum	45
Grafico 4.	Prevalencia de Mycoplasma Gallisepticum en los animales.....	46
Grafico 5.	Mapa Epidemiológico de Salmonella Spp. en el Cantón Balsas.....	47
Grafico 6.	Mapa Epidemiológico de Mycoplasma Gallisepticum en el Cantón Balsas	48

1. INTRODUCCIÓN

La producción avícola está vigente en el cantón Balsas desde 1980, luego de renunciar a la explotación cacaotera, desde entonces se han dedicado a la crianza de aves tales como gallos, gallinas y pollos Broiler, para la venta como para autoconsumo, a la actualidad esta producción ha aumentado un 400%, desde sus inicios (1).

Víctor Hugo Espinoza presidente de la Asociación de Avicultores de El Oro manifiesta que mensualmente producen un millón ochocientos mil aves, esta producción se encarga de satisfacer las necesidades de los mercados de Zamora, Loja, El Oro, Azuay, Guayas y Santa Elena(2), por lo tanto, es fundamental priorizar la prevención y control de *Salmonella spp.* y *Mycoplasma gallisepticum* para asegurar el éxito en la producción avícola. La *Salmonella*, al ser una enfermedad zoonótica que afecta el tracto gastrointestinal, y el *Mycoplasma*, incide en el tracto respiratorio de las aves, esto afecta de manera negativa en el índice de conversión alimenticia provocando pérdidas económicas al productor.

Con el presente trabajo de investigación se aspira a que los productores de esta zona conozcan de la prevalencia de estas enfermedades y de esta forma se tomen medidas de control y prevención que impidan el ingreso de estas y de otras enfermedades causadas por bacterias, virus y hongos.

Actualmente para los productores los procesos de bioseguridad y medidas de prevención para evitar la aparición de enfermedades son los de mayor interés, debido a que económicamente esto afecta de manera negativa la inversión realizada.

Nuestros resultados serán beneficiosos a los productores avícolas quienes a corto, mediano y largo plazo podrán implementar medidas de prevención y bioseguridad.

FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

A nivel de las explotaciones avícolas las afecciones de tipo respiratorias y gastrointestinales, son las que generan mayores pérdidas en estas producciones (3).

Dado el elevado consumo per cápita de carne de pollo y huevos, hemos optado por llevar a cabo un estudio sobre las enfermedades que más impactan en las producciones avícolas, como la salmonelosis y la micoplasmosis. Este enfoque se debe a la escasez de seguimiento y supervisión adecuada, ya que algunas granjas presentan signos compatibles con estas enfermedades.

Alimentos manipulados de forma incorrecta son fuente de contaminación de *Salmonella*, además un deficiente manejo de bioseguridad en los planteles avícolas, generan una puerta de entrada para estas u otras infecciones (4).

Es importante recalcar que el Cantón Balsas representa los índices más altos en producción avícola con un incremento de 400% desde sus inicios, por lo que estas enfermedades pueden llegar a afectar la producción dentro de la granja y aumentando las pérdidas económicas, incluso repercutir en la salud pública, causando graves problemas en la sociedad, es por esto, que es de gran importancia determinar la prevalencia de *Salmonella spp* y *Mycoplasma gallisepticum*, en uno de los cantones que representa los índices de producción dentro de la provincia.

JUSTIFICACIÓN

La salmonelosis es una enfermedad zoonótica que afecta la salud pública, porque esta se puede transmitir a través de la carne y huevos de aves, pudiendo ocasionar sintomatologías en humanos como: diarrea, fiebre, vómitos prolongados, mareos y cólicos en general, mientras que en aves afecta al sistema gastrointestinal, con relación a micoplasma esta solo afecta a las aves, afectando el sistema respiratorio, así como una disminución en la producción de huevos. La *Salmonella* es una enfermedad de declaración obligatoria, en conjunto estas enfermedades disminuyen la producción avícola dentro de las granjas.

Con la intención de disminuir el efecto negativo de la presencia de las enfermedades, se usan diferentes fármacos, muchas de las veces de manera indiscriminada, esto debido a avicultor intenta salvar la producción, buscando reducir el número de pérdidas y a su vez proporcionando al mercado un producto no inocuo que causará daños en la salud y ocasionalmente puede producir resistencia bacteriana.

Con el desarrollo de la presente investigación, se aspira que los productores tomen conciencia para que estos refuercen sus normas de bioseguridad, aplicando una buena profilaxis y plan vacunal, evitando el ingreso de estas u otras enfermedades.

Este trabajo de investigación tiene como la finalidad de conocer el porcentaje de aves infectadas por estas enfermedades que impactan de manera negativa la producción ocasionando perdidas de aves, disminución de la conversión alimenticia y bajo de rendimiento a la canal, ocasionando pérdidas económicas al productor.

1.1. OBJETIVOS

1.1.1. Objetivo General

- Determinar la presencia de *Salmonella spp* y *Mycoplasma gallisepticum* en pollos broiler del cantón Balsas mediante cultivo bacteriológico y técnica de Elisa respectivamente con el fin de establecer el porcentaje de animales enfermos

1.1.2. Objetivos Específicos

- Determinar la presencia de *Salmonella spp* en pollos broiler en el Cantón Balsas.
- Establecer la presencia de *Mycoplasma gallisepticum* en pollos broiler en el Cantón Balsas
- Georreferenciar los puntos donde exista prevalencia de las enfermedades mediante un sistema de información geográfica.

1.2. HIPÓTESIS

Existe una alta prevalencia de micoplasmosis y salmonelosis en los pollos broilers de las granjas del Cantón Balsas.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. PRODUCCIÓN AVÍCOLA EN ECUADOR

En 1957, en Ecuador la avicultura empieza como una entidad empresarial, conocida como Avícola Helvética, destinados a la incubación de huevos fecundados y en 1958 en una finca ubicada en la ciudad de Quito, llamada La Estancia, dedicados a la venta de pollitos y a la producción de huevos, actualmente la producción avícola en el país, representa uno de los sistemas productivos de mayor alcance para la economía de ecuatorianos dedicados a la avicultura, la cual se divide en dos fracciones productivas, producción de huevos comerciales y de carne de pollo, no obstante, debido al gran consumo per cápita al año de esta proteína, la que más resalta es la crianza de pollos broiler, satisfaciendo las necesidades del consumidor y proporcionando fuentes de trabajo(5)

En el País son muy utilizadas líneas genéticas que proporcionen una buena conformación luego de los 28 días de nacimiento, logrando que la pechuga alcance una mayor acumulación alimenticia y que en la etapa final del período productivo del ave, la pechuga consiga pesos mayores al 30% del peso en pollos de 2.5 kg, beneficiando a los productores avícolas (6)

Año	Consumo de pollo por kg/persona
2019	30.6
2020	28.21
2021	27.72
2022	27.31

Tabla 1. Consumo per cápita de carne de pollo

Fuente. (7)

Año	Producción de pollos/años
2019	281
2020	263
2021	255
2022	263

Tabla 2. Producción de millones de pollos al año

Fuente. (7)

El sector avícola aporta carne y huevos para la seguridad alimentaria de la sociedad, mediante el abastecimiento de proteína de origen animal, con un producto de bajo costo y consumida por una gran parte de la población ecuatoriana, actividad que genera ganancias en los avicultores ecuatorianos (5) (8).

La producción avícola principalmente se desarrolla en Costa y Sierra, proporcionando los siguientes datos, la provincia de Pichincha tiene el mayor índice de producción, generando el 38%, le sigue Guayas con el 32%, la provincia de El Oro con 16%, Manabí el 8% y el 6% restante está distribuido en el resto del país (5).

2.1.1. Producción avícola en la Provincia de El Oro

El Oro, es la tercera provincia productora del País con 16%, centrándose en Marcabelli con 7% y Balsas con el 6%, la producción generada en estos cantones es deparada entre los mercados de la Provincia, permitiendo que la población tenga acceso a carne de pollo y huevos con un menor coste en relación a otros productos cárnicos, satisfaciendo la demanda de los consumidores (5).

2.2.POLLOS BROILER

Por las necesidades del mercado, los pollos broiler fueron desarrollados genéticamente para obtener una mayor conversión alimenticia, es decir, mayor peso con menor consumo de alimento, los broiler se caracterizan por tener una buena adaptabilidad y comportamientos productivos, promoviendo una gran aceptación dentro de los mercaderes (9).

Una producción avícola exitosa dependerá de factores genéticos, manejo, sanidad y buena nutrición, por lo que es necesario que las aves sean provistas de cada uno de estos componentes para reducir las tasas de mortalidad y morbilidad, permitiéndole al productor obtener altos rendimientos económicos (6) (10).

2.3.SALMONELOSIS EN AVES

2.3.1. Etiología

La *Salmonella* es una bacteria gram negativa con actitud de patógeno facultativo, que al ser observado en el microscopio se presentan robustos y cortos sin presencia de capsulas ni flagelos, son anaerobios y aerobios, para su crecimiento necesitan una temperatura de 37° C y un pH de 7, poseen un metabolismo oxidativo, son fermentadores de glucosa, produciendo gas, provocando que en un cultivo estas bacterias cambien de color y las colonias tengan burbujas (11).

La *Salmonella* pertenece a la familia de las enterobacterias, consta de 2 especies, la *S. entérica* y *bongori*, a su vez, la *S. entérica* tiene 2600 serotipos, específicos para cada especie, entre las más populares tenemos, *S. typhimurium*, *S. cholera*, *S. dublin*, *S. ovis*, *S. abortus equi*, *S pullorum*, *S. enteritidis* o *typhi*, *S. gallinarum* (12)

Los serotipos *S.gallinarum* afectan a las gallinas produciendo tifosis de forma crónica afectando a aves mayores a 3 meses, mientras que la *Salmonella pullorum* de forma aguda, ataca a los pollos menores a tres semanas, produciendo respectivamente pullorosis y tifosis aviar, ambas de declaración obligatoria (12) (13) (14).

2.3.2. Epidemiología

Debido a que la salmonelosis es una enfermedad zoonótica, es de sumo interés en las producciones avícolas, además genera una fuerte disminución en las ganancias de cada industria (15) (16).

Por su importante intervención en la salud pública, acapara la atención de médicos, veterinarios y productores avícolas, ya que una mortalidad elevada en aves y una de las principales fuentes de contagio de esta enfermedad, son aquellas provenientes de proteína de origen animal (17) (18).

Una de las principales fuentes de contaminación de *Salmonella* para el ser humano son las aves, huevos y productos lácteos (19).

Cada año mueren 1.8 millones de personas debido a enfermedades de tipo gastrointestinales, causante de diarreas, según la OMS la Salmonelosis representa un gran problema en la salud pública, provocando 100 muertes año (20).

El termino paratifosis aviar se utiliza para determinar los serotipos de *Salmonella* que son zoonóticos, como la *S. enteritidis* y *typhimurium*, (17).

Tanto la pullorosis y tifosis aviar afectan a aves del género *Gallus gallus domesticus*, produciendo una mortalidad elevada, dependiendo de su virulencia, afectadas por diferentes factores como: susceptibilidad, edad, nutrición, bioseguridad y sanidad de las aves del galpón (21).

En una investigación acerca de la infección experimental por *Salmonella gallinarum* en líneas de gallinas ponedoras ligeras se descubrió que el 50% de las aves con tifosis infectadas experimental o naturalmente originaban huevos infectados, que a su vez daban lugar a que los pollitos nazcan infectados, mientras que el 33% de estas aves murieron alrededor de los 6 meses, aunque el 21% murió el primer mes, se trabajó con dos líneas genéticas, Hy-Line enumerada del 1 al 21 y la línea BadCock del 22 al 42, las cepas se incubaron en un caldo de *S. gallinarum* con una temperatura de 37°C (22).

En un estudio donde se analizaron 1524 huevos procedentes de una epidemia ocurrida en Madrid, se identificó 0.26% que representa 4 muestras positivas, de las cuales dos de ellas pertenecían a *S. enteritidis* y las otras dos a *S. Typhimurium*, especificando que una de estas muestras se aislo de la yema de huevo mientras que las otras tres fueron tomadas de la cascara, asimismo en Mexico se muestrearon 600 huevos que provenían de diferentes empresas ubicadas en Monterrey, a diferencia del anterior estudio, en este solo fueron aislados 1.3% de salmonella (23).

2.3.3. Transmisión

La salmonelosis consta de varias vías de transmisión, como: vertical, ya que las bacterias se aglomeran en los ovarios, provocando una transmisión transovárica; horizontal, porque pueden contaminar de forma oral – fecal o ser diseminadas por vectores mecánicos, como insectos, ropa del operario, aire, entre otros, se debe tener en consideración que las aves infectadas por *Salmonella* excretan grandes cantidades de la bacteria en orina y heces, promoviendo un ambiente propicio para la diseminación de salmonelosis (21) (24).

La pullorosis tiene un periodo de incubación 4 – 6 días, mientras la gallinarum de 6 – 7 días (17).

2.3.4. Patogenia

Luego de que las salmonellas sean ingeridas y logren pasar la mucosa gástrica, llegan al intestino delgado, encontrando un ambiente propicio para su desarrollo y más aún, si la flora del intestino se encuentra alterada por el uso de antibióticos, estas bacterias se pegan en las vellosidades del intestino, luego de atravesar la mucosa, estas llegan a las placas de Peyer para multiplicarse y por circulación llegan a la sangre, siendo capturadas por macrófagos, depositándose en bazo, hígado y medula ósea (12).

Las placas de Peyer y tonsilas cecales se podrán observar inflamadas y con material purulento, provocando úlceras en la mucosa del intestino, originado perforaciones o hemorragias intestinales (14).

2.3.5. Signos Clínicos

La salmonelosis se caracteriza por los siguientes signos: diarrea, temperatura elevada, inapetencia, deshidratación, postramiento, amontonamiento, disminución en el peso y producción de huevos, palidez en la cresta, plumas erizadas, empastamiento de cloaca,(11) (13).

Como se mencionó con anterioridad la *Salmonella* ataca también al aparato reproductivo, produciendo una infección transovárica, contaminando a los huevos y a su vez a los pollitos (14) (25).

2.3.6. Lesiones Postmortem

Macroscópicamente en el ave observaremos hepatomegalia, miocarditis, pericarditis, peritonitis, tiflitis, ooforitis y oftalmitis (13). Así mismo, bazo, intestino delgado, placas de Peyer, tonsilas cecales, vesícula biliar, corteza renal, vejiga urinaria e hígado tendrán lesiones focales, petequias blancas, algunas decoloradas y congestionadas (12) (14) (21) (26).

En una investigación donde se realizó un estudio sobre la invasión de *Salmonella* y *Escherichia coli* en células de riñón de pollo, se identificaron 4 serotipos de *Salmonella*, de los cuales la *S. typhimurium* fue significativamente (Pvalor <0.05) más invasiva que la *S. gallinarum*; *S. dublin* o *S. enteritidis* (P < 0.001), mientras que a lo que respecta a *S. enteritidis* y *S. gallinarum* no existieron diferencias significativas al momento de invadir células nefríticas (Pvalor >0.2) (27).

2.3.7. Diagnostico

Para el diagnostico de *S. gallinarum* y *pullorum* se han desarrollado varias pruebas, entre ellas, las más comunes tenemos, seroneutralización, Elisa, PRC y cultivo bacteriano (14).

La serotipificación no suele ser usada, debido a que esta basa en identificar el serotipo de *Salmonella*, pero ya la *gallinarum* y *pullorum* solo afectan a aves, no existe la necesidad de realizar esta prueba, esta se realiza para conocer la prevalencia de cada serotipo en las diferentes zonas geográficas, los diagnósticos serológicos pueden ser realizados por laboratorios certificados (28) (29).

En una investigación realizada en Brasil, se estudiaron 1280 muestras, obtenidas por hisopados en cajas para pollos, huevos quebrados, cloaca, en aves vivas, meconio y heces, se identificaron 391 reproductoras y 94 pollos de engorde con *Salmonellas*, existieron dos serotipos predominantes, *S. Heidelberg* en pollos de engorde (9.6%) y en reproductoras (22.8%) y *S. Tennessee* aislada en reproductoras (1.3%) y en pollos de engorde (2.1%) (30).

En Marruecos se ejecutó un estudio en 250 aves para determinar la presencia de tifosis aviar y pullorosis, se utilizaron diferentes métodos de diagnósticos, demostrando muestras positivas con los siguientes porcentajes: Elisa con el 58%, 23.5% con microaglutinación con antígeno de *S. gallinarum* y el 6% con seroaglutinación con antígenos de *S. pullorum* (31).

En un estudio realizado en Durango, México para establecer la presencia de *Salmonella* y *Campylobacter*, se recolectaron 76 muestras de carne de pollo destinados para venta, donde se demostró que existía 63% de producto contaminado con *Salmonella* y 89% de *Campylobacter* (32).

2.3.7.1.Seroneutralización

Esta prueba se basa en la identificación de *S. gallinarum* y *pullorum* mediante una reacción antígeno-anticuerpo, se usa de antígenos específicos que establecen la capacidad que tienen los anticuerpos del ave para poder contrarrestar el efecto que tiene un antígeno sobre las células sanguíneas, cuando el test sale positivo, se aglutinara el suero con el reactivo, este ensayo se caracteriza por tener una alta sensibilidad y especificidad (14).

2.3.7.1.1. Elisa Indirecta

Esta prueba consta de un antígeno encargado de detectar un anticuerpo – enzima, usa un reactivo que bloquee las uniones inespecíficas en la muestra, este test es uno de los más usados debido a su fácil utilización y a la cantidad de reactivo disponible en el mercado, siendo una prueba sensible y específica para *Salmonella*, así esta sea usada en suero o yema de huevo, una de las desventajas, es que se producen falsos positivos, y para confirmar el resultado, se debe realizar un Elisa competitivo (12).

2.3.7.2. Cultivo Microbiológico

El cultivo microbiológico nos permite aislar *Salmonellas*, obtenidas de diversas muestras, como: sangre, órganos (medula ósea, bazo), heces y alimentos contaminados con la cepa, (33).

En una investigación acerca del aislamiento de *Salmonella enteritidis* en órganos postmortem se utilizó dos tratamientos dando los siguientes resultados, en buche se aisló 4.16% de *Salmonellas*, en yeyuno 13.89%, en duodeno, bazo, hígado y vesícula biliar el 11.11%, en ciego el 18.06%, en íleon el 27.78% mientras que en pulmón y corazón no se obtuvo presencia de *Salmonella*; en el tratamiento dos, se aislaron 12 muestras positivas de las cuales solo se presentó *salmonellas* en buche 8.22%, íleon 50%, ciegos 25%, yeyuno 16.67%, dando un resultado negativo en el resto de órganos muestreados (34).

En su estudio realizado en 17 centros de beneficio de Lima, Perú, colectaron muestras de superficie corporal, mediante el método de enjuague, y muestras de hisopado cloacal de 170 aves. aislaron e identificaron *Salmonella* spp mediante 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 diferencias entre centros de beneficio donde el proceso finaliza con el desplumado o donde finaliza con el eviscerado, el grado de concordancia para ambos métodos 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.* (35).

Para poder realizar un aislamiento eficiente, debemos llevar a cabo tres fases, pre-enriquecimiento, enriquecimiento selectivo y aislamiento (36).

a. Prenriquecimiento

Esta etapa es realizada con medios de cultivos no selectivos, como agua peptonada, caldo lactosado, caldo nutritivo o agua destilada, se añade una solución verde brillante al 0.1% y se empieza a incubar la bacteria a 37° durante un día, con la finalidad de regularizar de forma metabólica las *Salmonellas* para un óptimo desarrollo, provocando que todas las bacterias compitan por nutriente, (20).

b. Enriquecimiento Selectivo

En esta etapa lograremos estimular y beneficiar el crecimiento de salmonella, evitando que crezcan bacterias contaminantes, se utilizan medios de cultivo como: caldo “Rappaport Vasoliadis” (RV) el cual inhibe el crecimiento de bacterias gastrointestinales gracias al verde malaquita, los fosfatos monopotasicos y diposaticos ayudan a mantener constante el pH, el cloruro magnésico ayuda al desarrollo de la bacteria; “Tetrionato-Bilis-Verde Brillante”, el verde brillante inhibe el crecimiento de bacterias gram +, la bilis incentiva el crecimiento de la *Salmonella*, el tetrionato evita el crecimiento de bacterias intestinales, mientras que el carbonato calcio ayuda a mantener el pH; Selenito Cistina (SC) funciona evitando el crecimiento de bacterias intestinales sin alterar el crecimiento de *Salmonellas* o *Pseudomonas* y la cistina estimula el crecimiento de la misma (20).

c. Aislamiento en Medios Selectivos

Para el aislamiento podemos usar agar Verde Brillante, Salmonella-Shigella, Hektoen entérico y Xilosa-Lisina-Desoxicolato, siendo este último uno de lo más usados, para poder identificar las cepas de *Salmonellas*, podemos llevar a cabo algunas pruebas, como fermentación de glucosa, rojo de metileno, descarboxilación de lisina y citrato(36).

2.3.7.3.PCR

La prueba de reacción en cadena de polimerasa nos permite identificar de forma específica cambios genéticos realizados por acción de parásitos, virus o bacterias, ya que están leen el ADN o ARN del microorganismo, para el diagnóstico de salmonella en aves se usa el caldo de diagnóstico bacteriano (14).

2.3.8. Diagnostico Diferencial

Podemos confundir la salmonela con otros patógenos que causen sinología gastrointestinal como *Pasteurella*, *Escherichia coli*, *Estafilococos aureus* pero debido a las lesiones macroscópicas como ptequias blancas en hígado y bazo puede ser comparada con Marek y Pseudotuberculosis (17).

2.3.9. Tratamiento

La salmonelosis que en cuanto a curación tienen bajas probabilidades, por lo que se considera una enfermedad con un alto porcentaje de mortalidad, sin embargo, el uso de AmpC provoco un aumento en la resistencia bacteriana tanto para los consumidores como para las aves, por lo que el uso de antibióticos en animales de consumo se ha restringido, por lo que en Suramérica se han buscado plantas medicinales como el oreganon que tengan acción antimicrobiana sobre patógenos intestinales, estimule el sistema inmune y estimule el crecimiento del ave (12).

Para tratar la Tifosis aviar y pullorosis, se usa sulfonamidas mezcladas con trimetoprima, causando menor resistencia bacteriana, entre las más recomendadas estan: sulfadiazina(6 -12 ml/10kg) -, sulfaquinoxalina, sulfatiazon y sulfamerazina, sin olvidar que las sulfonamidas provocan toxicidad renal en aves, así mismo, se suele utilizar gentamicina, biomicina, tetracíclicas (10 - 20mg/kg), nitrofuronas y cloranfenicol, estos dos últimos han sido prohibidos en la administración de aves para consumo humano (16).

Agrocalidad acota en la resolución 034 del año 2021, la cancelación de cloranfenicol y nitrofuranos, animales de producción a los que se les haya administrado estos medicamentos serán decomisados (37).

El cloranfenicol causa pancitopenia en seres humanos, provocando aplasia medular, mientras que los nitrofuranos son cancerígenos y mutagénicos, ambos producen resistencia antimicrobiana y causar disbiosis (38).

En 25 de los estudios de resistencia antimicrobiana, se demostraron los siguientes resultados: De 24 estudios en el 60% hubo resistencia ante la ampicilina, de 22 estudios el 80% presentaba resistencia frente a las tetraciclinas y el 60% al cloranfenicol, de 21 estudios en el 63, 84% de estos hubo resistencia frente al ácido nalidíxico, en 20 estudios se encontró que el 32% existía resistencia a la ciprofloxacina, mientras que en 19 estudios el 56% mostraba resistencia frente al Trimetoprim-Sulfametoxazol, de 18 estudios realizados en el 32% se evidenció resistencia a la Gentamicina y 60% a estreptomina (39).

En aves de granjas y algunas personas se aislaron cepas de salmonella con la finalidad de encontrar resistencia bacteriana a algunos antibióticos, manifestando los siguientes datos: este patógeno posee una resistencia a las sulfas + trimetoprim de 21.4%, ceftazidima de 11.4%, en China y Estados Unidos hubo mayor resistencia a ciertos antibióticos, 29% en Ampicilina, 42% en sulfametoxazol+trimetoprima y 68% en tetraciclinas (40).

2.3.10. Control

Las medidas de bioseguridad son importantes para el control de esta infección, por lo que se recomienda, que todo dentro, todo fuera, limpieza y desinfección de todo el personal, vehículos y equipos utilizados en la granja, todos los trabajadores al llegar a la granja deben cambiarse de vestimenta para evitar traer enfermedades al lote, impedir que las aves del galpón entren en contacto con animales silvestres, evitar que los pollos tengan acceso a fuentes de agua que hayan podido ser contaminadas por otras especies de aves, tratar de no visitar otras granjas avícolas con el fin de evitar traer virus, bacterias, protozoos y ectoparásitos en la ropa o calzado (11).

En un estudio donde para el control de *Salmonella* se usó probióticos obtuvimos los siguientes resultados, las aves alimentadas con *Bacillus subtilis* mostraron una reducción significativa del 58% para *Salmonella*, mientras que en el grupo control se obtuvo un 100% de resultados positivos para el agente etiológico, al usar bacterias lácticas se reducirá en un 96% las *S. typhimurium*, 95% las *S. Heidelberg* y del 76% en *S. entérica* en pollos de engorde (41).

2.4.MYCOPLASMOSIS EN AVES

2.4.1. Etiología

Aislado en 1935 en pollos, después se lo denominó como micoplasma aviar (43), es una bacteria procariota de pequeño volumen que carece de pared celular, rodeados de 3 capas de membrana plasmática, aproximadamente poseen 300 a 800 nm de diámetro, tienen la capacidad de replicarse fuera de las células de sus hospedadores, posee una temperatura óptima de 37°C (42).

Esta bacteria se caracteriza por tener un tamaño reducido en su genoma, varios autores describen que ha sufrido una evolución reductiva, lo que ha causado una reducción de los genes que poseen bacterias más complejas, carece de la capacidad de sintetizar 20 aminoácidos, así como otros genes los cuales codifican enzimas del ácido cítrico, de manera empírica se ha concluido que esta variación en el genoma, es lo que le ha permitido evolucionar y mantenerse de tal manera que adquieren todos estos productos carentes del hospedador, es por esto que estos microorganismos son tan resistentes a los antimicrobianos y tienen requerimientos nutricionales complejos (43).

El micoplasma es considerado de las enfermedades más contagiosas en aves, esta enfermedad está causada por un patógeno denominado *Mycoplasma gallisepticum* (MG) este patógeno afecta a todas las líneas de producción en avicultura como engorde, ponedoras y reproductoras a nivel mundial, varios autores han descrito que esta enfermedad permite la exposición a otras enfermedades respiratorias virales tales como el virus de Newcastle y la bronquitis infecciosa aviar, así mismo se facilita el ingreso de bacterias tales como la *Escherichia coli*, este conjunto de infecciones se denomina como Enfermedad Respiratoria Crónica (ERC) (44).

Esta especie de micoplasma causa en los pollos una enfermedad respiratoria de carácter crónico mientras que en pavos provoca sinusitis, esta es una de las enfermedades más trabajosas a tratar en la avicultura por los costos que implica el tratamiento de la misma, los animales tienden a presentar tos, secreciones nasales y conjuntivitis, disminuye la producción y calidad de los huevos (45).

2.4.2. Distribución Geográfica

M. gallisepticum de distribución mundial, teniendo alta prevalencia dentro de las explotaciones avícolas (46).

2.4.3. Epidemiología

El modo de disgregación de estos patógenos ha sido analizado por más de 50 años, existen muchas particularidades en su epidemiología que aún no se han acabado de entender, a causa de su limitado patrimonio genético y de naturaleza delicado, estos agentes han logrado conseguir su supervivencia, mediante distintos métodos de expansión (47).

Existen altas exigencias en las medidas de bioseguridad, para poder tener las explotaciones libres de estos patógenos, este tipo de circunstancias es más difícil de mantener en pollos de engorde y en ponedoras (48).

En un estudio realizado por la Universidad de Egipto, se muestrearon 487 animales de distintos grupos, razas y grupos etarios, se tomaron 50 muestras de animales sanos, 133 de aves enfermas y 304 recién muertas las cuales tenían sinología respiratoria y alteración en la locomoción, en casos agudos se realizaron hisopados traqueales, recolección de líquido sinovial, tráquea y pulmón, en estados crónicos se tomaron muestras de sacos aéreos y material caseoso, mediante la técnica de PCR, la prevalencia de las aves fue del 9.85% de MG y 1.6% de MS (49).

En una granja de Punjab en Pakistán se realizó un estudio para determinar la prevalencia de *Mycoplasma Gallisepticum*, se analizaron 103 muestras de suero de las ponedoras de la granja, estas muestras fueron sometidas a la prueba de ELISA indirecto, encontrado una prevalencia del 53.40%, el pico más alto de la prevalencia (100%) fue registrada a las 32 semanas y el más bajo (0%) a las 68 semanas en las ponedoras (50).

La universidad de Tikrit en Irak realizó un estudio para determinar la prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum* y *Mycoplasma synoviae*, se tomaron muestras de suero de 276 aves con enfermedades respiratorias y articulares (202 con sinología respiratoria y 74 con alteraciones en la locomoción), utilizando como método diagnóstico la aglutinación en placa de suero (SPA), obteniendo como resultados positivos 31.8% de MG y 19.5% de MS (51).

Un estudio realizado en Nigeria en el estado de Sakoto, se realizó un estudio a 200 aves, 100 de aves locales, 50 eran pollos destinados al engorde y 50 ponedoras, el suero de estas aves fue sometido a pruebas de ELISA, de estas muestras se encontraron 131

(65.5%) aves positivas a *Mycoplasma Gallisepticum*, de estas el 59% eran aves locales, 56% pollos de engorde y 88% en ponedoras (52).

Para determinar la prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum* (MG) y *Mycoplasma synoviae* (MS) en el departamento de Cundinamarca en Bogotá, Colombia, se tomaron 91 muestras de hisopados traqueales de aves con sintomatología respiratoria, de diversas granjas de engorde, ponedoras comerciales y reproductoras comerciales, mediante pruebas de PCR, se determinó la prevalencia de 39.6% *Mg* y 47.3% *Ms*, encontrado la prevalencia más alta en ponedoras y reproductoras en pollos de engorde, en cuanto a la edad de presentación de la enfermedad se presentó la prevalencia más alta entre las 20-60 semanas en ponedoras comerciales y reproductoras, en el grupo de pollos de engorde el índice más alto de *Mg* encontró en aves de 5 semanas y de *Ms* a las dos semanas (44).

2.4.4. Transmisión

La infección natural se puede observar desde la primera semana, la infección aguda puede visualizarse con mayor frecuencia en adultos, la infección crónica puede o no seguir una fase aguda a cualquier edad y persistir durante toda la vida (43).

Mg posee dos vías de transmisión vertical, la cual se puede dar in ovo (huevo) y embrión, se cree que esto se deba a una infección respiratoria de las gallinas debido a la cercanía que existe entre el oviducto y los sacos abdominales, la tasa de infección más alta se ha registrado en las fases aguda de la enfermedad, otra es la horizontal la cual es transmitida por aerosoles, criaderos por huevos rotos, contacto directo con aves infectadas o modos indirectos tales como alimentos contaminados (53).

2.4.5. Patogenia

Entre las vías de contaminación están los aerosoles y el polvo contaminado, las moscas son consideradas vectores para la expansión de la enfermedad, el periodo de incubación es de 1 a 3 semanas, la inflamación del tejido pulmonar, con ciliostasis en la tráquea beneficia la coinfección de virus y bacterias (54).

Los *Mycoplasmas* causan daño inducido por adherencia, al elaborar peróxidos y superóxidos también hacen un daño oxidativo, al producir fofolipasas ocasionando hidrólisis a nivel de membranas en las células del hospedador, una vez adherido a las células altera los receptores de las membranas y los mecanismos de transporte, la

producción de enzimas citolíticas altera mediante sus metabolitos los canales de potasio de las células ubicadas en el epitelio bronquial incluido sacos aéreos (55).

Cuando existen niveles altos de amoníaco o la presencia de virus existentes, la asociación de estos factores facilita la superación de las barreras, así mismo cuando se produce una ineficiencia de las barreras de defensa facilita la propagación de los patógenos secundarios, la ciliostasis se da 48 horas después de la infección, cuando se inactivan se destruyen los cilios a nivel de la tráquea y esto disminuye la producción de moco por las células globosas del epitelio de la tráquea (48).

Este posee la habilidad de esquivar al sistema inmunológico, por lo que se han desarrollado investigaciones en las cuales se ha determinado que estos patógenos comparten con las células de su hospedador determinantes antigénicos, en zonas donde en el antígeno se une con el anticuerpo del huésped, es mediante este mecanismo que este microorganismo puede evadir al sistema inmune, otra habilidad es la variación antigénica en la cual modifican su estructura cambiando su forma (55).

Los mecanismos de defensas comienzan su acción dos semanas después de haber ingresado al organismo, cuando se unen con las células del huésped el patógeno es presentado al complejo de mayor histocompatibilidad de tipo I, provocando una respuesta inmunológica citotóxica, cuando este logra burlar las vías de defensa, estos comienzan a distribuirse por vía sanguínea, para poder llegar al ovario, cavidades celómicas y sacos aéreos (48).

Estudios recientes han evidenciado que *Mg* tiene la habilidad de invadir los glóbulos rojos, logrando así poder diseminar por los tejidos ocasionando una septicemia (55).

2.4.6. Signos Clínicos

Los signos de esta enfermedad suelen ser muy inespecíficos y pueden ser confundidos con otras enfermedades ya que estos son tos, roncus, secreciones lagrimales abundantes secundarios a una conjuntivitis, chasqueo del pico, estos signos y síntomas poseen un desenvolvimiento lento, la intensidad está directamente asociada a la patogenicidad de la cepa que está afectando a los pollos de engorde, el manejo y de las infecciones asociadas como virus y bacterias, se ha demostrado que los machos pueden llegar a ser más sensibles que las hembras, esta enfermedad tiene una mayor incidencia en época de invierno (48).

La enfermedad puede cruzar de forma subclínica, esta puede causar exudados nasales, debido a la dificultad respiratoria los animales comenzaran a respirar con el pico abierto, la sinusitis puede ser unilateral o bilateral (56).

2.4.7. Diagnostico Diferencial

Debido a sus signos respiratorio, este puede ser asociado al virus de Newcastle o virus de la bronquitis infecciosa aviar, aunque estas enfermedades también pueden estar vigentes en infecciones por MG, otras infecciones a tener en cuenta son *Avibacterium paragallinarum* o *Pasteurella multocida*, en pollos de engorde cuando existe una infección secundaria por metapneumovirus y *E. coli* causa con una sintomatología semejante (57).

2.4.8. Diagnostico

Para poder llegar a un diagnóstico certero de la enfermedad se debe primero tener en el lote una observación de sintomatología y lesiones asociadas a la patología, para poder llegar a un confirmativo podemos incluir un examen serológico o aislar el microorganismo, la pruebas de serología utilizan una placa de aglutinación, inhibición de la hemaglutinación, ELISA, ya que estos determinan la cantidad de anticuerpos de la enfermedad, existen otros métodos de laboratorio como el cultivo o la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), ya que son pruebas más específicas nos dan una indicación directa de la presencia del microorganismo en el animal (58).

Las pruebas de carácter serológicas como aglutinación en placa (SPA), el ensayo inmunoabsorbente ligado a enzimas (ELISA), inhibición de la hemaglutinación (HI) se usan para la detección de estadios iniciales de la enfermedad, en caso de obtener positivos, estos luego deben ser reconfirmados mediante cultivos y técnicas moleculares (59).

Estos patógenos son de desarrollo lento, además de poseer requisitos complejos, como resultado los procedimientos estándar manejados para las pruebas de susceptibilidad de bacterias tales como el método de difusión en disco o la concentración inhibitoria mínima, no se recomiendan debido a que estos deben ser realizados solamente en laboratorios especializados (60).

2.4.8.1.ELISA

Los anticuerpos se unen a una enzima, estas nos sirven como indicadores debido a que cuando se unen con su sustrato se produce un cambio en la coloración, esta se puede

cuantificar mediante diluciones o por la lectura mediante espectrofotométrica de la intensidad del color y medir su intensidad, no requiere de instrumental refinado (61).

Esta técnica es mucho más rápida que el cultivo, pero reacciones inespecíficas y cruzadas entre especies de bacterias, malas interpretaciones por post vacunación, además de los costos elevados son algunas desventajas de este método diagnóstico (62).

Los pocillos de las placas de los kit de ELISA, se encuentran llenados con el antígeno de la enfermedad, a estos se añade el suero del ave sospechosa, los anticuerpos se unirán a los antígenos formando un complejo inmune, se debe añadir un conjugado el cual tiene un colorante que se agregara a los complejos inmunes desencadenando la formación de una coloración la cual se leerá mediante espectrofotómetro, esta reacción será detenida por una solución de frenado, la densidad óptica será directamente proporcional a la cantidad de anticuerpos (63).

2.4.8.2. Aislamiento del Patógeno

Esta prueba es considerada una gold standard en el diagnóstico de la micoplasmosis, esta tiene como desventaja que el patógeno en cuestión requiere condiciones de crecimiento bastante especiales y se desarrolla en un tiempo alargado (56).

2.4.8.3. Aglutinación en Placa de Suero

Esta prueba ha sido usada como una prueba de diagnóstico primario para el control serológico de las aves (42), debido a que es considerada como rápida, barata y altamente sensible, esta prueba ha sido usada de manera típica en programas de determinación de micoplasma en aves comerciales, esta prueba detecta las inmunoglobulinas M, las cuales se encuentran presentes en infecciones agudas, debido a que pueden existir reacciones imprecisas y reacciones cruzadas entre especies, todos los resultados positivos deben ser reconfirmadas mediante otros métodos (64).

2.4.8.4. Seroneutralización

Esta prueba determina la capacidad que poseen los anticuerpos del animal para neutralizar la actividad biológica de un antígeno, se añade una mezcla de un virus a una concentración que anteriormente ha estado en contacto con diferentes diluciones del suero infectado sobre las células, se observan células sobre las que se añaden distintas diluciones para ver si el virus las ha infectado o no mediante una tinción con un conjugado o por el efecto citopático (61).

2.4.8.5.PCR

La reacción en cadena de la polimerasa es una técnica diagnóstica la cual posee ventajas sobre la serología, esta técnica tiene una alta sensibilidad y especificidad, codifica el material genético, lo que permite detectar si es que en el ADN del animal existen secuencias genéticas del microorganismo, la amplificación y la detección se van a realizar en el mismo tubo, lo que garantiza una mínima contaminación de la muestra (65), esta herramienta nos puede ser de mucha utilidad en estudios de carácter epidemiológico debido a que nos puede ayudar a identificar el origen de la infección y la relación entre cepas (64).

Una de las desventajas de esta prueba es que requieren de termocicladores avanzados, los cuales aumentan significativamente los costos de la prueba (66).

2.4.8.6.Reacción en espiral de la polimerasa (PSR)

Es un nuevo método para la amplificación isotérmica de ácidos nucleicos inventado por Lui Wei, posee las ventajas de métodos como los del PCR y de la amplificación isotérmica mediada por bucle (LAMP), pero a diferencia de estos, este método solo requiere un par de cebadores de rutina para ampliar de manera eficiente los ácidos nucleicos utilizando un baño de agua, lo que minimiza los costos de detección y aumenta la aplicación práctica (66).

2.4.9. Tratamiento

Tan rápido como ocurre un brote, la medicación correcta es importante para disminuir los signos clínicos y así detener la diseminación del patógeno por la granja, debido a que el micoplasma, son organismos de crecimiento lento, la elección de antibióticos frecuente a ser empírica en lugar de utilizar los antibióticos determinados como susceptibles de manera *in vitro* por los laboratorios (67).

Los fármacos que se usan contra estos patógenos son las quinolonas, tetraciclinas y macrólidos, estos fármacos se usan debido a la estructura del *Mycoplasma spp*, ya que carece de pared celular, son resistentes a las penicilinas, betalactámicos, glucopéptidos, polimixinas, rifampicina y sulfonamidas debido a que estos tienen tropismo por la pared celular, entre otros fármacos usados están los aminoglucósidos y el cloranfenicol, aunque este tenga poca actividad contra el patógeno (68).

Mycoplasma gallisepticum es altamente susceptible a la eritromicina a diferencia de otras cepas como *M. synoviae*, el cual ha demostrado ser altamente resistente a este antibiótico, varios estudios han reportado un sinergismo al asociarlo con tilvasolina o tiamulina, clortetraciclina, oxitetraciclina y doxiciclina, estas combinaciones no solo aumentan la eficacia contra el patógeno, pero a su vez aumentan su efectividad contra afecciones respiratorias secundarias (69).

La espectinomina es un antibiótico aminociclitico, el cual es utilizado para prevenir y controlar *Mycoplasma gallisepticum* a dosis de 1 g/4 litros (70).

Entre los derivados semisintéticos de la pleuromutilina tenemos la tiamulina, valnemulina desarrollado de manera exclusiva para la medicina veterinaria, es eficaz contra bacterias Gram positivas, negativas, posee gran eficacia contra *Mycoplasma spp.*(71), la desventaja de la tiamulina es que para el uso de este fármaco existen pocos datos sobre la eficacia in vivo, asimismo existen diferencias significativas de las dosis usadas en diferentes países, varios investigadores han demostrado que en asociación con clortetraciclina hay un sinergismo, lo que permite reducir la dosis de la tiamulina, reduciendo así la toxicidad de la misma (72).

En un estudio realizado en los Ríos, Ecuador acerca de los tratamientos de mycoplasmosis y su relación con los indicadores productivos, se estudiaron 500 pollitos de un día de nacidos, se utilizaron tres tratamientos A (control), B (Clortetraciclina 3 días) y C (Clortetraciclina 4 días) y el testigo, se utilizó un ANOVA obteniendo los resultados al día 42, el grupo C fue el que obtuvo un mayor resultado a nivel productivo obteniendo el promedio más alto en los pesajes, el rendimiento de la canal del grupo B fue menor al del grupo C, el grupo A presento una mortalidad del 16%, el grupo control expreso la conversión alimenticia más baja (73).

El mal uso de los antibióticos de manera indiscriminada y la falta de respeto por los tiempos de retiro, ha causada el acumulo de residuos de los fármacos en los productos que llegan al mercado, esto ha causado en los consumidores de productos distintas reacciones tales como alergias, toxicidad, desequilibrio de la microflora intestinal, aplasia de medula, enfermedades orgánicas, cáncer, los residuos causan resistencia a los patógenos (74) (75).

2.4.10. Control

Para el control y eliminación de micoplasma se debe realizar una determinación de los contagios, eliminaciones de aves contaminadas e implementación de medidas de bioseguridad, además de la implementación de programas de vacunación, para la implementación de programas de seguimiento para la determinación de micoplasma se han utilizado principalmente pruebas serológicas, siempre y cuando se utilicen tamaños significativos de poblaciones para el muestreo, utilizando pruebas con un nivel confiable de sensibilidad y especificidad (76).

Como ya se mencionó antes en varias explotaciones se complica la completa erradicación, en varios estudios se ha determinado que la vacunación es un método que previene los signos clínicos de la enfermedad, por ende, las pérdidas económicas y evita la transmisión del *Mycoplasma gallisepticum* por huevos, las vacunas contra MG en algunos países se han utilizado, obteniendo resultados variables, ya que se ha llegado a la conclusión de que evitan las pérdidas económicas por huevos en ponedoras mas no evitan la infección, ni mucho menos previene contra enfermedades respiratorias (77).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LOCALIZACIÓN DEL ESTUDIO

El presente trabajo de investigación se realizó en varias granjas del Cantón Balsas, provincia de El Oro, con coordenadas $3^{\circ}45'45''S$ $79^{\circ}49'31''O$ / $-3.7626, -79.8253$, altura de 400 a 1400 msnm, con una temperatura que oscila entre los $19^{\circ}C$ a $30^{\circ}C$ y una humedad del 81%.

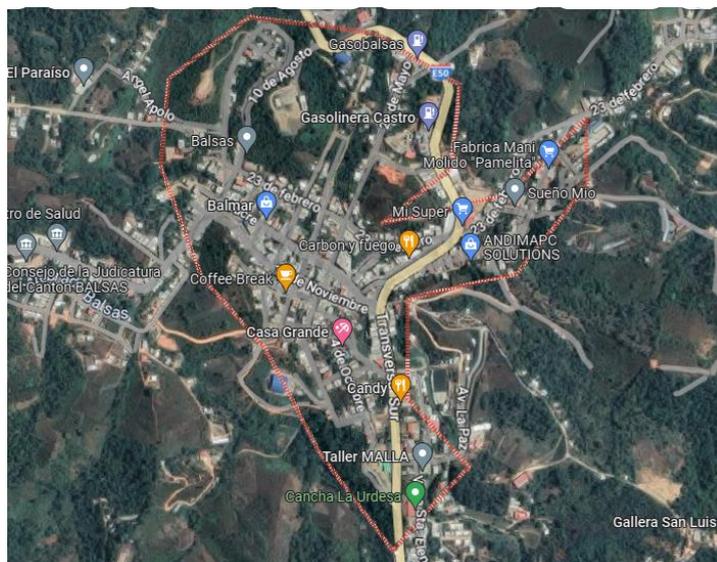


Ilustración 1: *Ubicación Cantón Balsas*
Fuente: Google Maps

3.2. POBLACIÓN Y MUESTRA

En el presente estudio, se consideró una muestra conformada por 200 pollos broiler distribuidos en 20 galpones para evaluar la presencia de *Mycoplasma*.

Paralelamente para *Salmonella spp.* se identificaron los mismos 20 galpones que albergan 10000 pollos en cada uno. para garantizar la representatividad y homogeneidad de la muestra, de cada nave avícola se obtuvieron 20 submuestras para garantizar la homogeneidad de las mismas.

Es importante destacar que se aplicó una selección aleatoria de las aves incluidas en el estudio, las cuales tenían edades comprendidas entre 4 y 6 semanas, los galpones estaban ubicados en el cantón Balsas.

3.3. INSTRUMENTOS UTILIZADOS

3.3.1. Recolección de muestras de heces

- Cooler
- Gel Refrigerante
- Frascos para muestra de orina
- Espátulas desechables

3.3.2. Recolección de suero

- Tubos vacutainer tapa roja
- Jeringuillas de 5ml
- Gradillas
- Centrifuga
- Tubos Eppendorf
- Gel Refrigerante
- Coolers

3.3.3. Cultivo Bacteriológico

- Muestra de heces
- Balanza
- Autoclave
- Mechero
- Estufa

- Asa de Platino
- Pipetas graduadas
- Cajas Petri
- Agua peptonada
- Caldo Rapport Vassiliadis
- Pruebas bioquímicas
- Agar XLD
- Agua destilada
- Erlenmeyer
- Asa de platino
- Protector de papel
- Funda de polifan
- Algodón
- Incubadora
- Gradillas
- Tubos de ensayo

3.3.4. ELISA

- Suero sanguíneo
- Test de ELISA
- Pocillos de ELISA
- Tubos eppendorf
- Micropipetas de precisión de volumen 5, 100 y 500 microlitros
- Puntas de pipetas desechables
- Agua destilada
- Lavador de placas
- Espectrofotómetro

3.4.VARIABLES ANALIZADAS

- Edad de las aves
- Presencia del patógeno aislado

3.5.MEDICIÓN DE VARIABLES

3.5.1. Cálculo del Índice de Prevalencia

La prevalencia de *Salmonella spp.* y *Mycoplasma gallisepticum* se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Indice de Prevalencia: } \frac{\text{numero de aves positivas}}{\text{numero total de aves muestreadas}} * 100$$

3.6. METODOLOGÍA

La presente investigación es de tipo descriptiva, observacional, cualitativa, es de tipo descriptiva debido a que se consideró la presencia o ausencia de los patógenos con cada una de las técnicas establecidas.

3.6.1. Metodología de Campo

3.6.1.1. *Salmonella*

3.6.1.1.1. Toma de muestra para *Salmonella*

- La toma de muestra de heces, se hizo por cada galpón de 10000 pollos.
- Por galpón se recolectaron 20 muestras
- Estas muestras fueron mezcladas en un recipiente con tapa, con el fin de obtener un pool homogéneo
- Una vez completada la obtención de la muestra combinada (pool), se etiquetaron adecuadamente las muestras y se almacenaron en un cooler hasta que lleguen al laboratorio para su procesamiento.

3.6.1.1.2. Procedimiento en Laboratorio

3.6.1.1.2.1. Preparación de medios de cultivo para aislamiento

Se prepararon distintos medios de cultivo para realizar pruebas de pre enriquecimiento, enriquecimiento y aislamiento de *Salmonella spp.* A continuación, se detalla el proceso para cada uno de ellos:

- Agua Peptonada: medio líquido no selectivo utilizado para preenriquecer muestras de heces. Para su preparación, se mezcló 25,5 gramos de Agua

Peptonada por cada 1000 ml de agua destilada. Posteriormente, se colocó un tapón de algodón en un matraz Erlenmeyer, se añadió un tapón de papel y se selló con cinta antes de colocarlo en una funda de polifan. Este conjunto se autoclavó a 250 °C durante 15 minutos para esterilizarlo. Después de la esterilización, se distribuyeron 9cc de Agua Peptonada en tubos de ensayo con tapa rosca.

- Medio de caldo Rappaport Vassiliadis Soya (RVS): Se preparó mezclando 42.5 gramos de la sustancia con 1000 ml de agua destilada en un matraz Erlenmeyer. Luego, se calentó en el reverbero y se colocó un tapón de algodón, un protector de papel y una funda de polifan. Después de la esterilización, se distribuyeron 9 cc de la solución en 24 tubos con tapa rosca usando una pipeta graduada.
- Agar XLD: Se utilizó para el aislamiento de *Salmonella*. En un matraz Erlenmeyer se puso agua destilada con su tampón de algodón, protector de papel y funda de polifan, luego se calentó y se preparó el medio de cultivo con 55 gramos por cada 1000cc de agua. Este medio no necesitó autoclavado. Después, se colocaron 17 a 20cc del medio en cada placa Petri y se dejó solidificar.

Proceso:

El proceso de aislamiento e identificación de *Salmonella spp.* se llevó a cabo siguiendo las normas ISO 6579:2002+Adm.1:2007 (78) y Cushticóndor . Se utilizó un gramo de heces recogidas de la cama, cada muestra se sembró a temperatura ambiente, se homogeneizó manualmente y se pre-enriqueció en 9cc de agua peptonada (solución madre). Luego, se dejó incubar a una temperatura de 37 °C ± 1 °C durante 18 a 24 horas como etapa de pre-enriquecimiento.

Tras la incubación, se tomó 1 ml de la solución madre y se inoculó en el medio semisólido Rappaport – Vassiliadis (MSRV), el cual se incubó a 41,5 °C ± 1 °C durante 24 a 48 horas como etapa de enriquecimiento selectivo. Posteriormente, se sumergió el asa estéril con anillo en el tubo MSRV y se extrajo 1 µL de los bordes de la superficie del medio para sembrar en el medio selectivo agar xilosa lisina desoxicolato (XLD). Las placas se incubaron en una estufa con las placas invertidas a 37 °C ± 1 °C durante 18 a 24 horas, utilizando la técnica de siembra por estría en placa para concentrar la muestra en el medio sólido preparado. Al realizar estrías en zigzag con el asa, se depositó una cantidad cada vez menor de microorganismos en la superficie, permitiendo obtener colonias aisladas.

Después de la incubación, se examinaron las placas para identificar la presencia de colonias aisladas características de *Salmonella spp.*, ya que si son positivas, las colonias presentarían un centro negro y una zona ligeramente transparente de color rojo o rosado en el agar, sin embargo, las placas mostraban un medio amarillo, dando un resultado negativo a *Salmonella spp.*

Por lo tanto, no fue necesario llevar a cabo pruebas bioquímicas. No obstante, en caso de que el aislamiento hubiese sido positivo, se habría procedido de la siguiente manera: Una vez seleccionadas las placas con colonias aisladas características de *Salmonella spp.*, se toma una colonia con el asa de argolla estéril, asegurándose de no llevar el medio XLD. Esta colonia se inoculó en un medio no selectivo como agar nutriente y se dejó incubar a $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 18 a 24 horas para realizar las pruebas bioquímicas. Al finalizar el tiempo de incubación, se confirma fenotípicamente la identificación de colonias aisladas de *Salmonella spp.* haciendo una dilución de colonias en un tubo de solución salina estéril. Ejecutando las siguientes pruebas bioquímicas: Simmons Citrate Agar, Lysine Iron Agar (LIA) y Urea agar base, tomando una muestra del tubo con la colonia aislada utilizando un asa recta estéril, se siembra en los tubos de Citrate y LIA de manera vertical sin movilizar hasta cerca del fondo, se retiró por el mismo lugar y se realizaron estrías en zigzag en los tubos con pico de flauta. Luego, se flamea el asa estéril y se tomó otra muestra para sembrar en los tubos UREA de manera vertical sin movilizar hasta cerca del fondo, retirando por el mismo lugar y realizando estrías en zigzag en el tubo con pico de flauta. Tras completar todas las siembras en las pruebas bioquímicas, los tubos se incubaron en una estufa a $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 18 a 24 horas.

Finalmente, después de la incubación, se puede determinar si los resultados de las pruebas bioquímicas son positivas o no para *Salmonella spp.*

3.6.1.2.ELISA

3.6.1.2.1. Toma de muestra para Elisa

- Para pruebas serológicas rutinarias, los sueros deben ser obtenidos de aves sanas, no se deben utilizar aves de descarte, enfermas debido a que sus títulos no representan de manera específico el estado de todo el lote.
- La vena alar o también llamada braquial es el sitio predilecto para la obtención de muestras en aves mayores a 4 semanas.

- Un ayudante debe tomar el ave de las dos patas y colocar la mano por debajo del ave para tratar de inmovilizarla.
- Quitar las plumas para tener una correcta visualización de la vena, colocar alcohol para una mayor asepsia.
- Introducir la aguja con el bisel hacia arriba, extraer la sangre de manera lenta, tratando de no realizar maniobras bruscas que provoquen hemolisis en la muestra
- Una vez tomada la muestra retire la aguja del sitio de inyección y presionar de manera suave para evitar hemorragia.
- Transferir la sangre a tubos de ensayo de manera lenta deslizando la sangre sobre el tubo para evitar la ruptura de los eritrocitos.
- Los tubos deben permanecer inmóviles mientras se da el proceso de coagulación, para esto se los deben colocar en forma horizontal en la gradilla, evitando movimientos bruscos que afecten el proceso de coagulación.

3.6.1.2.2. Obtención y conservación del suero

- Una vez se separa el suero del coagulo, se extrae el suero con una micropipeta de precisión de volumen ajustable y se procede a colocarlo en un tubo eppendorf
- Los tubos deben mantenerse en refrigeración a -20°C .
- Cada tubo contendrá muestras individuales, cerradas correctamente, organizados por lotes e identificadas de manera clara.

3.6.1.2.3. Registro de los datos

Se elaboraron formatos para tener un registro de la información recolectada de cada granja

3.6.1.2.4. Técnica de ELISA

Preparación de Solución de Lavado

- Es necesario equilibrar la solución de lavado concentrada (20X) a temperatura ambiente ($21^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$) y agitar correctamente para obtener la disolución de los cristales.
- Preparar la solución de lavado (1X) diluyendo 1/20 la solución de lavado (20X) en agua destilada

Procedimiento.

- Colocar todos los reactivos a temperatura ambiente ($21^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$) antes de ser utilizados y ser homogeneizados.
 - Los controles positivo y negativo son suministrados listos para usar. **NO AGREGAR DILUYENTE**, a los pocillos A1, B1, C1 y D1, los controles deben ser analizados sin diluir
 - Para muestras de plasma una dilución final 1:50
1. En una placa de pre dilución dejar de los pocillos destinados a controles A1, B1, C1, D1 y añadir:
 - 5 μL de cada muestra a analizar.
 - 245 μL de Diluyente 14 a todos los pocillos EXCEPTO a los pocillos A1, B1, C1 y D1.
 2. En la microplaca de ELISA, añadir:
 - 100 μL de **control negativo** en los pocillos A1, B1.
 - 100 μL de **control positivos** en los pocillos C1, D1.
 - 100 μL de las muestras pre-diluidas como se preparó previamente.
 3. Cubrir la placa e incubar 30 min \pm 3 minutos a 21°C ($\pm 5^{\circ}\text{C}$).
 4. Preparar el Conjugado 1X, diluyendo el conjugado 10X al 1:10 en Diluyente 3.
 5. Vaciar los pocillos. Lavar cada pocillo 3 veces con al menos 300 μL de solución de lavado 1X. Evitar el desecado de los pocillos durante los lavados.
 6. Distribuir 100 μL de Conjugado 1X a todos los pocillos.
 7. Cubrir la placa e incubar 30 min \pm 3 minutos a 21°C ($\pm 5^{\circ}\text{C}$).
 8. Vaciar los pocillos. Lavar cada pocillo 3 veces con al menos 300 μL de solución de lavado 1X. Evitar el desecado de los pocillos durante los lavados.
 9. Distribuir 100 μL de solución de revelación a todos los pocillos.
 10. Cubrir la placa e incubar 15 min \pm 2 minutos a 21°C ($\pm 5^{\circ}\text{C}$) en la oscuridad
 11. Distribuir 100 μL de solución de parada a todos los pocillos.
 12. Leer a una densidad óptica de 450 nm

Validación

El test es válido si:

- El valor medio de la densidad óptica de los controles positivos (DO_{CP}) es superior a 0.250

$$DO_{CP} > 0.250$$

- El cociente entre la media de los controles positivo (DO_{CP}) y la media de los controles negativos (DO_{CN}) es superior a 3

$$\frac{DO_{CP}}{DO_{CN}} > 3$$

Interpretación

Para cada muestra, calcular el valor S/P y el título de anticuerpos, de la siguiente manera:

Cálculo del valor S/P

$$\frac{S \text{ D}O_{muestra} - DO_{CN}}{P \text{ D}O_{CP} - DO_{CN}}$$

Los resultados son interpretados de la siguiente manera:

Valor S/P	Estatus Inmunitario MG
S/P < 0.5	Negativo
S/P ≥ 0.5	Positivo

3.6.2. Estadística

Para tabular los resultados de nuestro trabajo de titulación se utilizó el programa estadístico IBM SPSS Versión 25, donde se empleó una estadística descriptiva para determinar la prevalencia y tablas cruzadas para la correlación de resultados con la edad de las aves.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Prevalencia de *Salmonella spp.* en el cantón Balsas

Luego de llevar a cabo un estudio de cultivo bacteriológico en las heces de aves de 20 galpones de distintas granjas ubicadas en el cantón Balsas, siguiendo las pautas establecidas por la norma ISO 6579:2002, los resultados obtenidos indicaron una prevalencia del 0% de *Salmonella*. No obstante, es relevante destacar que la falta de estudios previos sobre la prevalencia de salmonelosis en esta región dificulta la comparación para determinar si la incidencia de esta enfermedad se ha mantenido, incrementado o disminuido.

Sin embargo, estos resultados difieren de la investigación realizada por Bayas et al. (2021) en la ciudad de Guaranda, donde obtuvieron una prevalencia del 9.84%. En su estudio, llevaron a cabo el análisis mediante cultivo bacteriano y PCR en la canal de 19 aves (80). Por otro lado, Koutsoumanis *et al.* (2018) realizaron un estudio en Uagadugúde, África occidental, donde se recolectaron heces en 103 pollos y llevaron a cabo cultivos bacterianos, de los cuales obtuvieron un resultado positivo en 54 aves (52%) (81).

Estos hallazgos resaltan la ausencia de salmonelosis en las aves de los galpones muestreados, posiblemente al uso continuo de antibióticos (enrofloxacina, tylosina, ampicilina, cloranfenicol). Datos respaldados por, Ruiz y Suarez en su estudio de “Susceptibilidad antimicrobiana de cepas de *Salmonella spp.* en granjas de ponedoras de Antioquia”, donde destacan la susceptibilidad de ampicilina, cloranfenicol y ciprofloxacina en un 100% en 30 cepas aisladas (82). Asimismo, estos datos se

confirmaron en el estudio de Mantilla *et al.* titulado "Prueba de sensibilidad antimicrobiana de cepas de *Salmonella* aisladas de ponedoras comerciales en Colombia", donde se observó que de las 11 cepas de *Salmonella gallinarum* analizadas, 3 mostraron una alta sensibilidad a la ampicilina, 7 presentaron una sensibilidad moderada y solo una cepa demostró resistencia; en cuanto a la enrofloxacin, se encontró que 4 cepas fueron altamente sensibles, 4 tuvieron una sensibilidad moderada y 3 mostraron resistencia; en el caso de la tilosina, todas las cepas mostraron una alta sensibilidad (83).

La prevalencia de 0% de esta enfermedad, asegura una óptima salud gastrointestinal en las aves muestreadas, generando confianza en la salud pública al tratarse de una zoonosis. Sin embargo, es crucial considerar que el uso constante de fármacos en la mayoría de los galpones del Cantón Balsas puede desencadenar resistencia antibiótica en quienes consumen productos avícolas, lo que plantea una inquietud significativa.

Así mismo podemos destacar la variabilidad en la prevalencia de *Salmonella spp.* entre diferentes estudios y sugieren la necesidad de una investigación más amplia y detallada para comprender mejor los factores que pueden influir en esta diferencia significativa respecto a otros estudios.

Esto respalda la importancia de mantener una vigilancia constante con medidas preventivas efectivas en la industria avícola para preservar la salud tanto de los consumidores como de los trabajadores del sector.

Tabla 1. *Salmonella* en pollos Broilers

	Frecuencia Absoluta	Porcentaje	Porcentaje Absoluto	Porcentaje acumulado
Válido Negativo	20	100.0	100.0	100.0

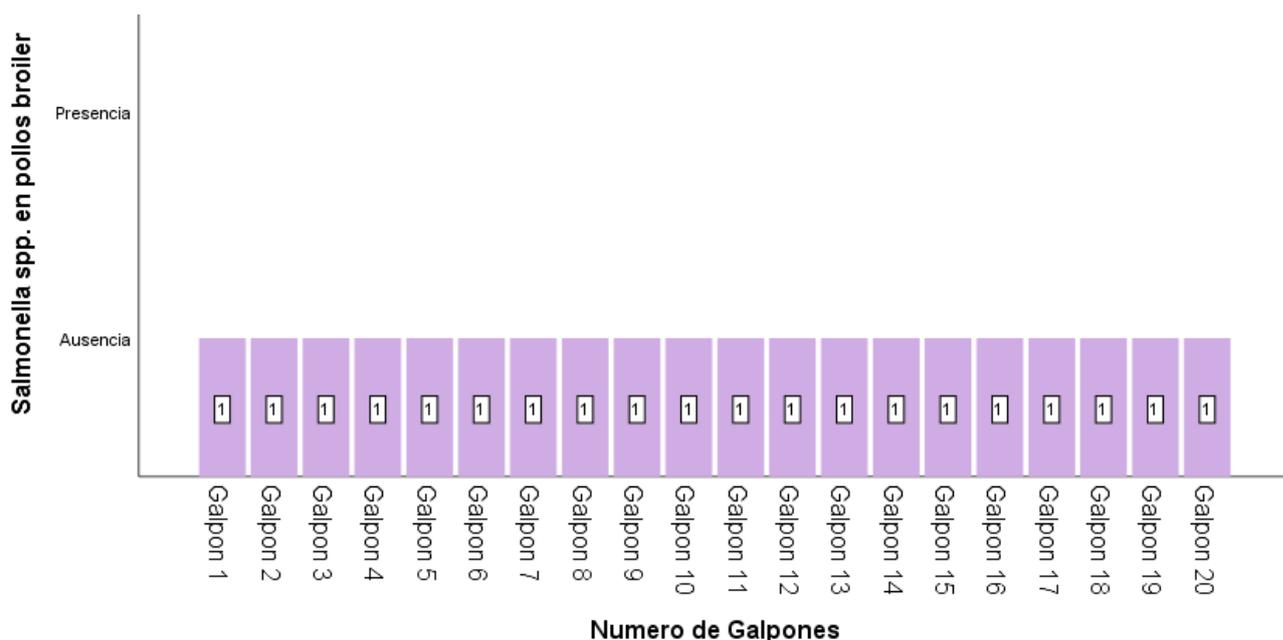


Grafico 1. Prevalencia de *Salmonella* spp.

4.2. Prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum* en el cantón Balsas

Del análisis de 200 muestras sanguíneas de aves en el cantón Balsas se obtuvo una prevalencia del 15.5%, aunque en Ecuador no existen estudios publicados sobre el tema (84) pero los datos pueden ser contrastados con los obtenidos por Ordoñez, A. quien realizó un estudio en el cantón Balsas en el año 2015 para determinar la prevalencia de MG mediante la realización de la prueba sérica de aglutinación en placa obteniendo una prevalencia del 65.5% en 200 aves muestreadas (131/200) (85).

Así mismo en otro estudio realizado en 23 explotaciones agrícolas del estado de Pernambuco en Brasil para determinar la prevalencia de *Mycoplasma Gallisepticum*, se recolectaron 300 muestras de suero recolecto, utilizando como método diagnóstico ELISA, obteniendo como resultado un 53.33% (157/300) de animales positivos (86).

Es fundamental resaltar que los pollos no adquieren *Mycoplasma* desde la incubadora, sino que esta se contrae debido a un deficiente manejo en la bioseguridad en la granja.

Tabla 2. *Mycoplasma* en pollos Broilers

		Frecuencia Absoluta	Porcentaje	Porcentaje Absoluto	Porcentaje acumulado
Válido	Ausencia	169	84.5	84.5	84.5
	Presencia	31	15.5	15.5	100.0
	Total	200	100.0	100.0	

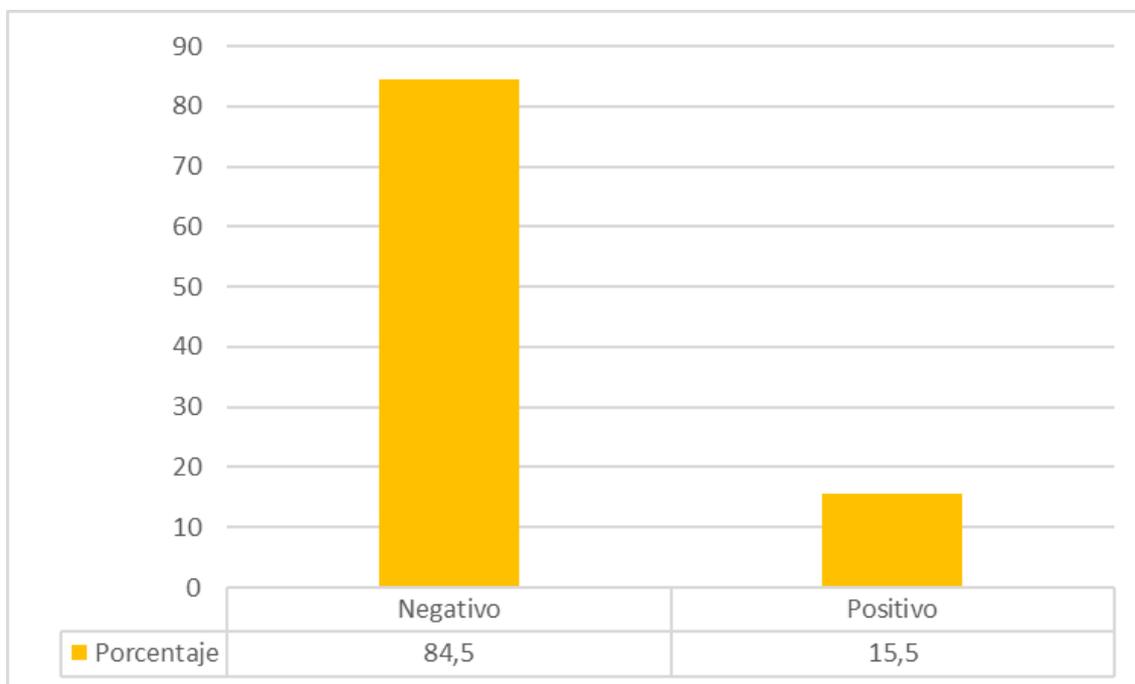


Grafico 2. Prevalencia de *Mycoplasma Gallisepticum*

4.3.Variable Edad de los Animales Muestreados

Las muestras de un galpón cuyas aves tuvieron 3 semanas de edad de las cuales se tomaron 10 muestras las mismas luego de los análisis respectivos nos indican una prevalencia del 0.5%, de las 70 aves muestreadas de 4 semanas de edad representan una prevalencia del 3%, las 90 aves muestreadas de 5 semanas de edad conforman el 5% de la prevalencia, de las 30 aves de 6 semanas de edad se obtuvo una prevalencia del 7%.

Estos datos coinciden con los obtenidos por Sarmah et al., los cuales realizaron un estudio en Khanapara, localidad ubicada al sur de la India, donde analizaron 400 sueros desde septiembre de 2020 hasta agosto de 2021, la detección de anticuerpos se realizó mediante

la técnica Elisa Indirecto, obteniendo una prevalencia del 13.25%, la prevalencia más alta se registró en aves de más de 5 semanas (8.5%), seguida de aves de 4-5 semanas (4%) y la más baja fue registrada en aves de 3 a 4 semanas (0.75%) (87).

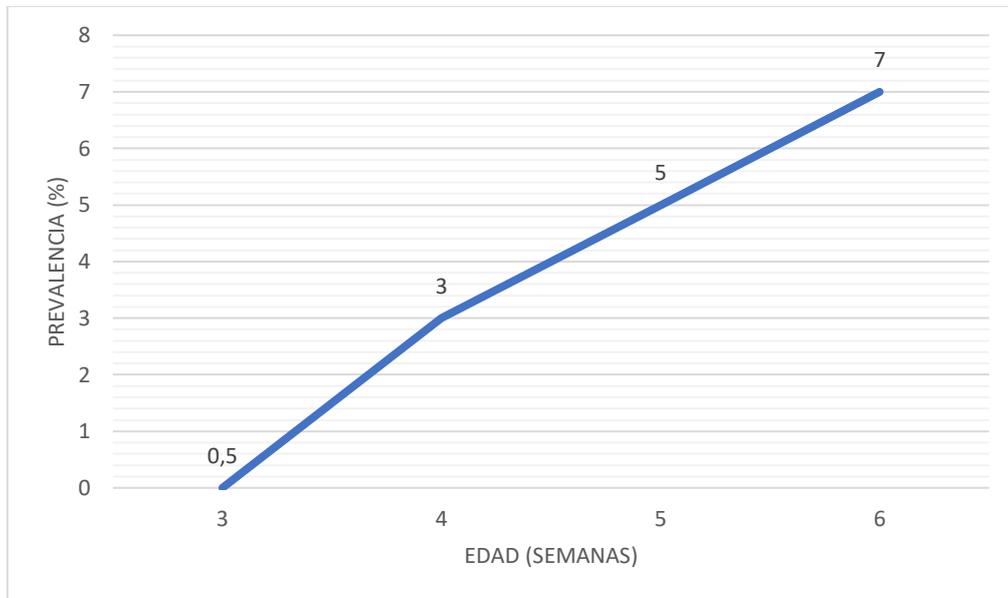


Grafico 3. Relación de Edad/Prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum*

Tabla 3. Tabla cruzada Edad pollo (días) *Mycoplasma gallisepticum* en Pollos Broiler

Tabla cruzada Edad pollos (días)* <i>Mycoplasma gallisepticum</i> en pollos broiler			<i>Mycoplasma gallisepticum</i> en pollos broiler		
			Ausencia	Presencia	Total
Edad pollos (días)	21 días (semana 3).	Recuento	9	1	10
		% dentro de <i>Mycoplasma gallisepticum</i> en pollos broiler	5.3%	3.2%	5%
	28 días (semana 4).	Recuento	64	6	70

		% dentro de <i>Mycoplasma gallisepticum</i> en pollos broiler	37.9%	19.4%	35%
	35 días (semana 5).	Recuento	80	10	90
		% dentro de <i>Mycoplasma gallisepticum</i> en pollos broiler	47.3%	32.3%	45%
	42 días (semana 6).	Recuento	16	14	30
		% dentro de <i>Mycoplasma gallisepticum</i> en pollos broiler	9.5%	45.2%	15%
Total			169	31	200
			100%	100%	100%

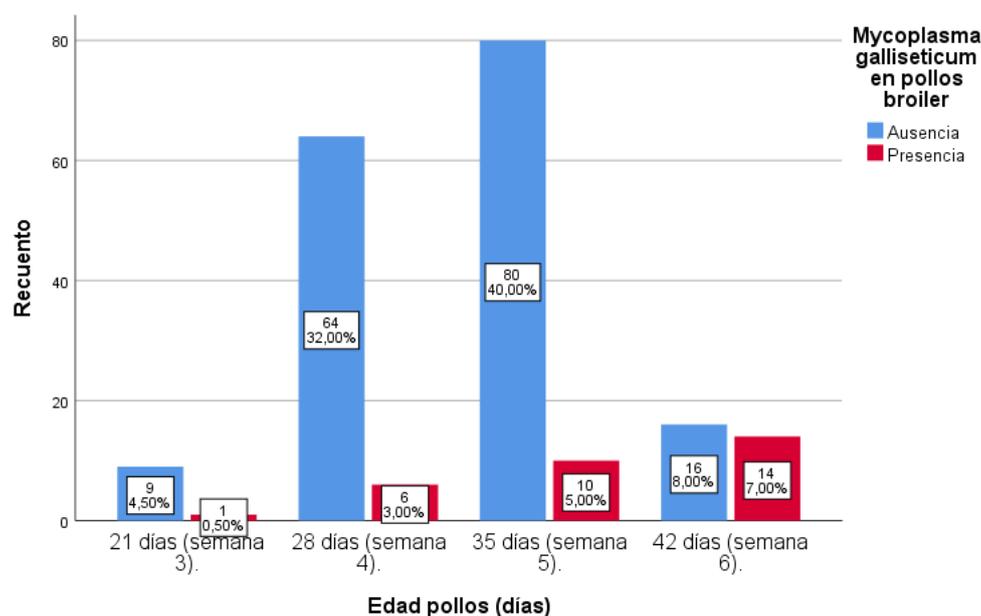


Gráfico 4. Prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum* en los animales

4.4. Correlación de la Variable Edad con la Presencia del Patógeno

Para poder determinar si existía una relación entre la edad asociada con la presencia del patógeno se utilizó una prueba de Chi-Cuadrado, obteniendo un valor de P de 0.000008, concluyendo así que existe una correlación directa entre la edad de las aves muestreadas y la presencia del *Mycoplasma gallisepticum*, este hallazgo se relaciona de manera directa con el largo y variable periodo de incubación de esta enfermedad el cual va de 1 a 3 semanas, por lo que es más común encontrar esta enfermedad en aves mayores a las 4 semanas (88).

Tabla 4. Pruebas de Chi-Cuadrado

	Valor	Df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	26.369 ^a	3	0.000008
Razón de verosimilitud	20.816	3	0.000115
Asociación lineal por lineal	14.577	1	0.000135
N de casos válidos	200		

a.2 casillas (25.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 1,55.

4.5. Mapa Epidemiológico de *Salmonella spp.* y *Mycoplasma gallisepticum*

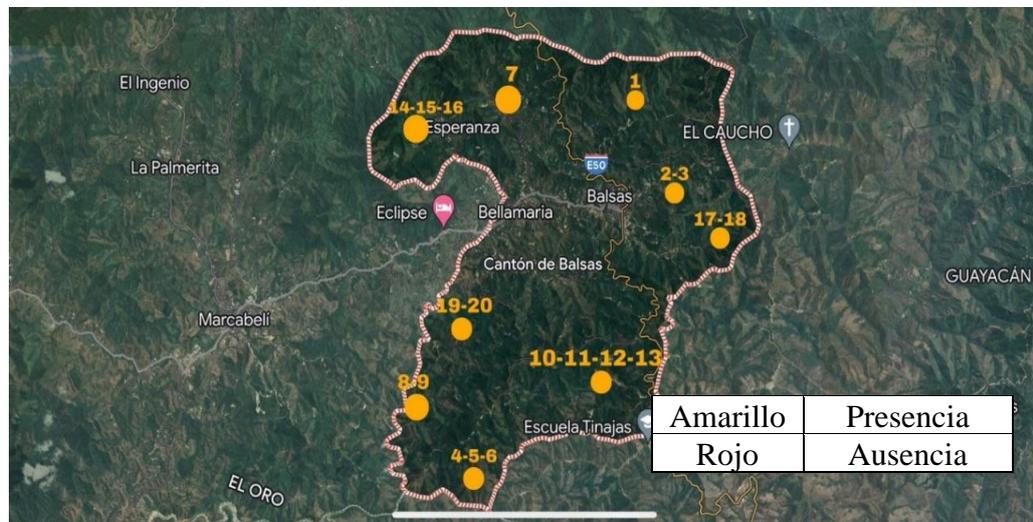
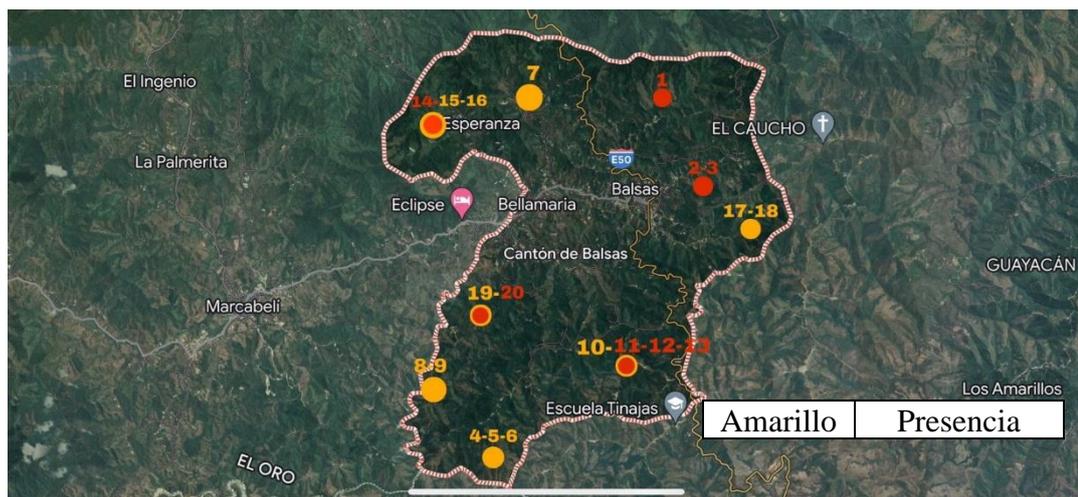


Grafico 5. Mapa Epidemiológico de *Salmonella spp.* en el Cantón Balsas



Rojo	Ausencia
------	----------

Grafico 6. Mapa Epidemiológico de *Mycoplasma gallisepticum* en el Cantón Balsas

5. CONCLUSIONES

De los resultados obtenidos en el presente trabajo de titulación, se establece 0% de prevalencia de *Salmonella* en todas las muestras tomadas de la cama de 20 galpones ubicados en el cantón Balsas, provincia de El Oro.

Con el muestreo de los 200 sueros sanguíneos de las aves en distintas granjas del cantón Balsas se determinó la prevalencia del 15.5% de anticuerpos para *Mycoplasma gallisepticum*, utilizando la técnica de ELISA.

Los resultados del estudio indican que la prevalencia de *Mycoplasma gallisepticum* en las aves aumenta con la edad, las muestras de aves muestran tasas ascendentes 0.5% a las 3 semanas de edad, 3% a las 4 semanas, 5% a las 5 semanas y 7% a las seis semanas de edad, estos hallazgos sugieren que la edad de las aves es un factor importante a considerar en la evaluación y el manejo de la enfermedad en la población avícola estudiada.

Con el resultado obtenido de las prevalencias de estas enfermedades se determinó la ausencia de *Salmonella spp.* y la presencia de *Mycoplasma gallisepticum*, en distintos sectores del cantón Balsas como la Esperanza, el Caucho, Palmillos, las Tinajas entre otros.

Con la georreferenciación pudimos establecer que la distribución de *Mycoplasma gallisepticum*, es homogénea, exceptuando el cuadrante suroeste el cual no presento aves infectadas. En cuanto a *Salmonella spp.*, se constató la ausencia de la enfermedad en todos los cuadrantes.

Cabe resaltar que este trabajo representa un valioso aporte al conocimiento científico en el campo avícola y proporciona una base sólida para futuras investigaciones relacionadas con la salud y manejo de aves en la región del cantón Balsas.

6. RECOMENDACIONES

- Sugerir a los productores realizar un seguimiento de las enfermedades diagnosticadas, para evitar un impacto negativo en la producción.

- Mantener una vigilancia continua mediante estudios periódicos para monitorear y garantizar la calidad sanitaria en la industria avícola.
- Realizar una validación de la técnica microbiológica para obtener resultados confiables.
- Realizar futuras investigaciones para determinar variaciones en la prevalencia de estos patógenos
- Establecer programas efectivos acerca del manejo de antibióticos para evitar futuros problemas de resistencia antimicrobiana.

7. BIBLIOGRAFÍA

1. Martínez NRG, Ayala JPA, Marquinez LCC. Revista Científica Agroecosistemas. 2020 [citado 22 de septiembre de 2023]. Estrategias para la dinamización de la

- economía sostenible en el sector avícola del Cantón Balsas provincia de El Oro. Disponible en: <https://aes.ucf.edu.cu/index.php/aes/article/view/378>
2. Espinoza VH. El Telégrafo - La avicultura potencia el progreso de Balsas [Internet]. 2016 [citado 22 de septiembre de 2023]. Disponible en: <https://www.eltelegrafo.com.ec/noticias/sociedad/6/la-avicultura-potencia-el-progreso-de-balsas>
 3. De la Cruz L, Lobo E, Abeledo MA. Revista de Salud Animal. 1979, Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria; 2013 [citado 22 de septiembre de 2023]. Anticuerpos a Mycoplasma synoviae en pollos de engorde en granjas de la provincia de Manabí, Ecuador. Disponible en: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0253-570X2013000300010&lng=es&nrm=iso&tlng=pt
 4. Vásquez-Ampuero JM, Tasayco-Alcántara WR. Journal of the Selva Andina Research Society. Selva Andina Research Society; 2020 [citado 22 de septiembre de 2023]. Presencia de patógenos en carne cruda de pollo en centros de expendio, Huánuco-Perú: una problemática en salud. Disponible en: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S2072-92942020000200008&lng=es&nrm=iso&tlng=es
 5. Tapia S. SECTOR AVÍCOLA EN EL ECUADOR [Internet]. 2015. Disponible en: <https://www.scpm.gob.ec/sitio/wp-content/uploads/2019/03/ESTUDIO-AVCOLA-VERSION-PUBLICA.pdf>
 6. Morris H. COBB 500. 2020 [citado 22 de septiembre de 2023]. POLLOS DE ENGORDE COBB 500. Disponible en: <https://www.morrishatchery.com/esp/cobb.html>
 7. CONAVE C. INFORMACIÓN SECTOR AVÍCOLA (PÚBLICO) - CONAVE [Internet]. 2021 [citado 22 de septiembre de 2023]. Disponible en: <https://conave.org/informacion-sector-avicola-publico/>
 8. CONAVE presenta las Estadísticas del Sector Avícola - CONAVE [Internet]. 2021 [citado 22 de septiembre de 2023]. Disponible en: <https://conave.org/conave-presenta-las-estadisticas-del-sector-avicola/>

9. Rodríguez B, Valdivié M. Revista Cubana de Ciencia Agrícola. 2014. Utilización de la levadura torula desarrollada en vinaza de destilerías en dietas para inicio y crecimiento en aves de reemplazo de ponedoras White Leghorn L-33. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/1930/193031101007.pdf>
10. Garzon A. MANUAL PRÁCTICO DEL POLLO DE ENGORDE [Internet]. 2020. Disponible en: <https://www.valledelcauca.gov.co/loader.php?lServicio=Tools2&lTipo=viewpdf&id=1102>
11. TEXAS ANIMAL HEALTH COMMISSION. Enfermedades de Pullorosis y Tifoidea Aviar (PT) [Internet]. 2013. (SERVING TEXAS ANIMAL AGRICULTURE). Disponible en: https://www.tahc.texas.gov/news/brochures/TAHCBrochure_PT-SPANISH.pdf
12. Prosdócimo F. Patogénesis experimental de Salmonella Enteritidis y Salmonella Gallinarum en Producción Avícola [Internet]. Universidad Nacional de Luján; 2014 p. 166. Disponible en: <https://ri.unlu.edu.ar/xmlui/bitstream/handle/rediunlu/361/PROSDOCIMO%20FLORENCIA.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
13. Gordillo J., Vasquez M.. Identificación de Salmonella Gallinarum y Salmonella Pullorum en pollo de engorde de la línea Ross 308 [Internet]. 2010. Disponible en: <https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1144&context=zootecnia>
14. Amasino C. Edulp Editorial de la Universidad de la Plata. 2015 [citado 22 de septiembre de 2023]. Enfermedades infecciosas de los animales y zoonosis. Disponible en: <https://libros.unlp.edu.ar/index.php/unlp/catalog/view/807/799/2666-1>
15. Betancor L, Pereira M, Martinez A, Giossa G, Fookes M, Flores K, et al. Journal of Clinical Microbiology. American Society for Microbiology; 2010 [citado 22 de septiembre de 2023]. Prevalence of Salmonella enterica in Poultry and Eggs in Uruguay during an Epidemic Due to Salmonella enterica Serovar Enteritidis. Disponible en: <https://journals.asm.org/doi/10.1128/jcm.02137-09>
16. Chacana P, Terzolo H. Revista de Medicina Veterinaria. 2003. Revisión sobre Pullorosis y Tifosis aviar. Nuevos enfoques para viejos conceptos. CHACANA P. A.;

- TERZOLO, H. R. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/281178784_Revision_sobre_Pullorosis_y_Tifosis_aviar_Nuevos_enfoques_para_viejos_conceptos_CHACANA_P_A_TERZOLO_H_R_Revista_de_Medicina_Veterinaria_84_1_14-20_2003
17. OIE. 2.3.11. 2018. Fowl Typhoid and Pullorum Disease. Disponible en: https://www.woah.org/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.03.11_FOWL_TYPHOID.pdf
 18. Uribe C. Revista Colombia Médica. 2006 [citado 22 de septiembre de 2023]. Salmonelosis no tifoidea y su transmisión a través de alimentos de origen aviar. Disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1657-95342006000200011
 19. Murray P, Rosenthal K, Pfaller M. Microbiología médica. 2014 [citado 22 de septiembre de 2023]. Microbiología Médica de Murray 7ma Ed. Disponible en: <https://www.udocz.com/apuntes/102816/microbiologia-medica-de-murray-7ma-ed-1>
 20. Gonzalez J, Pereira N, Soto Z, Hernández E, Villarreal J. Aislamiento microbiológico de Salmonella spp. y herramientas moleculares para su detección. Rev Salud Uninorte. enero de 2014;30(1):73-94.
 21. Tunca R, Toplu N, Kırkan Ş, Avcı H, Aydoğan A, Epikmen ET, et al. Pathomorphological, immunohistochemical and bacteriological findings in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) naturally infected with *S. Gallinarum*. Avian Pathol J. 1 de abril de 2012;41(2):203-9.
 22. Berchieri Júnior A, Oliveira GH de, Pinheiro LAS, Barrow PA. Experimental Salmonella Gallinarum infection in light laying hen lines. Braz J Microbiol. marzo de 2010;31:50-2.
 23. Parra M, Durango J, Mattar S. MICROBIOLOGÍA, PATOGÉNESIS, EPIDEMIOLOGÍA, CLÍNICA Y DIAGNÓSTICO DE LAS INFECCIONES PRODUCIDAS POR Salmonella. Rev MVZ Córdoba [Internet]. 1 de julio de 2012 [citado 22 de septiembre de 2023]; Disponible en: <https://revistamvz.unicordoba.edu.co/article/view/521>

24. Wigley P. Salmonella enterica serovar Gallinarum: addressing fundamental questions in bacteriology sixty years on from the 9R vaccine. AVIAN Pathol J. 2017;VOL. 46(NO. 2, 119–124):6.

25. Center for Food Security & Public Health. Fowl Typhoid and Pullorum Disease [Internet]. Institute for International Cooperation in Animal Biologics; 2010 p. 5. (Iowa State University College of Veterinari Medicine). Report No.: FTYP_A2009.es10. Disponible en: https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/tifosis_aviar_y_pullorosis.pdf

26. Dávila de Icaza M, Téllez Isaías G, García Espinosa G, Hargis BM. Exclusión competitiva entre Salmonella enteritidis y Salmonella gallinarum en pollito de 1 día de edad infectados simultáneamente o consecutivamente. Vet Méx. 1996;295-8.

27. Kaiser P, Rothwell L, Galyov EE, Barrow PA, Burnside J, Wigley P. Differential cytokine expression in avian cells in response to invasion by Salmonella typhimurium, Salmonella enteritidis and Salmonella gallinarumThe GenBank accession numbers for the sequences reported in this paper are AI982185 for chicken IL-6 cDNA and AJ250838 for the partial chicken IL-6 genomic sequence, respectively. Microbiol J. 2000;146(12):3217-26.

28. ANMAT. Guía de Interpretación de Resultados Microbiológicos de Alimentos [Internet]. Argentina; 2011 p. 21. (Grupo Técnico Criterios Microbiológicos-CONAL). Disponible en: https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/anmat-guia_de_interpretacion_resultados_microbiologicos.pdf

29. Forbes B, Weissfeld A, Sahm D, Tille P. Evolve Resources for Bailey and Scott's Diagnostic Microbiology, 12th Edition - 9780323040839 [Internet]. 2007 [citado 22 de septiembre de 2023]. Disponible en: <https://evolve.elsevier.com/cs/product/9780323040839?role=student&CT=EC>

30. Bueno DJ, López N, Rodriguez FI, Procura F. Producción de pollos parrilleros en países sudamericanos y planes sanitarios nacionales para el control de Salmonella en dichos animales. Rev Agron Noroeste Argent. 2016;36(2):11-37.

31. Bouzoubaa K, Lemainguer K, Bell JG. Village chickens as a reservoir of *Salmonella pullorum* and *Salmonella gallinarum* in Morocco. *Prev Vet Med J*. 1 de enero de 1992;12(1):95-100.
32. Ceniceros R. Presencia de *Campylobacter* y *Salmonella* en pollo a la venta en Gómez Palacio Durango, México - *Campylobacter* and. *REDVET Rev Electron Vet*. 2016;Vol 17(Num 6):1-8.
33. Mcvey S, Kennedy M. Wiley.com. 2013 [citado 22 de septiembre de 2023]. *Veterinary Microbiology*, 3rd Edition | Wiley. Disponible en: <https://www.wiley.com/en-gb/Veterinary+Microbiology%2C+3rd+Edition-p-9781118650622>
34. Ruiz G, Constantino F, Quintana JA, Cedillo C, Urquiza O. Patogenia de *Salmonella enteritidis* FT 13a y *Salmonella enteritidis* biovar Issatschenko en pollos de engorda. *Rev Vet Mex [Internet]*. 2008 [citado 22 de septiembre de 2023];Vol 39(2). Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0301-50922008000200004&script=sci_arttext
35. Zambrano F. H, Lucas L. J, Vilca L. M, Ramos D. D. Determinación de salmonella SPP en centros de beneficio clandestino de pollos de engorde en Lima, Perú. *Rev Investig Vet Perú*. agosto de 2013;24(3):337-45.
36. Stanchi N. Microbiología Veterinaria XXI -2010 Buenos Aires -República Argentina. *Microbiol Vet XXI -2010 B Aires -Repúb Argent [Internet]*. 2010 [citado 22 de septiembre de 2023]; Disponible en: https://www.academia.edu/41218494/Microbiolog%C3%ADa_Veterinaria_XXI_2010_Buenos_Aires_Rep%C3%ABblica_Argentina
37. AGROCALIDAD. COORDINACIÓN GENERAL DE REGISTRO DE INSUMOS AGROPECUARIOS DIRECCIÓN DE REGISTRO DE INSUMOS PECUARIOS [Internet]. Ecuador; 2021 p. 1. Disponible en: <https://www.agrocalidad.gob.ec/wp-content/uploads/2021/04/Listado-de-mole%CC%81culas-prohibidas-en-productos-veterinarios.pdf>
38. Correa G, Rojas J, Morgan E, Chate E. Nitrofuranos y cloranfenicol, sustancias prohibidas para su uso en animales, presentes en alimentos agropecuarios primarios en

- el Perú (2011 - 2018). Cienc Lat Rev Científica Multidiscip [Internet]. 2019;5(2). Disponible en: <file:///C:/Users/PC%20TECHNOLOGY/Downloads/418-Texto%20del%20art%C3%ADculo-1544-1-10-20210514.pdf>
39. Quesada A, Reginatto GA, Ruiz Español A, Colantonio LD, Burrone MS. Resistencia antimicrobiana de Salmonella spp aislada de alimentos de origen animal para consumo humano. Rev Peru Med Exp Salud Pública. 12 de febrero de 2016;33(1):32.
 40. Peña YP, Hernández ME, Castillo VL. Resistencia antimicrobiana en Salmonella y E. coli aisladas de alimentos: revisión de la literatura. Panor Cuba Salud. 21 de mayo de 2014;6(1):30-8.
 41. Raposo R, Defensor R, Grahl T. Uso de probióticos na avicultura para o controle da Salmonella spp.: revisão de literatura e perspectivas de utilização. Rev Med Vet Zootec. abril de 2019;14(4):1-8.
 42. Marouf S, Khalf MA, Alorabi M, El-Shehawi AM, El-Tahan AM, El-Hack MEA, et al. Mycoplasma gallisepticum: a devastating organism for the poultry industry in Egypt. Poult Sci. 1 de marzo de 2022;101(3):101658.
 43. Moreira FA, Cardoso L, Coelho AC. Mycoplasma synoviae and Reovirus: (re)emerging infectious diseases in broiler Breeders. J Hell Vet Med Soc. 2017;68(2):113-22.
 44. Ventura C, Ramírez G, Vera V. DETECCIÓN Y DIFERENCIACIÓN DE Mycoplasma gallisepticum Y Mycoplasma synoviae MEDIANTE LA TÉCNICA DE PCR A PARTIR DE HISOPOS TRAQUEALES DE AVES CON SÍNTOMAS RESPIRATORIOS. Acta Biológica Colomb. 1 de septiembre de 2012;17(3):525-36.
 45. Felice V, Lupini C, Mescolini G, Silveira F, Guerrini A, Catelli E, et al. Molecular detection and characterization of Mycoplasma gallisepticum and Mycoplasma synoviae strains in backyard poultry in Italy. Poult Sci. 1 de febrero de 2020;99(2):719-24.

46. Sui C, Cui H, Ji J, Xu X, Kan Y, Yao L, et al. Epidemiological investigations and locally determined genotype diversity of *Mycoplasma synoviae* in Central China from 2017 to 2019. *Poult Sci.* 1 de enero de 2022;101(1):101522.
47. Bradbury J. MICOPLASMAS AVIARES: SITUACION EPIDEMIOLOGICA ACTUAL, BIOSEGURIDAD Y DIAGNOSTICO. *Vet Pathol J* [Internet]. 2006; Disponible en: https://www.wpsa-aeca.es/aeca_imgs_docs/01_02_42_micoplasmas.pdf
48. FENAVI. Complejo Respiratorio Aviar [Internet]. Federacion Nacional de Avicultores de Colombia; 2019. (Mycoplasma). Disponible en: <https://fenavi.org/wp-content/uploads/2019/04/COMPLEJO-RESPIRATORIO-AVIAR-MYCOPLASMA.pdf>
49. Emam M, Hashem YM, El-Hariri M, El-Jakee J. Detection and antibiotic resistance of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* among chicken flocks in Egypt. *Vet World.* julio de 2020;13(7):1410-6.
50. Yousaf A. Prevalence of mycoplasma gallisepticum in ross-308 broiler breeder through the contrast of serological assessments in Pakistan. *J Dairy Vet Anim Res* [Internet]. 16 de julio de 2018;7. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Adnan-Yousaf-5/publication/326415967_Prevalence_of_mycoplasma_gallisepticum_in_ross-308_broiler_breeder_through_the_contrast_of_serological_assessments_in_Pakistan/links/5b51ca26aca27217ffa70c96/Prevalence-of-mycoplasma-gallisepticum-in-ross-308-broiler-breeder-through-the-contrast-of-serological-assessments-in-Pakistan.pdf
51. Salih S, Jafar N, Noomi B. Prevalence of mycoplasma infection in poultry (*Gallus gallus domesticus*) and evaluation of some diagnostic techniques. 2020;10(1). Disponible en: <https://japer.in/storage/models/article/1e6cw4O4qSNjQUOwliQfI26GBR9ZkvXYuUSE7nVDpyAahg4f9ll4fSUL9fwZ/prevalence-of-mycoplasma-infection-in-poultry-gallus-gallus-domesticus-and-evaluation-of-some-diag.pdf>

52. Mera U, Haruna M. Prevalence of Mycoplasma Gallisepticum (Mg) Antibodies in Chicken in Sokoto, Nigeria. EAS J Vet Med Sci [Internet]. 2019;1(5). Disponible en: https://www.easpublisher.com/media/features_articles/EASJVMS_15_58-59c.pdf
53. Mugunthan S, Kannan G, Chandra H, Paital B. Infection, Transmission, Pathogenesis and Vaccine Development against Mycoplasma gallisepticum. Vaccines Chick J. febrero de 2023;11(2):469.
54. Editores BM. Aspectos Relevantes de la patogenia y Control de la Micoplasmosis Aviar - BM Editores [Internet]. 2018 [citado 23 de septiembre de 2023]. Disponible en: <https://bmeditores.mx/avicultura/aspectos-relevantes-de-la-patogenia-y-control-de-la-micoplasmosis-aviar/>
55. Venosa FJ. ASPECTOS RELEVANTES DE LA PATOGENIA Y CONTROL DE LA MICOPLASMOSIS AVIAR [Internet]. Los Avicultores y su Entorno; 2014. Disponible en: https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_aves/enfermedades_aves/49-Micoplasmosis.pdf
56. Galluzzo P, Migliore S, Galuppo L, Condorelli L, Hussein HA, Licitra F, et al. First Molecular Survey to Detect Mycoplasma gallisepticum and Mycoplasma synoviae in Poultry Farms in a Strategic Production District of Sicily (South-Italy). Animals. enero de 2022;12(8):962.
57. OIE. Micoplasmosis aviar [Internet]. Manual Terrestre de la OIE; 2022. Disponible en: https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health_standards/tahm/3.03.05_Micoplasmosis_aviar.pdf
58. Hy - Line. Control de MG en las Ponedoras Comerciales [Internet]. 2016. Disponible en: <https://www.hyline.com/Upload/Resources/TU%20MG%20SPN.pdf>
59. Yadav JP, Batra K, Singh Y, Singh M. Comparative evaluation of indirect-ELISA and DOT blot assay for serodetection of Mycoplasma gallisepticum and Mycoplasma synoviae antibodies in poultry. J Microbiol Methods. 1 de octubre de 2021;189:106317.

60. De la Cruz L, Díaz-Sánchez AA, Hernández-Fillor RE, Naranjo-Feliciano D, Lobo-Rivero E, Espinosa-Castaño I, et al. Detección de mutaciones implicadas en la resistencia a las fluoroquinolonas en muestras de campo positivas a *Mycoplasma gallisepticum* procedentes de pollos de engorde en Ecuador. *Rev Salud Anim* [Internet]. 2022 [citado 23 de septiembre de 2023];44. Disponible en: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0253-570X2022000100003&lng=es&nrm=iso&tlng=en
61. Díaz JT. Los resultados serológicos. Limitaciones y aplicaciones prácticas para la enfermedad de Gumboro. *Rev Sel Avícolas*. 2012;54(2).
62. Kahya S, Ardikli O, Eyigör A, Temelli S, Carli T. Detection of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* by Real-Time PCRs and *Mycoplasma gallisepticum*-antibody Detection by an ELISA in Chicken Breeder Flocks. *Kafkas Univ Vet Fak Derg*. 1 de mayo de 2015;21:361-6.
63. Vineza C. Mv DCV. Interpretación y uso de exámenes de ELISA en Avicultura (Interpretation and use of elisa test in poultry). *Rev Electrónica Vet*. 2005;6(7).
64. Sawicka A, Durkalec M, Tomczyk G, Kurska O. Occurrence of *Mycoplasma gallisepticum* in wild birds: A systematic review and meta-analysis. *PLOS ONE*. 16 de abril de 2020;15(4):e0231545.
65. Campero M. M, Bustamante G. Z, Veramendi T. S, Rojas B. J. Desarrollo de un servicio comercial de diagnóstico molecular de enfermedades en pollos de granja (*Gallus gallus*). *BIOFARBO*. /;34.
66. Wu Q, Xu X, Chen Q, Zuo K, Zhou Y, Zhang Z, et al. Rapid and visible detection of *Mycoplasma synoviae* using a novel polymerase spiral reaction assay. *Poult Sci*. 1 de noviembre de 2019;98(11):5355-60.
67. Bottinelli M, Gastaldelli M, Picchi M, Dall’Ora A, Cristovao Borges L, Ramírez AS, et al. The Monitoring of *Mycoplasma gallisepticum* Minimum Inhibitory Concentrations during the Last Decade (2010–2020) Seems to Reveal a Comeback of Susceptibility to Macrolides, Tiamulin, and Lincomycin. *Antibiotics*. agosto de 2022;11(8):1021.

68. Duque-Ortiz A, Pérez-Castillo A, Lobo-Rivero E. Resistencia antimicrobiana de aislados cubanos de *Mycoplasma gallisepticum*. *Rev Salud Anim.* abril de 2017;39(1):28-34.
69. Cerda R. Elsitio Avicola. 2016 [citado 23 de septiembre de 2023]. Epidemiología, diagnóstico y prevención de la micoplasmosis en el pollo de engorde moderno: 3-antibióticos. Disponible en: <https://www.elsitioavicola.com/articles/2870/epidemiologiaa-diagnostico-y-prevencian-de-la-micoplasmosis-en-el-pollo-de-engorde-moderno-3-antibioticos/>
70. Catapan DC. *Mycoplasma*. *Braz J Anim Environ Res.* 31 de marzo de 2022;5(2):1445-1445.
71. Xiao X, Sun J, Chen Y, Zou M, Zhao DH, Liu YH. Ex vivo pharmacokinetic and pharmacodynamic analysis of valnemulin against *Mycoplasma gallisepticum* S6 in *Mycoplasma gallisepticum* and *Escherichia coli* co-infected chickens. *Vet J.* 1 de abril de 2015;204(1):54-9.
72. Garmyn A, Vereecken M, Degussem K, Depondt W, Haesebrouck F, Martel A. Efficacy of tiamulin alone or in combination with chlortetracycline against experimental *Mycoplasma gallisepticum* infection in chickens. *Poult Sci.* 1 de septiembre de 2017;96(9):3367-74.
73. Peralta R, Palomino J, Macías P, Lozano L. Tratamientos contra la Micoplasmosis en pollos broilers y su relación con los indicadores bioproductivos. (Treatments against Micoplasmosis in broiler chickens and its relationship with bioproductive indicators). *Rev Ecuat Cienc Anim.* 28 de mayo de 2021;5(1):50-8.
74. Elazab S, Elshater NS, Hashem Y, Al-Atfeehy N, Lee EB, Park SC, et al. Pathogens | Free Full-Text | Pharmacokinetic/Pharmacodynamic Modeling of Spiramycin against *Mycoplasma synoviae* in Chickens. 2021 [citado 23 de septiembre de 2023];10(10). Disponible en: <https://www.mdpi.com/2076-0817/10/10/1238>
75. García H, Magnoli A, Weyers A, Ugnia L, Lüders C, Prieto G, et al. Residuos de enrofloxacin y ciprofloxacina en músculo de pollos parrilleros. *Rev Colomb Cienc Pecu* [Internet]. 2006;19. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/2950/295022976007.pdf>

76. Landman W. Is *Mycoplasma synoviae* outrunning *Mycoplasma gallisepticum*? A viewpoint from the Netherlands. *AVIAN Pathol J.* 2 de enero de 2014;43(1):2-8.
77. Ferguson-Noel NM, Williams SM. The efficacy of *Mycoplasma gallisepticum* K-strain live vaccine in broiler and layer chickens. *AVIAN Pathol J.* 4 de marzo de 2015;44(2):75-80.
78. INEN. Microbiología de los alimentos para consumo humano y alimentación animal - método horizontal para la detección de salmonella spp [Internet]. 2017. Disponible en: <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/17496/1/TTUACA-2021-MV-DE00003.pdf>
79. SAG. Instructivo Técnico para la detección de Salmonella spp. SEGÚN ISO 6579:2002 [Internet]. 2002. Disponible en: https://www.sag.gob.cl/sites/default/files/instructivo_tecnico_para_la_deteccion_de_salmonella_spp_iso-6579-2002-e.pdf
80. Bayas-Morejón F, Salazar S, Beltrán K, Verdezoto L. Aislamiento e identificación molecular de Salmonella spp., a partir de carnes de cerdo, res y pollo recolectadas de mercados en Guaranda. *Rev Cienc Tecnol.* 31 de diciembre de 2021;14(2):73-6.
81. Kagambèga A, Thibodeau A, Trinetta V, Soro DK, Sama FN, Bako É, et al. Salmonella spp. and Campylobacter spp. in poultry feces and carcasses in Ouagadougou, Burkina Faso. *Food Sci Nutr J.* 2018;6(6):1601-6.
82. Ruiz B, Suárez M, Uribe C. Susceptibilidad antimicrobiana in vitro de cepas de Salmonella spp. en granjas de ponedoras comerciales del departamento de Antioquia. *Rev Colomb Cienc Pecu.* septiembre de 2006;19(3):297-305.
83. Mantilla J, Pulido M, Jaime J. Prueba de sensibilidad antimicrobiana de cepas de salmonella grupo D (móviles e inmóviles) aisladas de ponedoras comerciales en Colombia. *Rev Fac Med Vet Zootec.* 2010;57(III):168-77.
84. De la Cruz L, Lobo E, Abeledo M. Anticuerpos a *Mycoplasma synoviae* en pollos de engorde en granjas de la provincia de Manabí, Ecuador. *Rev Salud Anim Habana.* diciembre de 2013;35(3):206-9.

85. Ordóñez AE. ÍNDICE DE PREVALENCIA DE MICOPLASMOSIS EN POLLOS DE ENGORDE EN GRANJAS DE LOS SECTORES DE MAYOR PRODUCCIÓN DE LA PROVINCIA DE EL ORO [Internet]. UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MACHALA; 2015. Disponible en: http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/3036/1/CD00016_TRABAJO DE TITULACION.pdf
86. Sá D, Pinheiro J, Vilela S, Moraes E, Albuquerque P, Ferreira D, et al. Occurrence and risk factors assessment associated with **Mycoplasma gallisepticum** (MG) infection in chickens in the semiarid region of Pernambuco, Brazil. *Rev Pesqui Veterinária Bras.* junio de 2015;35:531-5.
87. Sarmah R, Dutta B, Konch C, Saikia G, Gogoi SM, Tamuly, et al. Seroprevalence of Mycoplasma Infection in Broiler Population of Assam. *Int J Bio-Resour Stress Manag.* 15 de noviembre de 2022;13(Nov,11):1215-20.
88. Lorenzoni G. Micoplasmosis Aviar [Internet]. [citado 24 de septiembre de 2023]. Disponible en: <https://extension.psu.edu/micoplasmosis-aviar>

8. ANEXOS

8.1.RECOLECCION DE MUESTRAS



Anexo 8.1.1: Recolección de heces en galpon 9



Anexo 8.1.2: Recolección de heces en galpon 2



Anexo 8.1.3: Toma de muestra sanguínea en galpon 1



Anexo 8.1.4: Toma de muestra sanguínea en galpon 4



Anexo 8.1.5: Toma de muestra sanguínea en galpon 7



Anexo 8.1.6: Toma de muestra sanguínea en galpon 11

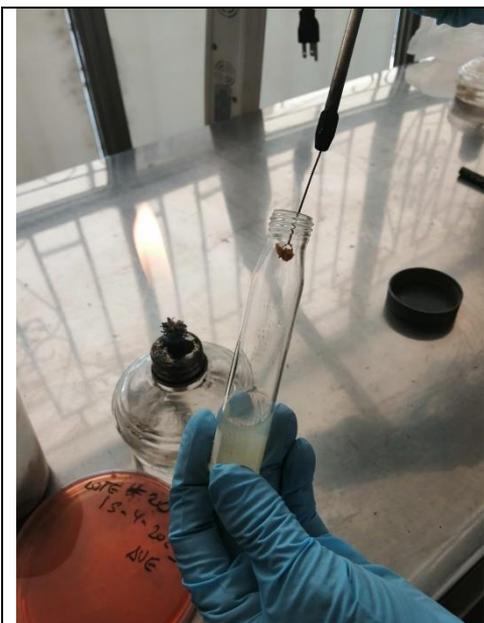
8.2. Proceso de Laboratorio Salmonella



Anexo 8.2.1: Colocación de Agar en Erlenmeyer para su disolución



Anexo 8.2.2: Mezcla de agar con el agua destilada



Anexo 8.2.3: Pre-enriquecimiento de la muestra en agua peptonada



Anexo 8.2.4: Incubación de las muestras luego en el caldo rappaport



Anexo 8.2.5: Paso de las muestras para aislamiento



Anexo 8.2.6: Paso de las muestras para aislamiento selectivo

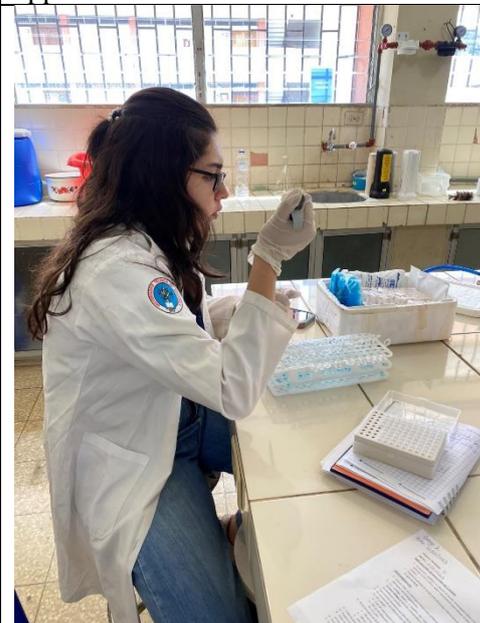
8.3. Proceso de Laboratorio Mycoplasma



Anexo 8.3.1: Etiquetado de los tubos de eppendorf



Anexo 8.3.2: Extracción de suero de las muestras obtenidas



Anexo 8.3.3: Preparación de las Soluciones



Anexo 8.3.4: Preparación de las Soluciones



Anexo 8.3.3: Kit de Elisa



Anexo 8.3.4: Componentes del Kit de Elisa



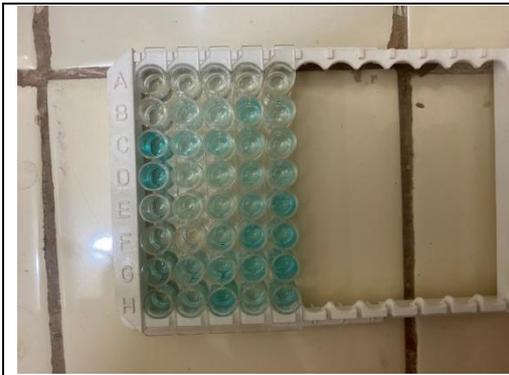
Anexo 8.3.5: Soluciones del Kit de Elisa



Anexo 8.3.6: Agregado de las Soluciones



Anexo 8.3.7: Homogeneización de las Soluciones con el Suero



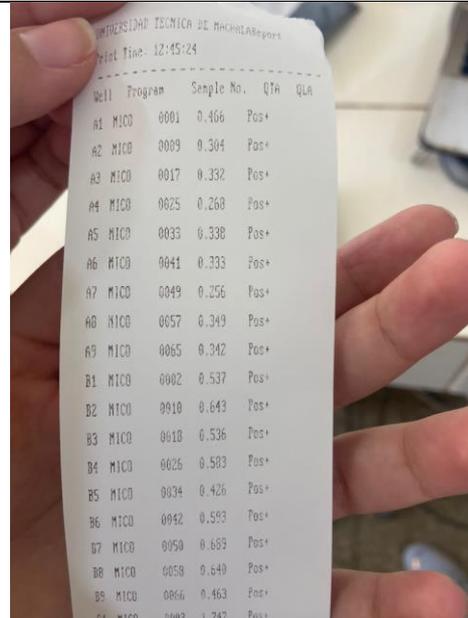
Anexo 8.3.8: Conjugado



Anexo 8.3.9: Solución de parado



Anexo 8.3.10: Lectura mediante espectrofotometría



Anexo 8.3.11: Resultados obtenidos



Anexo 8.3.12: Visita a la granja