

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**“DETERMINACIÓN SEROLÓGICA DE ANTICUERPOS
CIRCULANTES CONTRA VIRUS DE NEWCASTLE E
INFLUENZA AVIAR EN GUACAMAYAS (*Ara macao*, *A.
militaris*, *A. ararauna*) DEL ZOOLOGICO XEJUYUP DEL
IRTRA, RETALHULEU, GUATEMALA”**

SOFIA ABARCA RIL

Médica Veterinaria

GUATEMALA, OCTUBRE DE 2023

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**“DETERMINACIÓN SEROLÓGICA DE ANTICUERPOS
CIRCULANTES CONTRA VIRUS DE NEWCASTLE E INFLUENZA
AVIAR EN GUACAMAYAS (*Ara macao*, *A. militaris*, *A. ararauna*)
DEL ZOOLOGICO XEJUYUP DEL IRTRA, RETALHULEU,
GUATEMALA”**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

SOFIA ABARCA RIL

Al conferírsele el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de licenciado

GUATEMALA, OCTUBRE DE 2023

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA**

| | |
|-------------|---|
| DECANO: | M.A. Rodolfo Chang Shum |
| SECRETARIO: | M.Sc. Lucrecia Emperatriz Motta Rodríguez |
| VOCAL I: | M.Sc. Juan José Prem González |
| VOCAL II: | Lic. Zoot. Miguel Ángel Rodenas Argueta |
| VOCAL III: | M.V. Edwin Rigoberto Herrera Villatoro |
| VOCAL IV: | Br. César Francisco Monzón Castellanos |
| VOCAL V: | P.Agr. Jorge Pablo Rosales Roca |

ASESORES

M.Sc. LUCERO SERRANO ARRIAZA DE GAITÁN

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

“DETERMINACIÓN SEROLÓGICA DE ANTICUERPOS CIRCULANTES CONTRA VIRUS DE NEWCASTLE E INFLUENZA AVIAR EN GUACAMAYAS (*Ara macao*, *A. militaris*, *A. ararauna*) DEL ZOOLOGICO XEJUYUP DEL IRTRA, RETALHULEU, GUATEMALA”

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

DEDICATORIA Y AGRADECIMIENTOS

ACTO QUE DEDICO A:

- A Dios: Por brindarme la vida y la oportunidad de cumplir esta meta, por ser un consuelo en momentos difíciles y llenarme de bendiciones y momentos de alegría durante el camino de la vida.
- A mis padres: Elsie María Ril Uva y Héctor Abarca Moscoso, por su apoyo y amor incondicional, por estar presentes en cada paso de mi vida, gracias por acompañarme y alentarme en este camino, por estar allí en todos los tiempos de tristeza y felicidad y por ser las personas a las que más admiro y amo en la vida.
- A mi familia: Familia Abarca y Familia Ril, María Trinidad Uva (Q.E.P.D) por apoyarme en todo momento, por su amor, cariño y por estar presentes a pesar de la distancia.
- A mi novio: Juan José Chávez López, por ser un ejemplo e inspiración en mi vida, por guiarme, apoyarme y llenar mis días de felicidad.
- A mi amiga: Giovanna Ríos, por acompañarme durante esta hermosa carrera, por llenarme de momentos de alegría, por su amistad y apoyo incondicional.
- A mis padrinos: Juan José Chávez López y David Baiza Molina, por brindarme su conocimiento y amistad, guiarme y apoyarme tanto en el ámbito académico como en la vida.

AGRADECIMIENTOS:

- A la Universidad: Por ser mi casa de estudios.
- A mi asesora: Lucero Serrano, por guiarme y apoyarme durante la realización de mi proyecto de graduación.
- A mis catedráticos: Por brindarme sus conocimientos y enseñanzas durante toda la carrera.
- A mis compañeros: Por su amistad, cariño y apoyo incondicional.
- Al IRTRA Retalhuleu: Por brindarme el espacio y permitir que se llevara a cabo la presente investigación, gracias por todo su apoyo.
- A los doctores: Yousef Talgi y Gerson Girón, por toda su ayuda, guía, amistad y apoyo incondicional, durante mi formación académica y la realización de la presente investigación.
- A LARRSA: Al personal y a todos los doctores que me ayudaron a procesar las muestras para la realización del estudio.

ÍNDICE

| | | |
|---------|---|----|
| I. | INTRODUCCIÓN | 1 |
| II. | OBJETIVOS..... | 3 |
| 2.1. | Objetivo General..... | 3 |
| 2.2. | Objetivos específicos..... | 3 |
| III. | REVISIÓN DE LITERATURA..... | 4 |
| 3.1. | Enfermedad de Newcastle..... | 4 |
| 3.1.1. | Signología..... | 5 |
| 3.1.2. | Sinónimos..... | 6 |
| 3.1.3. | Transmisión y propagación..... | 7 |
| 3.1.4. | Especies susceptibles | 7 |
| 3.1.5. | Patogenia | 8 |
| 3.1.6. | Signos clínicos..... | 8 |
| 3.1.7. | Diagnóstico | 9 |
| 3.1.8. | Pruebas serológicas | 9 |
| 3.1.9. | Inhibición de la Hemaglutinación (HI) | 10 |
| 3.1.10. | Tratamiento | 10 |
| 3.1.11. | Prevención y control | 11 |
| 3.1.12. | Importancia..... | 12 |
| 3.2. | Enfermedad de Influenza aviar | 13 |
| 3.2.1. | Agente etiológico | 13 |
| 3.2.2. | Sinónimos..... | 14 |
| 3.2.3. | Transmisión y propagación..... | 14 |
| 3.2.4. | Transmisión Animal – Humano..... | 15 |
| 3.2.5. | Huéspedes: (Especies susceptibles) | 16 |
| 3.2.6. | Patogenicidad | 17 |

| | | |
|---------|--|----|
| 3.2.7. | Signos clínicos..... | 17 |
| 3.2.8. | Diagnóstico..... | 19 |
| 3.2.9. | Tratamiento..... | 20 |
| 3.2.10. | Tratamiento en humanos..... | 21 |
| 3.2.11. | Prevención y control..... | 21 |
| 3.3. | Generalidades de los psitácidos..... | 22 |
| 3.4. | Técnicas de diagnóstico de laboratorio..... | 22 |
| 3.5. | Prueba de inhibición de la hemoaglutinación..... | 23 |
| IV. | MATERIALES Y MÉTODOS..... | 24 |
| 4.1. | Materiales..... | 24 |
| 4.1.1. | Recursos humanos..... | 24 |
| 4.1.2. | Recursos de campo..... | 24 |
| 4.1.3. | Recursos biológicos..... | 24 |
| 4.1.4. | Recursos de laboratorio..... | 24 |
| 4.1.5. | Centro de referencia..... | 25 |
| 4.2. | Metodología..... | 25 |
| 4.2.1. | Área de estudio..... | 25 |
| 4.2.2. | Selección de la muestra..... | 26 |
| 4.2.3. | Captura..... | 26 |
| 4.2.4. | Toma y almacenamiento de muestra de sangre..... | 27 |
| 4.2.5. | Procesamiento de la muestra..... | 27 |
| 4.2.6. | Interpretación..... | 27 |
| 4.2.7. | Análisis estadístico..... | 28 |
| V. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 29 |
| VI. | CONCLUSIONES..... | 32 |
| VII. | RECOMENDACIONES..... | 33 |

| | |
|--|----|
| VIII. RESUMEN..... | 34 |
| SUMMARY | 35 |
| IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 36 |
| X. ANEXOS..... | 41 |
| Anexo 1. Hoja de control e identificación de aves muestreadas..... | 42 |
| Anexo 2. Resultados serológicos del Laboratorio de Referencia Regional de Sanidad Animal (LARRSA)..... | 43 |

ÍNDICE DE CUADROS

| | |
|--|----|
| Cuadro 1. Patotipos según su forma de presentación de signos clínicos. | 5 |
| Cuadro 2. Signos clínicos según presentación de la enfermedad de influenza aviar A..... | 18 |
| Cuadro 3. Tratamiento en humanos contra influenza aviar..... | 21 |
| Cuadro 4. Resultados de la prueba HI para detección de anticuerpos contra Newcastle en Guacamayas del Parque Xejuyup, IRTRA, Retalhulueu..... | 29 |
| Cuadro 5. Resultados de la prueba de HI para detección de anticuerpos contra Influenza Aviar en Guacamayas del Parque Xejuyup, IRTRA, Retalhulueu. ... | 30 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Estructura del virus de Newcastle (Ortiz, 2016). | 4 |
| Figura 2. Estructura y composición del virus de influenza aviar (Ortiz, 2016).. | 14 |
| Figura 3. Transmisión animal – humano del virus de influenza aviar (CDC a, 2015)..... | 16 |
| Figura 4. Mapa del área de estudio..... | 26 |

I. INTRODUCCIÓN

La enfermedad de Newcastle es provocada por un virus perteneciente al género Orthoavulavirus, específicamente el avulavirus aviar 1 (AAvV-1) (Aziz et al., 2019). Se le conoce por ser altamente contagiosa además de estar distribuida alrededor del mundo. Es conocida por provocar afecciones de tipo respiratorio, nervioso y digestivo afectando tanto a aves domésticas como silvestres. Su transmisión es por contacto directo con aves portadoras del virus, aunque también se puede transmitir por contacto indirecto con heces infectadas, secreciones respiratorias, agua, alimento, o por fómites (Organización mundial de sanidad animal, 2021).

Las cepas de avulavirus aviar tipo 1 se clasifican en tres patotipos basándose en su patogenicidad, siendo estas: lentogénicas, mesogénicas y velogénicas atribuyéndose a esta última la presentación más virulenta. Su presencia en aves silvestres radica en la importancia del papel que éstos juegan como reservorios de la enfermedad principalmente las aves acuáticas y por ende su propagación a otras especies de aves. En aves psitácidas se describe la presencia de la enfermedad en su forma asintomática, aguda, subaguda y crónica que puede llevar inclusive a la muerte del espécimen (The Center for Food Security and Public Health, 2008).

La influenza aviar es una enfermedad causada por un virus de la familia Orthomyxoviridae de los cuales se describen tres géneros A, B y C, siendo el influenzavirus tipo A el causante de la enfermedad en las aves (Food and Agriculture Organization, 2021). Este virus puede afectar a gran variedad de especies de aves, tanto domésticas como silvestres siendo las aves acuáticas, a menudo las responsables de acarrear con el virus de forma natural (Stallknecht, 2007). Además, está descrito el aislamiento de los tipos H5 y H7 de hemaglutinina y de forma experimental en psitácidos y aves paserinas.

Las aves pueden transmitir el virus por medio de secreciones salivales, nasales y por medio de las heces y el contagio es por contacto directo con aves enfermas o por medio de superficies contaminadas (Hinshaw et al., 2000). Esta enfermedad puede llegar a afectar a mamíferos e inclusive al ser humano y su importancia radica en la capacidad que posee el virus de mutar y transmitirse fácilmente aumentando el potencial riesgo zoonótico.

Los psitácidos pueden llegar a jugar un papel importante en la transmisión de las enfermedades de Newcastle e Influenza aviar pudiendo ser estos portadores asintomáticos de dichas enfermedades, aumentando aún más el riesgo de contagio hacia otras especies de aves y a los humanos. Esta investigación pretende producir información relevante en cuanto al estado sanitario de las guacamayas (*Ara macao*, *A. militaris*, *A. ararauna*) del zoológico del parque Xejuyup, IRTRA, Retalhuleu, mediante el análisis de anticuerpos circulantes de la enfermedad de Newcastle e influenza aviar utilizando la prueba de inhibición de la hemoaglutinación. La información generada será importante ya que estas aves están en contacto con otras especies de aves como patos, otros psitácidos y tucanes, además de visitantes del parque, personal encargado de su manejo y médicos veterinarios.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

- Generar información sobre la circulación de anticuerpos contra Newcastle e influenza aviar en aves psitácidas del parque Xejuyup, IRTRA, Retalhuleu.

2.2. Objetivos específicos

- Determinar la presencia de anticuerpos circulantes del virus de Newcastle en Guacamayas (*A.macao*, *A.militaris*, *A.ararauna*) del parque Xejuyup, IRTRA, Retalhuleu.
- Determinar los títulos de anticuerpos contra influenza aviar serotipos H5N2 y H7N3 en Guacamayas (*A.macao*, *A.militaris*, *A.ararauna*) del parque Xejuyup, IRTRA, Retalhuleu.
- Determinar el porcentaje de reactores positivos al virus de Newcastle e Influenza aviar de las aves muestreadas.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Enfermedad de Newcastle

Newcastle es una enfermedad de distribución mundial provocada por un avulavirus aviar tipo 1 (AAvV-1), perteneciente al género *Orthoavulavirus* y a la familia *Paramyxoviridae* (Aziz, Yakub, Imran, Habib, & Sohail, 2019), altamente contagioso que puede llegar a ser letal, provocando grandes pérdidas económicas. Además, se conocen nueve serovares y cada serotipo se caracteriza por el tipo de ave que afecta (Evans, 2011). Las aves de corral son las más afectadas, aunque también afecta a diversas especies de aves como pavos, patos, gansos, faisanes, perdices, codornices, cuervos, palomas (Stanchi, 2010) entre otras aves domésticas como silvestres pudiendo desarrollar la enfermedad o bien ser portadoras asintomáticas.

El virus de Newcastle se caracteriza por poseer un genoma ARN en cadena simple protegida por una cápside helicoidal además de contar con una envoltura lipoproteica la cual posee los componentes antigénicos que le confieren la capacidad serológica específica. En dicha envoltura se encuentran dos glicoproteínas la HN que contiene la hemaglutinina y la neuraminidasa y la F que es la fosfoproteína que media la fusión celular con la membrana plasmática y también es responsable de la formación de policariocitos (Moreno, 2011).

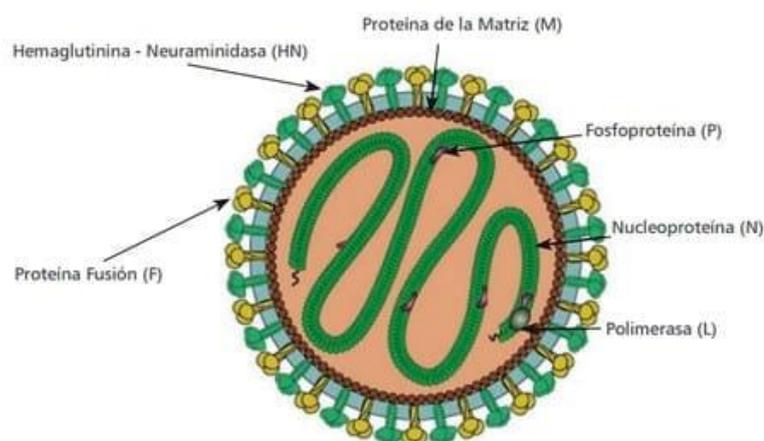


Figura 1. Estructura del virus de Newcastle (Ortiz, 2016).

La enfermedad de Newcastle tiene tres categorías según su patogenicidad y la presentación de los diferentes signos clínicos las cuales son lentogénica o leve, mesogénica o moderada y velogénica o virulenta (Shane, 2005); a su vez se pueden agrupar en cinco patotipos según la presentación de signos clínicos que son afectados por el tipo de cepa siendo estos velogénicos viscerotrópicos los cuales causan lesiones hemorrágicas en el aparato intestinal; velogénico neurotrópico los cuales ocasionan signos respiratorios y nerviosos además de una alta mortalidad; mesogénicos causando signos respiratorios y algunas veces nerviosos con bajos niveles de mortalidad; lentogénicos respiratorios también llamada tipo Hitchner, con signos respiratorios leves o hasta inaparentes; y asintomáticos entéricos, causando a su vez afecciones entéricas inaparentes (Jordan & Pattison, 1998). A continuación, se muestra una tabla con los signos clínicos presentados por cada patotipo.

3.1.1. Signología

Cuadro 1. Patotipos según la forma de presentación de signos clínicos.

| Presentación | Signos |
|------------------------------|--|
| 1. Velogénico Viscerotrópico | <ul style="list-style-type: none"> -Depresión -Taquipnea -Postración -Edema de cabeza y ojos -Diarrea con coloración verde. -Ataxia -Tortícolis -Parálisis de miembros pélvicos y de alas. -Opistótonos. -Muerte súbita. |
| 2. Velogénico Neurotrópico | <ul style="list-style-type: none"> -Enfermedad respiratoria severa -Opistotonos |

| | |
|--------------------------------|--|
| | -Ataxia -Disminución dramática de la postura |
| 3. Mesogénico | -Afecciones respiratorias. -Disminución marcada de la postura. -Mortalidad disminuye -Signos nerviosos. |
| 4. Lentogénico o respiratorio: | -Signos respiratorios severos en aves inmunosuprimidas. |
| 5. Entérico o asintomático | -Infección intestinal sin presencia de signos clínicos evidentes. |

(Valladares, 2016)

El virus cuenta con un periodo de incubación de 2 a 15 días con un promedio de 5 a 6 días, pero se deben tomar en cuenta los distintos factores que pueden predisponer la aparición de la enfermedad en las aves como lo son: especie, edad, inmunidad, infecciones previas con otros agentes, estrés ambiental o social, vía de contagio y dosis del virus (Calnek, 2000).

Las cepas del virus de Newcastle las cuales son lentogénicas se les conoce de esta manera ya que son casi avirulentas y han sido ampliamente usadas como cepas vacunales como cepas Hitchner BI, Clona 30, la Sota y F; se replican la mucosa intestinal y son consideradas asintomáticas. Las cepas mesogénicas producen una virulencia media como Roakin, Komarov, Meekteswar y H las cuales han sido empleadas en ocasiones como vacunas (Moreno, 2011). Las cepas velogénicas son las consideradas virulentas de campo conteniendo dos presentaciones siendo viscerotrópica y neurotrópica.

3.1.2. Sinónimos

Newcastle disease, pseudovogel-pest, pseudopeste aviar, distemper aviar, neuromoencefalitis aviar, atypische Geflügelpest, pseudoplaga aviar, peste aviar,

enfermedad de Ranikhet, enfermedad Tetelo, plaga aviar coreana, moquillo aviar (Leighton & Heckert, 2007).

3.1.3. Transmisión y propagación

Se le conoce por ser altamente contagiosa su transmisión es por vía aérea mediante la inhalación de partículas u aerosoles, además por la ingestión de alimento o heces contaminadas con el virus; también por contacto directo o indirecto con fómites, aves portadoras u otras especies de aves silvestres que pueden ser reservorios de la enfermedad (Shane, 2005).

Según Alexander y Lancaster en 1995 hay diversas formas de propagación del virus, citando entre ellas la migración de aves silvestres, la tenencia de especies exóticas; los fómites ya que el virus puede sobrevivir en un ambiente frío durante varias semanas (Organización mundial de sanidad animal, 2021), el transporte de productos avícolas, alimento y el agua contaminada, y vacunación que por lo general protegen a las aves de consecuencias más graves de la enfermedad pero la replicación del virus, la propagación y diseminación continuarían efectuándose aunque en un grado menor como lo es en el caso del uso de vacunas con virus vivos, la cual tiene como desventaja que pueden llegar a provocar la enfermedad (Alexander, 1995). Sin descartar además la posibilidad de la transmisión directa por medio de insectos, humanos y roedores los cuales pueden contribuir a la dispersión del virus (Evans, 2011).

3.1.4. Especies susceptibles

Se ha descrito la enfermedad de Newcastle en gran variedad de aves corroborando con el estudio realizado por Kaleta y Baldauf (1988) en la cual se reportó una alta susceptibilidad a la enfermedad en psitácidos, struthioniformes y gallináceas (Kaleta & Baldauf, 1988) De este grupo de aves silvestres, los psitácidos importados están catalogados como uno de los más importantes diseminadores de la enfermedad en países libres esto a su vez debido al movimiento de aves silvestres vivas y la diseminación del virus por vía aérea (Calnek, 2000).

3.1.5. Patogenia

El virus ingresa por vía aérea a las aves por medio de inhalación de partículas contaminadas, teniendo un periodo de incubación entre 2-15 días (Alexander, 1995; Beard & Hanson, 1988), enseguida inicia la replicación del virus en el epitelio de la mucosa del tracto respiratorio para posteriormente alcanzar el sistema circulatorio y dar inicio a una segunda replicación en órganos del tracto digestivo, posteriormente vuelve a pasar al sistema circulatorio, atribuyéndose a esta etapa la aparición de los signos clínicos en donde en ciertos casos puede llegar a afectar el sistema nervioso central además de ser la fase en la que existe eliminación del virus al medio ambiente (Moreno, 2011).

3.1.6. Signos clínicos

En humanos se suele padecer de leves síntomas de gripe, conjuntivitis o laringitis. En animales la signología presentada puede variar según el patotipo del virus infectante y el estado inmunitario de las aves, edad y condiciones de vida. Los virus de alta patogenicidad o velogénicos suelen provocar afecciones hiperagudas, signos en aves adultas suelen presentar signos iniciales como ovoposición con cascarones de consistencia blanda seguido de cese total de postura antes de la muerte; también depresión, postración, diarrea, edema en la cabeza y alrededor de los ojos y signos nerviosos como temblores musculares, parálisis de patas y alas y opistótonos conduciendo a la mortalidad total de las aves afectadas (Jordan & Pattison, 1998; Alexander, 1995).

La forma velogénica neurotrópica suele iniciar el cuadro con signología respiratoria grave seguido de signos neurológicos luego de uno o dos días, disminución de postura y en ciertos casos diarrea, con 100% de morbilidad y mortalidad moderada (Alexander, 1995).

La forma mesogénica produce a menudo signos respiratorios, notable disminución de postura por varias semanas, signos nerviosos son raros, y la mortalidad es baja en aves adultas y alta en aves muy jóvenes.

La forma lentogénica no suele provocar signos en aves adultas, las aves susceptibles jóvenes suelen pueden presentar signos respiratorios graves con mortalidad (Alexander, 1995).

Para todas las especies de aves, según un estudio de Barton et al. 1992 es considerado que el virus de Newcastle provoca signos clínicos como diarrea de color verde y signos clínicos de afección del sistema nervioso central con postración (Barton, 1992).

Según lo signos clínicos los cuales serán más severos según la cepa y patotipo del virus, así serán las lesiones que se presenten en los órganos afectados, como lo son hemorragias en proventrículo, ciegos e intestino delgado con necrosis de pared intestinal, focos linfoides; en el aparato respiratorio se observan hemorragias y congestión marcada en tráquea, aerosaculitis con presencia de exudado caseoso o catarral (Alexander, 1995).

3.1.7. Diagnóstico

Debido a que la enfermedad de Newcastle tiene múltiples presentaciones y no posee signos patognomónicos, se debe de recurrir a pruebas de laboratorio como serología, detección directa de antígenos virales por medio de técnicas inmunohistológicas y aislamiento viral (Alexander, 1995).

3.1.8. Pruebas serológicas

Las pruebas serológicas para diagnóstico de la enfermedad de Newcastle son ELISA e Inhibición de la Hemaglutinación estas son utilizadas para detectar anticuerpos en sangre de individuos los cuales fueron expuestos por el agente causal ya sea por desafío de campo o por medio de vacunación. Para estas pruebas se utiliza suero del ave.

3.1.9. Inhibición de la Hemaglutinación (HI)

Esta prueba se basa en hacer reaccionar el virus de Newcastle contra su anticuerpo específico, generando así una reacción antígeno-anticuerpo, se inhibirá su capacidad hemaglutinante por medio de inhibición de las hemaglutininas, el antisuero neutralizará la actividad del virus que luego al ser enfrentados con los glóbulos rojos, no se aglutinarán, dando así una reacción positiva. Si el virus en el suero problema no es Newcastle, habrá aglutinación de los glóbulos rojos (Stanchi & Echeverría, 2010). Se considera positiva la reacción si existe inhibición de la hemaglutinación en una dilución inicial de 1:16 o más contra 4 unidades de antígeno HA (Leighton & Heckert, 2007).

Además, se puede clasificar el virus según su patogenicidad basándose en la capacidad de provocar mortalidad en embriones de pollo luego de una inoculación en cavidad alantoidea. Cuando la mortalidad ocurre en menos de 60 horas las cepas se clasifican como velogénicas, cuando el rango de mortalidad está entre 60-90 horas son determinadas como cepas mesogénicas y más de 90 horas como cepas lentogénicas.

También se cuenta con el índice de patogenicidad intracerebral (IPIC) para la cual se utilizan pollitos de un día de edad, obteniéndose resultados de una escala de 0.0 a 2.0 en donde las cepas velogénicas tienen un índice de 1.5 a 2.0, mesogénicas valores de 1.0 – 1.5 y lentogénicas valores de 0.7 o menos. Y el índice de patogenicidad intravenosa para la cual se emplean pollitos con seis semanas de edad, donde se obtienen valores de 0.0 para cepas que no son consideradas patógenas hasta un rango de 3.0 para cepas velogénicas (Villegas, 2015).

3.1.10. Tratamiento

Esta enfermedad no tiene tratamiento específico, sin embargo se pueden realizar medidas de sostén en aves de valor zootécnico mediante el empleo de una buena ventilación, evitar el estrés innecesario de las aves, regular la temperatura, suplementación vitamínica con vitamina A la cual favorece la

recuperación del epitelio del tracto respiratorio la cual fue efectiva como tratamiento en un caso de bronquitis infecciosa en aves según un estudio de Moreno en 1962 la cual produce signos y lesiones a nivel del tracto respiratorio parecidos a Newcastle (Moreno, 2011).

3.1.11. Prevención y control

La prevención de la enfermedad se basa en evitar la introducción del virus y su diseminación mediante buenas prácticas de bioseguridad, sanidad y manejo, además del empleo de vacunación de las cuales existen tres tipos:

- Lentogénicas vivas las cuales tienen baja patogenicidad, pero se conoce que no producen una buena respuesta inmunitaria, algunas cepas conocidas son Hitchner-B1, LaSota, F y V4; pueden aplicarse de forma individual por vía ocular o intranasal o bien a un grupo de aves por medio del agua de bebida o aerosol.
- Vacunas mesogénicas vivas como lo son Roakin, Mukteswar, Komarov y H, son utilizadas cuando en el área o país se presentan casos muy virulentos enzoóticos, su vía de administración puede ser vía ocular o bien inyectada en el pliegue alar, su empleo es de uso reservado y siempre después de haber generado inmunidad en las aves por medio del uso de vacunas con virus lentogénicos.
- Vacunas inactivadas: son considerablemente más caras que las vivas, su modo de aplicación regularmente es en aves individuales por vía intramuscular o subcutánea, estas vacunas son preparadas mediante la adición de formaldehído o beta-propiolactona con la finalidad de inactivar su infectividad y se agrega una emulsión de aceite vegetal o mineral.

Además, al momento de vacunar se debe de tomar en cuenta una serie de factores, los cuales pueden afectar la efectividad de la vacuna para generar inmunidad en las aves, entre ellos están estado inmune, tipo de vacuna, inmunidad materna, afecciones concomitantes, tamaño de la parvada, mano de

obra, clima y estado sanitario previo de las aves (Gallili & Ben-Nathan, 1998), (Jordan & Pattison, 1998).

Las vacunas vivas producidas para gallinas y otras aves de corral, no deberían de ser utilizadas en otras aves debido a que la infectividad potencial de la cepa vacunal no se ha podido determinar en huéspedes no adaptados. La vacunación en psitácidos por medio del agua se ha demostrado que es ineficaz en la creación de anticuerpos vacunales. Pero a pesar de esto existe una consideración en caso de vacunación de emergencia con la cepa Hitchner B1 y cepas apatógenas de La Sota, según Harris y Harris, en la cual se utiliza cinco veces la dosis de pollo por ave vía ocular o nasal; funcionando como inhibidores competitivos, aunque hay que tener en cuenta que la protección inducida no puede ser determinada mediante el aumento de anticuerpos humorales. Estudios recientes confirmaron que este método de vacunación fue exitoso protegiendo a aves que no estaban clínicamente enfermas de Newcastle (Ritchie et al., 1994).

La bioseguridad y buenas prácticas de manejo y sanidad son pilares importantes en la prevención de la enfermedad de Newcastle e influenza aviar como evitar el contacto con aves de dudosa procedencia como psitácidas, aves acuáticas y migratorias en libertad. La medida a tomar es un estricto protocolo de limpieza, control de personal y conocer el estatus sanitario de la colección. También adoptar medidas de cuarentena y aislamiento de mínimo 30 días de las aves recién adquiridas, a su vez la vacunación en aves de corral en el caso de Newcastle la cual las protege y previene contra las manifestaciones clínicas de la enfermedad (Peña, 2000).

3.1.12. Importancia

La importancia de esta enfermedad radica en pérdidas económicas debido a disminución en postura en aves de corral y silvestres, además de la circulación del virus entre parvadas causando pérdidas económicas en zoológicos y en centros de rehabilitación de animales silvestres por exposición

al virus de Newcastle causando mortalidad y decremento de la población de aves, además de su importancia como enfermedad zoonótica.

3.2. Enfermedad de Influenza aviar

3.2.1. Agente etiológico

La influenza aviar es una enfermedad cuyo genero responsable es el influenzavirus tipo A de la familia Orthomyxoviridae; es altamente contagioso y tiene una amplia versatilidad para infectar a diversas especies incluyendo a los humanos. Esta característica lo ha llevado a catalogarse en tres tipos A, B y C antigénicamente diferentes. El tipo A se ha descrito que afecta naturalmente a las aves y es particularmente zoonótico además de estar ampliamente distribuido en las aves alrededor del mundo (Stallknecht, 2007). Y los tipos B y C afectan normalmente solo a los humanos (Easterday et al., 2000).

Para la clasificación en A, B o C, se basaron en la nucleocápside o antígenos, a su vez el tipo A, se clasifica de acuerdo a los antígenos de hemaglutinina o neuraminidasa los cuales son indispensables para la formación de inmunidad y son los que muestran variaciones (Jordan & Pattinson, 1998).

El virus de influenza aviar se caracteriza por ser un virus de cadena sencilla de ARN la cual es segmentada con polaridad negativa; además de poseer tres componentes estructurales: la nucleoproteína o también llamada ribonucleoproteína (RNP), la cual está relacionada con el ácido nucleico del virión y es la responsable de la base inmunogénica específica de cada uno de los tres grandes grupos de virus de influenza (A,B o C); y en la nucleocápside se encuentran los otros dos componentes estructurales las cuales son proyecciones de la membrana lipídica, siendo estas las glicoproteínas o antígenos de superficie la hemaglutinina (HA) altamente inmunogénica mediante la producción de anticuerpos protectores, además posee la capacidad de adherirse a los receptores de la superficie de los glóbulos rojos con actividad hemaglutinante; y la Neuraminidasa (NA) la cual tiene actividad enzimática responsable de la liberación de nuevos virus mediante la acción en el ácido neuramínico de los

receptores de la célula, siendo estas las detectadas mediante pruebas serológicas; ambas toman un papel importante en el proceso de infección y se definen por especificidad del subtipo H1-H15 y H1-H9 (Pecorano, 2010; Rhom et al., 1996)

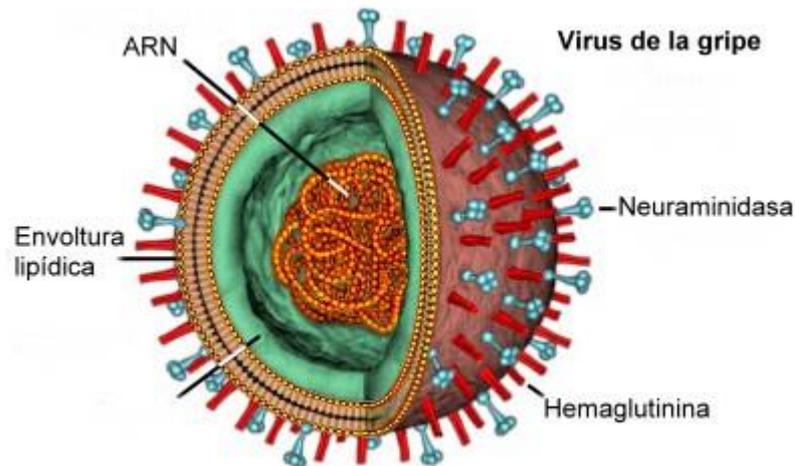


Figura 2. Estructura y composición del virus de influenza aviar (Ortiz, 2016).

Existen diversos serotipos del virus de influenza aviar y se clasifica por medio de números de antígenos de superficie ya sea hemaglutinina (HA) y neuraminidasa (NA). El virus de influenza aviar puede tener distintas formas de presentación ya sea baja o alta patogenicidad, siendo más común la de baja patogenicidad, aunque no se descarta la capacidad del virus de influenza de mutar a uno de mayor patogenicidad. Entre los subtipos de virus de influenza aviar A de alta patogenicidad se encuentran el H7 y H5 (Buscaglia, 2004).

3.2.2. Sinónimos

Gripe aviar, influenza tipo A, influenza A, plaga aviar, peste aviar (Stallknecht, 2007).

3.2.3. Transmisión y propagación

Las aves silvestres como aves acuáticas salvajes incluyendo aves migratorias, de costa y de mar tienen un rol importante en la diseminación y

transmisión, pudiendo desarrollar signos sutiles y sirviendo como reservorios del virus de influenza aviar; pudiéndola transmitir de forma directa mediante el contacto con descargas nasales y las heces entre portadores infectados a individuos o parvadas susceptibles; O de forma indirecta mediante fómites mediante equipo contaminado, de forma mecánica por medio de ropa y calzado, o dispersión de partículas contaminadas con el virus por medio del aire (Shane, 2005).

Se sabe que en las aves silvestres acuáticas una vez ingresa el virus, este empieza a replicarse en las células del tracto intestinal para posteriormente, durante las primeras semanas de infección, pueden transmitir la enfermedad por medio de secreciones respiratorias y las heces en la cual contiene grandes cantidades del virus, contaminando así el agua y sus alrededores, propiciando el esparcimiento de la enfermedad (Buscaglia, 2004; Stallknecht, 2007; Hinshaw et al., 2000).

Los casos de transmisión del virus de influenza de animales a humanos han sido registrados y han podido causar pandemias de influenza, como lo fue en el primer caso de influenza aviar en humanos, siendo la cepa H5N1 la responsable de la infección en Hong Kong en 1997 (Ritchie & Dreesen, 1997). Además, se ha comprobado que existen cepas de influenza que posterior a infectar a aves, han infectado a otras especies de mamíferos y viceversa como se comprobó según un estudio realizado en 1981 por Mohan y colaboradores en la cual pavos se vieron afectados con cepas de influenza porcina (Mohan et al., 1981).

3.2.4. Transmisión Animal – Humano

La transmisión se da a cabo por medio de inhalación de gotas o partículas contaminadas con el virus, por contacto directo e indirecto por medio de fómites, inclusive existe la posibilidad de autoinoculación en el aparato respiratorio alto o por medio de la conjuntiva (Centros para el control y la prevención de enfermedades a, 2015).

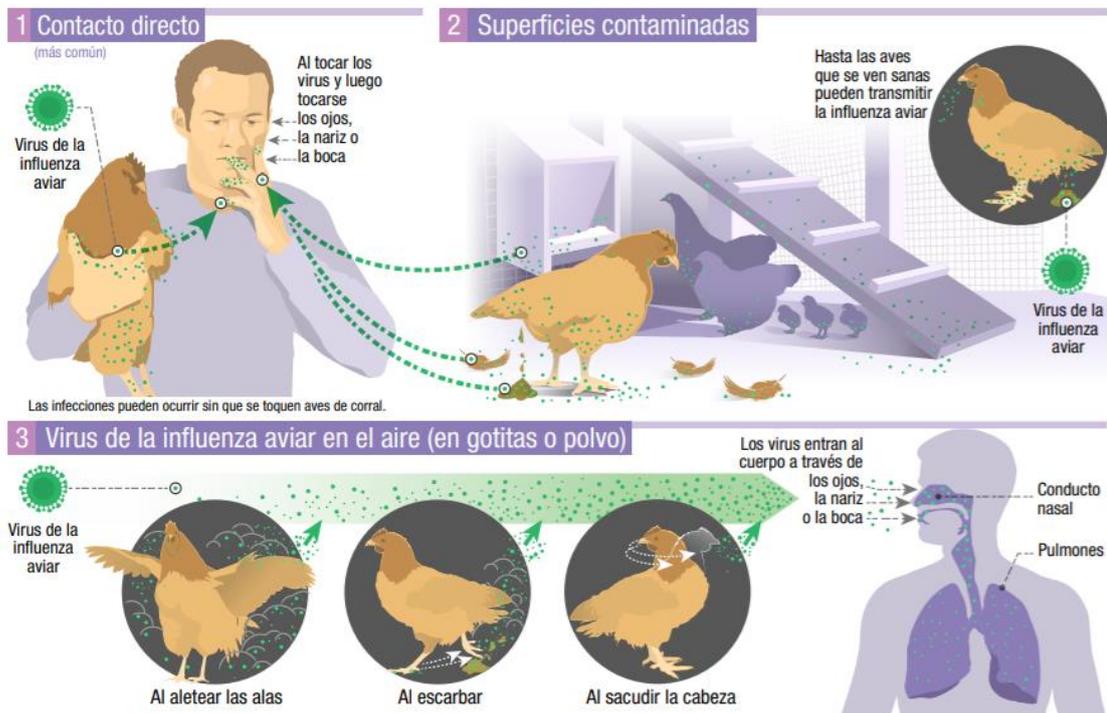


Figura 3. Transmisión animal – humano del virus de influenza aviar (Centros para el control y la prevención de enfermedades a, 2015).

3.2.5. Huéspedes: (Especies susceptibles)

Los reservorios para todos los subtipos de influenza aviar (H5 y H7) son las aves silvestres (Easterday, 2000).

Se ha reportado que las especies acuáticas específicamente las especies pertenecientes al Orden Anseriformes como los patos, gansos y cisnes; y al Orden Charadriiformes como lo son las gaviotas, chorlos y alcaravanes siendo estas aves playeras; son considerados los principales reservorios del virus de influenza aviar (Stallknecht, 2007).

El virus de influenza aviar puede provocar múltiples casos de la enfermedad todo ello debido a la transmisión del virus por medio de aves asintomáticas o aquellas que, por alguna enfermedad concomitante, desarrollen los signos clínicos típicos de la enfermedad. A su vez la morbilidad y mortalidad a causa de influenza es variable y depende de varios factores, entre ellos la

susceptibilidad de la especie afectada y virulencia de la cepa (Ritchie & Dreesen, 1997; Evans, 2011).

Si bien los estudios en aves en cautiverio son pocos, se debe tener presente la capacidad infectiva del virus de influenza aviar hacia múltiples especies, a su vez el mantenimiento de la enfermedad circulante entre las colecciones y la diseminación del virus entre parvadas (Ritchie & Dreesen, 1997).

3.2.6. Patogenicidad

El virus de influenza aviar puede catalogarse según su patogenicidad en baja o alta esto dependiendo de las características genéticas del virus y la gravedad de los signos clínicos que se presentan en las aves infectadas de forma experimental.

Se define la influenza aviar de alta patogenicidad como una infección producida por cualquier virus de influenza aviar tipo A o ya sea H5 o H7, que contenga un índice de patogenicidad intravenosa (IPIV) superior a 1,2 en pollos de seis semanas de edad o que cause mortalidad en mínimo 75% de las aves entre cuatro y ocho semanas de edad, dentro de los primeros diez días post inoculación de 0.1 ml de una dilución de 1:10 de fluido alantoideo con el virus por vía intravenosa. También se cataloga de alta patogenicidad si se encuentran múltiples secuencias de aminoácidos básicos en el sitio de escisión de la hemaglutinina que coinciden al comparar con otros virus de alta patogenicidad (Organización mundial de sanidad animal, 2019; Buscaglia, 2004).

3.2.7. Signos clínicos

La presentación de los signos de la enfermedad va a depender de varios factores intrínsecos como lo es especie afectada, edad, estado inmunitario, enfermedades concomitantes y factores extrínsecos como el ambiente (Jordan & Pattison, 1998).

Los signos más comunes son de tipo respiratorio de leves a intensos con tos, estornudos, estertores y lagrimeo; entéricos como diarrea, reproductivos como disminución de postura depresión, anorexia, emaciación conjunta a otros signos como erizamiento de plumas, edema de cabeza y cara, cianosis de piel de crestas, patas y barbillas; y nervioso con ataxia.

Y la presentación de influenza de alta patogenicidad suele manifestarse con alta mortalidad sin signos clínicos previos o bien signos nerviosos mortales como torticolis, opistótonos, edema y necrosis en crestas y barbillas, hemorragias en subcutáneo, patas, pulmones y vísceras (Buscaglia, 2004; Shane, 2005). A continuación, se presentan los signos clínicos según su patogenicidad.

Cuadro 2. Signos clínicos según la presentación de la enfermedad de influenza aviar tipo A.

| Presentación | Signos clínicos |
|---|--|
| No patogénica o subclínica. | -Descenso de postura -Producción de huevos farfáros. |
| De baja patogenicidad o Respiratoria aguda y/o urogenital. | -Rinotraqueítis. -Disminución de postura. -Secreción ocular -Tos -Descarga nasal mucopurulenta -Plumas erizadas -Anorexia -Diarrea -Depresión -Incremento de mortalidad |
| De alta patogenicidad o Enfermedad sistémica grave. | -Repentina mortalidad -Signos nerviosos como opistótonos -Ataxia -Torticolis |

| | |
|--|---|
| | <ul style="list-style-type: none"> -Edema de cabeza y miembros pélvicos -Edema de barbillas y necrosis. -Petequias subcutáneas en miembros pélvicos. |
|--|---|

(Buscaglia, 2004)

Su periodo de incubación puede ser tan corto como horas o hasta 14 días este rango de tiempo va a depender de la dosis del virus, vía de transmisión y especie afectada (Easterday et al., 2000).

Sus lesiones macroscópicas son involución ovárica, aerosaculitis, peritonitis, hemorragias debajo del epicardio, proventrículo, páncreas y duodeno, nefritis con presencia de uratos, congestión esplénica. Las lesiones microscópicas son: Meningoencefalomielitis linfocítica pancreatitis, descamación de la mucosa intestinal, congestión y edema pulmonar (Palmai, 2007).

Las aves que logran sobrevivir a la infección lo hacen con un estado de salud deficiente con retraso evidente en la postura de varias semanas esto descrito en aves de corral, en el caso de aves silvestres como las psitácidas suelen ser asintomáticas (The Center of food Security and Public Health, 2010).

3.2.8. Diagnóstico

Esta enfermedad si bien no posee signos clínicos patognomónicos, se debe de tener sospecha en cuanto se presentan decesos repentinos con signos de depresión, anorexia con disminución en la postura de las aves. Sin embargo, se necesita el empleo de pruebas de laboratorio para dar con el diagnóstico (Peña, 2000).

En animales silvestres la observación de signos y lesiones macroscópicas puede ser sugerente a la presentación de la enfermedad, la cual debe de ser confirmada mediante pruebas serológicas como inmunodifusión en agar gel que, si bien posee ventaja para la identificación de influenza aviar tipo A, puede llevar a dar resultados inconsistentes cuando se realiza la prueba en patos según un

estudio realizado por Slemons y Easter en 1972; además está la prueba de inhibición de la hemoaglutinación y ELISA competitivo o bien aislamiento del virus mediante la replicación del virus en líquido alantoideo para la detección de actividad hemaglutinante (Slemons & Easterday, 1972).

Luego están las pruebas para identificación del subtipo antigénico de superficie para HA y NA. Para la identificación del subtipo HA se suele utilizar la prueba de inhibición de la hemoaglutinación mediante el empleo de un panel con antiseros y 14 hemaglutininas distintas, esta para detectar presencia de anticuerpos durante 7-10 post enfermedad. Y para la identificación del subtipo NA se realiza mediante el uso de antiseros con 9 neuraminidasas (Nakamura & Easterday, 1967).

Además, se debe de tomar en cuenta que algunos sueros de varias especies de aves como lo son de pavo, contienen inhibidores que podrían interferir con la prueba de inhibición de la hemoaglutinación y su especificidad, a su vez pueden contener actividad hemaglutinante ante glóbulos rojos de pollo, por esta razón se prefiere utilizar eritrocitos de la misma especie que del suero problema para la prueba de HI (Nakamura & Easterday, 1967).

3.2.9. Tratamiento

Se sabe que para esta enfermedad no se cuenta con tratamiento, si no que su abordaje se basa en la prevención (Stallknecht, 2007). Un estudio realizado por Dolin y colaboradores en 1982 comprobó la eficacia del uso de clorhidrato de amantadina y clorhidrato de rimantadina como tratamiento contra influenza en humanos (Dolin, et al., 1982), además de confirmarse posteriormente su efectividad en otras especies de aves como tratamiento contra influenza aviar. También se recomienda tratamiento de sostén en aves de buena genética y el uso de antibioterapia (Easterday et al., 2000)

3.2.10. Tratamiento en humanos

A continuación, se presenta el tratamiento estandarizado para la enfermedad de influenza aviar en humanos.

Cuadro 3. Tratamiento en humanos contra influenza aviar.

| | |
|---|---|
| Antivirales | Oseltamivir 150 mg cada 12 horas en combinación con amantadina o rimantadina. |
| Antibioterapia | Protocolo estándar para neumonía. |
| Oxigenoterapia | Mantener saturación y medición de saturación parcial de oxígeno manteniéndolo arriba del 90%. |
| Ventilación por presión positiva | Ventilación mecánica con protección pulmonar. |
| Corticoides sistémicos | Hidrocortisona endovenosa 50 mg cada 6 horas, equivalente a 200 mg por día. |
| Antipiréticos | Paracetamol |
| Bioseguridad | Uso de bata, mascarilla, lentes protectores, guantes. |

(Organización mundial de la salud, 2007)

3.2.11. Prevención y control

La prevención se basa en evitar que las aves susceptibles estén expuestas o en contacto con aves enfermas o que posiblemente contengan el virus como lo son las aves silvestres de dudosa procedencia ya que estas podrían acarrear el virus y transmitirlos de forma directa por medio de la saliva, secreciones y heces. O bien de modo indirecto mediante fómites, alimento, agua, vestimenta o vehículos. Se deben tomar medidas de bioseguridad, conocer el estatus sanitario de la parvada e implementar buenas prácticas de manejo

mediante la restricción de ingreso de animales ajenos a la explotación, personal y vehículos en la medida de lo posible.

Se debe de tomar especial importancia a las zonas de riesgo las cuales son las áreas marítimas, franjas costeras y humedales, así como lugares que se encuentren alrededor de 10 km a la redonda. Identificar si existen datos de casos confirmados de influenza aviar, alta densidad de aves tanto migratorias como de corral y evitar en la medida de lo posible el mantenimiento de aves domésticas al aire libre (Arteaga et al., 2006).

Como medidas de control se pueden emplear formas de vigilancia y diagnóstico, seguridad biológica, cuarentena y sacrificio sanitario ya que si las aves afectadas logran sobrevivir estarán eliminando el virus de forma intermitente. El virus de influenza aviar es sensible a detergentes y desinfectantes, por ende, se debe de limpiar las instalaciones y equipos a su totalidad (Buscaglia, 2004; Jordan & Pattison, 1998; Easterday et al., 2000).

3.3. Generalidades de los psitácidos

Los psitácidos pertenecen al orden psitaciformes y a la familia Psittacidae en la cual se describen entre estos el género Ara a la cual pertenecen las guacamayas (Donsker & Rasmussen, 2021). Estas aves han tenido cada vez más auge y, ante el riesgo de su extinción, han sido colocadas en la lista roja de la unión internacional para la conservación de la naturaleza (UICN) además de pertenecer al CITES (International Union for Conservation of Nature, 2021).

3.4. Técnicas de diagnóstico de laboratorio

Existen diversos métodos de laboratorio para diagnóstico de Newcastle e influenza aviar mediante la identificación del agente por: Aislamiento viral, detección de antígeno, PCR en tiempo real; también pruebas de detección de respuesta inmune como: Inmunodifusión en agar gel (AGID), Inhibición de la hemoaglutinación (HI) y ELISA (Stanchi & Echeverría, 2010).

3.5. Prueba de inhibición de la hemoaglutinación

Esta prueba se utiliza con el fin de identificar antigénicamente los subtipos H5 o H7 del virus de influenza midiendo los títulos de anticuerpos mediante la capacidad que tienen ellos de unirse y a su vez inhibiendo la hemoaglutinación, siendo así resultado positivo el cual se observa de forma visual (Stanchi & Echeverría, 2010).

Para esta prueba se necesitan 0,025ml de PBS en cada pocillo de una placa de microtitulación de plástico con fondo en V. Se adicionan 0,025 ml de suero en el primero pocillo de la placa y luego se realizan diluciones de suero a lo largo de toda la placa, siendo esta la mitad en volúmenes de 0, 025 ml. En cada pocillo se añaden 4 HAU (unidades hemoaglutinantes) de virus/antígeno en 0,025 ml y se deja reposar durante 30 minutos a una temperatura alrededor de 20° o bien durante 60 minutos a 4° C.

En cada pocillo se añade 0,025 ml de eritrocitos de pollo al 1%, luego de mezclar, se deja reposar 40 minutos hasta que los eritrocitos control formen un botón sedimentado en el fondo de los pocillos. Los títulos de HI se consideran cuando la dilución mayor de suero causa la inhibición completa de la hemoaglutinación (4 HAU de antígeno). La aglutinación se observa mediante la inclinación de las placas y la inhibición se verá en los pocillos al igual que en los eritrocitos con la observación de la sedimentación de glóbulos y el corrimiento de los mismos; se produce al mismo tiempo que en los pocillos control (Organización mundial de sanidad animal, 2018).

Se consideran resultados positivos cuando existe inhibición de la hemoaglutinación a una dilución del suero de 1/16 o superior contra 4 HAU de antígeno (Organización mundial de sanidad animal, 2018).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Materiales

4.1.1. Recursos humanos

- Estudiante de medicina veterinaria.
- Asesora de tesis.
- Médicos veterinarios del zoológico Xejuyup.
- Jauleros del Zoológico.
- Ayudantes.

4.1.2. Recursos de campo

- Jeringas de 3 ml.
- Agujas 23x1.
- Algodón.
- Papel filtro marca Whatman grado 1 de 125 mm.
- Bolsas plásticas con cierre hermético.
- Sobres manila tamaño media carta para transporte de muestras.
- Redes de mano.
- Lector de microchip.
- Toallas.
- Hojas de control.
- Lapiceros.
- Lápices.

4.1.3. Recursos biológicos

- 55 guacamayas (*Ara macao*, *Ara militaris* y *Ara ararauna*).

4.1.4. Recursos de laboratorio

- Microplaca con pozos fondo en "v".
- Pipetas serológicas de 1, 5 y 10ml.
- Micropipeta Unicanal y multinacal de 25 a 100 ul.
- Puntas para micropipetas de 100 ul.

- Centrifuga
- Tubos para centrifuga de 15 ml
- Erlenmeyer de 250 ml
- Cilindro graduado de 100 ml.
- Reloj timer
- Refrigerador (4°C).
- Congelador (-20°C).
- Glóbulos rojos.
- Glóbulos rojos al 0.5%.
- Control antígeno positivo.
- Control negativo.
- Solución salina buferada.
- PBS solución buffer.
- Canoas para los reactivos.
- Antígenos de Newcastle.
- Antígenos de influenza aviar.
- Anticoagulante de citrato de sodio al 4%.
- Sueros problema.

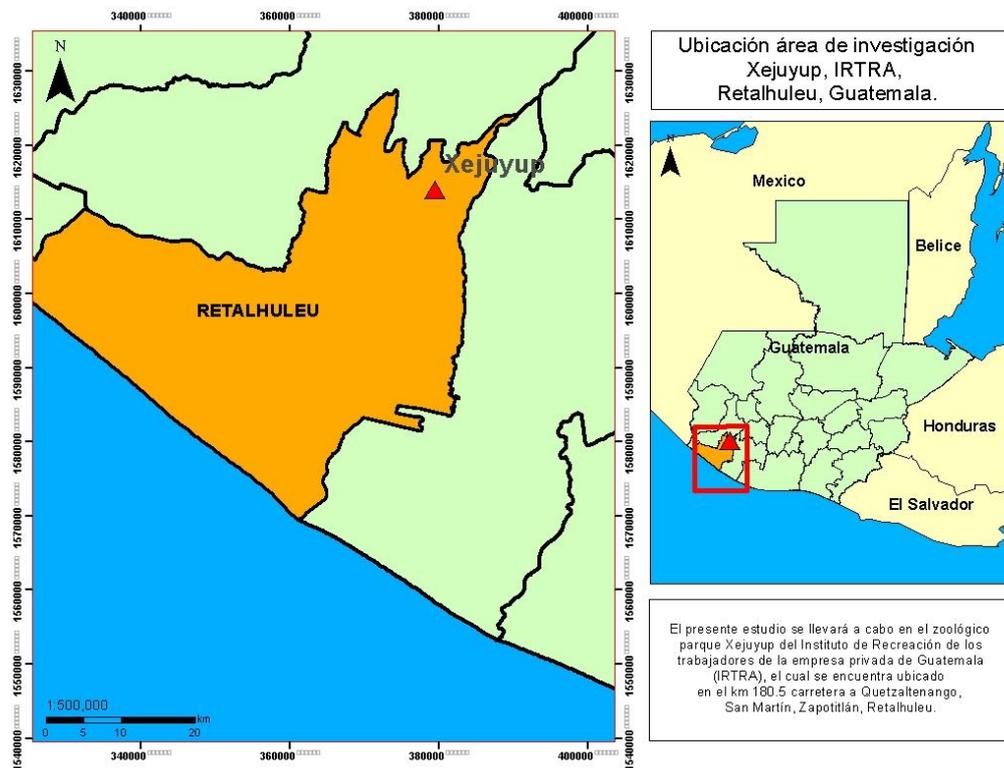
4.1.5. Centro de referencia

-Laboratorio de Referencia Regional de Sanidad Animal (LARRSA).

4.2. Metodología

4.2.1. Área de estudio

El presente estudio se llevó a cabo en el zoológico parque Xejuyup del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la empresa privada de Guatemala (IRTRA), el cual se encuentra ubicado en el Km 180.5 carretera a Quetzaltenango, San Martín, Zapotitlán, Retalhuleu.



(de la Roca, 2021)

Figura 4. Mapa del área de estudio.

4.2.2. Selección de la muestra

Se tomó en cuenta el 100% de la población de guacamayas rojas, verdes y azules de la colección del zoológico del parque Xejuyup.

4.2.3. Captura

La obtención de las muestras se realizó a tempranas horas de la mañana. Se procedió a capturar a las aves con el uso de redes de mano y posteriormente se empleó el método de sujeción de la cabeza, alas y miembros pélvicos con la ayuda de toallas para su correcta inmovilización. Luego se procedió a realizar la lectura e identificación de cada una mediante el uso del lector de microchip ubicándolo a nivel de los músculos pectorales de los especímenes y posteriormente se llenaron los datos de identificación en hojas de control. Ver anexo 1.

4.2.4. Toma y almacenamiento de muestra de sangre

Para la obtención de la muestra se hizo hemostasis a nivel del ala, se desinfectó el área y posteriormente se obtuvo la muestra por venopunción de la vena radial extrayendo un máximo de 0.5ml de sangre. Luego se colocó la muestra colectada de cada ave en tiras de papel filtro marca Whatman de un tamaño de 1.5 cm de ancho por 2 cm de largo, embebiendo $\frac{3}{4}$ partes del papel. Una vez que las muestras estuvieran completamente secas, se colocaron en bolsas plásticas con cierre hermético debidamente identificadas, posteriormente se colocaron en sobres de papel manila identificadas por especie y fueron transportadas al laboratorio para su procesamiento.

4.2.5. Procesamiento de la muestra

Se transportaron las muestras obtenidas al Laboratorio Regional de Sanidad Animal (LARRSA) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala, las que se sometieron a la prueba de inhibición de la hemoaglutinación (HI) para Newcastle y los subtipos de H5N2 y H7N3 de influenza aviar.

4.2.6. Interpretación

La prueba de inhibición de la hemoaglutinación (HI) para diagnóstico de las enfermedades de Newcastle y de influenza aviar es de tipo cuali-cuantitativa identificando los títulos mediante la reacción de los anticuerpos por medio de la inhibición de la aglutinación frente a antisueros de cada tipo o subtipo de virus siendo este un resultado positivo o negativo (Organización mundial de sanidad animal, 2018). En un resultado positivo habrá presencia de anticuerpos y se representa por medio de títulos el cual es la dilución más alta de suero que ocasiona la inhibición completa de 4HAU de antígeno (Organización mundial de sanidad animal, 2018). Y en un resultado negativo habrá ausencia de anticuerpos.

4.2.7. Análisis estadístico

Se utilizó estadística descriptiva mediante la cual se exploró la información de los anticuerpos contra Newcastle e Influenza aviar en cuadros de las guacamayas muestreadas.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El estudio se llevó a cabo en el Zoológico Xejuyup del IRTRA el cual se encuentra ubicado en el Km 180.5 carretera a Quetzaltenango, San Martín, Zapotitlán, Retalhuleu, Guatemala. En la cual se procedió a capturar a 55 Guacamayas entre ellas las especies *Ara macao*, *Ara militaris* y *Ara ararauna*, conocidas comúnmente como Guacamaya roja, verde y azul respectivamente; las cuales se encuentran en cautiverio. Luego de la obtención de la muestra de 0.5 ml de sangre de cada ave, fueron sometidas a la prueba de Inhibición de la hemoaglutinación (HI), con la finalidad de determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra las enfermedades de Newcastle e Influenza Aviar serotipos H5N2 y H7N3; se obtuvieron los siguientes resultados.

Cuadro 4. Resultados de la prueba HI para detección de anticuerpos contra Newcastle en Guacamayas del Parque Xejuyup, IRTRA, Retalhuleu.

| No. de Aves | Nombre científico | Nombre común | Resultados |
|-------------|----------------------|-----------------|------------|
| | | | Newcastle |
| 37 | <i>Ara militaris</i> | Guacamaya verde | 0% |
| 16 | <i>Ara macao</i> | Guacamaya roja | 0% |
| 2 | <i>Ara ararauna</i> | Guacamaya Azul | 0% |

De las 55 muestras que fueron sometidas a la prueba de HI, el 100% dieron resultado negativo debido a que los títulos de anticuerpos circulantes contra el virus de Newcastle fueron igual a cero (0 log base 2). Estos resultados nos indican serológicamente, la ausencia de anticuerpos contra el virus de Newcastle y que, por lo tanto, las aves no han estado en contacto con el virus.

Los resultados difieren de un estudio realizado en un zoológico de la ciudad de Guatemala en la cual se reportó la presencia del virus en aves psitácidas en un 30% siendo estos títulos promedio de 1.7 log 2 indicando que las aves estuvieron expuestas naturalmente al virus.

Las fuentes posibles de ingreso del virus en ese estudio fueron por transmisión de anticuerpos maternos, alimento y por contacto con heces infectadas (Villatoro-Chacón et al., 2016).

Sin embargo, teniendo en cuenta que los psitácidos importados son considerados importantes diseminadores de la enfermedad el cual se transmite por vía aérea (Calnek, 2000). Y que, según un estudio realizado por Kaleta y Baldauf en 1988, esas aves presentan una alta susceptibilidad a la enfermedad de Newcastle; las aves psitácidas de la presente investigación se encontraron serológicamente negativas a presencia de anticuerpos del virus de Newcastle, esto podría deberse a que las aves no han estado en contacto directo con aves silvestres fuera de la colección que pueden ser importantes reservorios del virus (Shane, 2005), además por su tipo de alimentación el cual es preparado por separado de otras especies de ave, por buenas prácticas y hábitos de limpieza del área y manejo; los cuales posiblemente son factores involucrados en la seronegatividad.

Cuadro 5. Resultados de la prueba de HI para detección de anticuerpos contra Influenza Aviar en Guacamayas del Parque Xejuyup, IRTRA, Retalhulueu.

| No. de Aves | Nombre científico | Nombre común | Resultados Influenza aviar | |
|-------------|-------------------|-----------------|----------------------------|------|
| | | | H5N2 | H7N3 |
| 37 | Ara militaris | Guacamaya verde | 0% | 0% |
| 16 | Ara macao | Guacamaya roja | 0% | 0% |
| 2 | Ara ararauna | Guacamaya Azul | 0% | 0% |

En el caso de la enfermedad de influenza aviar, de las 55 muestras sometidas a la prueba de HI, el 100% (55) de las aves obtuvieron un resultado negativo debido a que los títulos de los anticuerpos circulantes contra el virus de influenza aviar H5N2 y H7N3 fueron igual a cero (0 log base 2). Los resultados

negativos nos indican a su vez que, las guacamayas muestreadas no han estado en contacto con el virus.

Estos resultados concuerdan con otros autores como Neu 2016, Grajeda 2017 y Lara 2008 en la cual fueron muestreadas aves psitácidas y diversas aves silvestres en el Zoológico Minerva de Quetzaltenango, el Zoológico “la jungla” de la ciudad capital y en el Centro de Rehabilitación de vida silvestre Arcas, en Petén respectivamente, siendo los resultados negativos al igual que en esta investigación.

Si bien se ha descrito el aislamiento de los subtipos H5 y H7 en aves psitácidas, las cuales pueden ser susceptibles a la enfermedad (Hinshaw et al., 2000), y a pesar de que las guacamayas sujetas a estudio se encuentran en contacto con visitantes, personal de mantenimiento y otras especies de aves pertenecientes a la colección. Con estos resultados se puede indicar que las guacamayas sujetas a estudio no han estado en contacto con aves portadoras del virus, lo cual podría deberse a que están en cautiverio en un recinto en la cual no tienen contacto con aves del exterior como lo son aves silvestres, acuáticas y migratorias conocidas por ser las principales acarreadoras del virus (Stallknecht, 2007).

Si bien existen diversos reportes de brotes de influenza aviar en aves silvestres alrededor del mundo según la Organización Mundial de Sanidad Animal, cuya enfermedad además es de declaración obligatoria (Organización mundial de sanidad animal, 2021) debida a la capacidad que posee el virus para mutar e infectar a otras especies animales. Es de suma importancia la ejecución de pruebas para el diagnóstico de esta enfermedad ya que a pesar de que las aves muestreadas en esta investigación resultaron seronegativas; no se descarta la posibilidad de que puedan infectarse en un futuro.

VI. CONCLUSIONES

- Las guacamayas de especie *Ara macao*, *Ara ararauna* y *Ara militaris* de la colección del Zoológico Xejuyup, Irtra, Retalhuleu, sujetas a estudio; resultaron seronegativas a presencia de anticuerpos circulantes contra el virus de Newcastle, confirmado mediante la prueba de inhibición de la hemoaglutinación (HI).
- Las guacamayas pertenecientes a la colección del Zoológico Xejuyup del IRTRA Retalhuleu, no presentan anticuerpos circulantes contra el virus de Influenza Aviar serotipos H5N2 y H7N3.
- Las guacamayas sujetas a estudio no han tenido contacto con el virus de Newcastle e Influenza Aviar, siendo la frecuencia de reactores positivos igual a cero.

VII. RECOMENDACIONES

- Realizar estudios mediante pruebas serológicas en otras colecciones alrededor del país con el fin de generar información del estado sanitario de las distintas aves en cuanto a la presencia o ausencia de las enfermedades de Newcastle e Influenza aviar.
- Elaborar un esquema protocolario en la cual se realicen muestreos serológicos a las aves nuevas que ingresan a la colección de las cuales no se sepa su estado sanitario o bien al momento de transportar especímenes aviares de un zoológico a otro.
- Realizar estudios de diagnóstico de dichas enfermedades en otras colecciones, mediante el uso de técnicas moleculares.

VIII. RESUMEN

La enfermedad de Newcastle es provocada por un virus perteneciente al género Orthoavulavirus, específicamente el avulavirus aviar 1 (AAvV-1). Se le conoce por ser altamente contagiosa además de estar distribuida alrededor del mundo. El virus de influenza aviar es una enfermedad causada por un virus de la familia Orthomyxoviridae de los cuales se describen tres géneros A, B y C, siendo el influenzavirus tipo A el causante de la enfermedad en las aves. Los psitácidos pueden llegar a jugar un papel importante en la transmisión de las enfermedades de Newcastle e Influenza aviar pudiendo ser estos portadores asintomáticos de dichas enfermedades, aumentando aún más el riesgo de contagio hacia otras especies de aves y a los humanos.

Para determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra el virus de Newcastle e influenza aviar serotipos H5N2 y H7N3, se empleó la prueba serológica inhibición de la hemoaglutinación (HI), para dicha prueba se extrajo una muestra de 0.5 ml de sangre desde la vena alar a 55 guacamayas, entre ellas las especies *Ara macao*, *Ara ararauna* y *Ara militaris*, las cuales pertenecen a la colección privada del Zoológico Xejuyup del IRTRA, Retalhuleu. Luego de la colecta de muestras, estas fueron colocadas en papel filtro, debidamente identificadas y transportadas en bolsas plásticas individuales, posteriormente colocadas en sobres manila para ser transportadas al laboratorio LARRSA.

El 100% de las aves muestreadas (55 guacamayas) resultaron negativas a presencia de anticuerpos circulantes contra el virus de Newcastle e influenza aviar serotipos H5N2 y H7N3.

Por tanto, se concluye que las guacamayas sujetas a estudio no han estado en contacto con el virus o aves portadoras al no presentar anticuerpos circulantes contra ninguna de las dos enfermedades.

SUMMARY

Newcastle disease is caused by a virus belonging to the Orthoavulavirus genus, specifically avian avulavirus 1 (AAvV-1). It is known to be highly contagious and its worldwide distributed. The avian influenza virus is a disease caused by a virus from the family Orthomyxoviridae, which includes three genera A, B and C. In birds, the influenzavirus type A is the causative agent of the disease. Psittacines can play an important role in the transmission of Newcastle and avian influenza diseases, as they can be asymptomatic carriers of these diseases, further increasing the risk of contagion to other bird species and humans.

To determine the presence of circulating antibodies against the Newcastle and avian influenza viruses H5N2 and H7N3 serotypes, the hemagglutination inhibition (HI) serological test was used. For this test, a 0.5 ml blood sample was extracted from the wing vein of 55 macaws, including species such as *Ara macao*, *Ara ararauna*, and *Ara militaris*, which belong to the private collection of the Xejuyup Zoo of IRTRA, Retalhuleu. After sample collection, they were placed on filter paper, properly labeled, and transported in individual plastic bags, then placed in manila envelopes for transportation to the LARRSA laboratory.

All the sampled birds (55 macaws) tested negative for the presence of circulating antibodies against Newcastle and avian influenza viruses H5N2 and H7N3.

Therefore, it can be concluded that the studied macaws have not been in contact with the virus or carrier birds, as they do not show circulating antibodies against either of the two diseases.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alexander, D. (1995). Enfermedad de Newcastle y otras infecciones por paramyxoviridae. En B. Calnek, *Enfermedades de las aves*. (pág. 555). Mexico, DF: Manual Moderno.
- Arteaga, A., Izquierdo, M., Sierra, M., & Heras, C. (2006). Medidas de Vigilancia y Contención de la Influenza aviar en aves. Implicaciones para la salud pública. *SciELO*, 80(6), 621-630.
- Aziz, R., Yakub, T., Imran, M., Habib, M., & Sohail, T. (2019). Sequence analysis and biological characterization of virulent avian avulavirus 1 isolated from asymptomatic migratory fowl. *Acta Viroológica*, 63(2), 223-228. doi:10.4149/av_2019_208
- Barton, J. e. (1992). Avian paramyxovirus type 1 infections in racing pigeons in California. I. Clinical signs, pathology, and serology. *Avian diseases*, 36(2), 463-468.
- Beard, C., & Hanson, R. (1988). Newcastle Disease. En H. Barnes, B. R. Claneck, & H. Yoder, *Diseases of Poultry*. Iowa: The Iowa State University Press.
- Buscaglia, C. (2004). Influenza Aviar. *InVet*.
- Calnek, B. (2000). *Enfermedades de las aves, Enfermedad de Newcastle y otras infecciones por Paramyxoviridae*. Mexico , D.F: Manual Moderno.
- Centros para el control y la prevención de enfermedades a. (2015). CDC. Obtenido de Influenza, Propagación del virus de la influenza aviar entre animales y personas: <https://espanol.cdc.gov/flu/avianflu/virus-transmission.htm>
- de la Roca, R. (2021). Área de investigación Xejuyup, IRTRA, Retalhuleu, Guatemala, Guatemala.
- Dolin, R., Reichman, R., Madore, H., Maynard, R., Linton, P., & Webber, J. (1982). A controlled trial of amantadine and rimantidine in the prophylaxis of influenza A infection. *The New England Journal of Medicine*, 307(10), 580-584.

- Donsker, F., & Rasmussen, P. (2021). *IOC World Bird List*. Obtenido de <https://www.worldbirdnames.org/bow/parrots/>
- Easterday, B., Hinshaw, V., & Halvarson, D. (2000). Influenza. En B. Calnek, *Enfermedades de las aves* (pág. 600). México D.F: Manual Moderno.
- Evans, E. (2011). Zoonotic Diseases of Common Pet Birds: Psittacine, Passerine, and Columbiform Species. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 14(3), 466-476.
- Food and Agriculture Organization. (2021). *FAO*. Obtenido de Epidemiología de la gripe aviar: http://www.fao.org/avianflu/es/clinical_es.html
- Gallili, E., & Ben-Nathan, D. (1998). Newcastle Disease Vaccines. *Biotechnology Advances*, 16(2), 343-366.
- Grajeda, F. (2017). Determinación de la presencia de anticuerpos circulantes de influenza aviar cepas H5N2 y H7N3 en pavo reales (*Pavus cristatus*) del Zoológico la Junga del irtra petapa. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Hinshaw, V., & et.al. (2000). Influenza. En B. Calnek, *Enfermedades de las aves* (pág. 606). México D.F.: Manual Moderno.
- International Union for Conservation of Nature. (2021). *International Union for Conservation of Nature*. Obtenido de The IUCN Red List of Threatened Species.: <https://www.iucnredlist.org/search?query=ara%20macao&searchType=species>
- Jordan, F., & Pattison, M. (1998). Paramyxoviridae (enfermedad de Newcastle y otras). En F. Jordan, & M. Pattison, *Enfermedad de las aves* (pág. 136). Mexico, D.F: Manual Moderno.
- Jordan, F.; Pattison, M. (1998). Orthomyxoviridae, influenza aviar. En F. Jordan, *Enfermedades de las aves* (pág. 157). Bogotá, Colombia.: Manual Moderno.
- Kaleta, E.; Baldauf C. (1988). Newcastle Disease in Free-Living and Pet Birds. *Developments in Veterinary Virology*, 8, 197-246.



- Leighton, F., & Heckert, R. (2007). Newcastle Disease and Related Avian Paramyxoviruses. En N. Thomas, D. Hunter, & C. Atkinson, *Infectious Diseases of Wild Birds* (pág. 7). Iowa, USA: Blackwell.
- Mohan, R., Saif, M., Erickson, A., Gustafson, G., & Easterday, B. (1981). Serologic and Epidemiologic Evidence of Infection in Turkeys with an Agent Related to de Swine Influenza Virus. *Avian Diseases*, 25(1), 11-16.
- Moreno, R. (2011). La enfermedad de Newcastle y algunos avances recientes de diagnostico . En R. Moreno, *Ciencia Veterinaria* (pág. 52). D.F., México.
- Nakamura, R., & Easterday, B. (1967). Serological Studies of Influenza in Animals. *Bulletin of the World Health Organization*, 37(4), 559-567.
- Neu, A. (2016). *Determinacion de anticuerpos circulantes contra el virus de influenza aviar en aves del parque zoologico minerva de Quetzaltenango, Guatemala*. Guatemala.: Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Organización mundial de la salud. (2007). OMS. Obtenido de Tratamiento Clínico de infección humana por el virus A (H5N1) de la influenza aviar: <https://www.paho.org/hq/dmdocuments/2010/Tratamiento-clinico-infeccion-humana-virus-A-H5N1-influenza-aviar.pdf>
- Organización mundial de sanidad animal. (2018). *Manual terrestre de la OIE*. Obtenido de Influenza aviar (Infección por los virus de la influenza aviar): https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health_standards/tahm/3.03.04_AI.pdf
- Organización mundial de sanidad animal. (2019). Infección por los virus de la influenza aviar. *Código Sanitario para los Animales Terrestres*, 1.
- Organización mundial de sanidad animal. (2021). *Organización mundial de sanidad animal*. Obtenido de Enfermedad de Newcastle: <https://www.oie.int/es/sanidad-animal-en-el-mundo/enfermedades-de-los-animales/enfermedad-de-newcastle/>
- Ortiz, R. (2016). El Virus de influenza aviar y de Enfermedad de Newcastle en Aves Silvestres y Domesticas Tipo Traspatio Comercializadas en 11 Mercados de Lima Metropolitana. *Universidad Científica Del Sur*.



- Palmai, N., Erdelyi, K., & Balint, A. (2007). Pathobiology of highly pathogenic avian influenza virus (H5N1), infection in mute swans (*Cygnus olor*). *Avian Pathology*, 36(3), 245-249.
- Pecoraro, M. (2010). Ortomixovirus. En N. Stanchi, *Microbiología Veterinaria* (pág. 409). Buenos Aires, Argentina: InterMédica.
- Peña, F. (2000). Influenza aviar. En F. Peña, *Enfermedades exóticas de los animales*. (págs. 298, 299). México : IICA.
- Rhom, C., Zhou, N. S., Mackenzie, J., & Webster, R. (1996). Characterization of a Novel Influenza Hemagglutinin, H15: Criteria for Determination of Infuenza A Subtypes. *Virology*, 217(2), 508-516.
- Ritchie, B., & Dreesen, D. (1997). Avian Zoonoses: Proven and Potential Diseases. Part II. Viral, Fungal, and Miscellaneous Diseases. . En H. Hoefler, *Practical Avian Medicine* (pág. 93). New Jersey: The Compendium Collection.
- Ritchie, B.; Harrison, G y Harrison, L. (1994). *Avian Medicine: Principles and application*. Lake Worth, Florida: Wings Publishing.
- Shane, S. (2005). Poultry diseases. En S. Shane, *Handbook on Poultry Diseases* (pág. 87). Louisiana, USA: American Soybean Association.
- Slemons, R., & Easterday, B. (1972). Host response differences among 5 avian species to an influenzavirus. *Bulletin World Health Organization*, 521-525.
- Stallknecht, D. e. (2007). Avian Influenza. En N. Thomas, B. Hunter, & C. Atkinson, *Infectious Diseases of Wild Birds* (pág. 367). USA: Blackwell.
- Stanchi, N. (2010). Paramixovirus, Newcastle. En N. Stanchi, *Microbiología Veterinaria* (pág. 416). Buenos Aires, Argentina: Inter-Médica.
- Stanchi, N., & Echeverría, M. (2010). Tecnicas de estudio y diagnostico virológico. En N. Stanchi, *Microbiología Veterinaria* (págs. 149-150). Buenos Aires, Argentina: InterMédica.
- The Center for Food Security and Public Health. (2008). *CFSPH*. Obtenido de Enfermedad de Newcastle: https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/enfermedad_de_newcastle.pdf



- The Center of food Security and Public Health. (2010). *CFSPH*. Obtenido de Influenza aviar de alta patogenicidad, Peste aviar, gripe aviar: https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/influenza_aviar_de_alta_patogenicidad.pdf
- Valladares, C. (2016). La enfermedad de Newcastle. Presentaciones Clínicas, Diagnóstico Diferencial. . *Los Avicultores y su Entorno 84*, 1-8.
- Villatoro-Chacón, D., Guerra-Centeno, D., Lepe-López, M., Arizandieta-Altán, C., Fuentes-Rousselin, H., & Meño-Sánchez, E. (2016). Estudio Serológico en Psitácidos ex situ de Guatemala con implicaciones para la conservación de especies. *REDVET. Revista electrónica de veterinaria*, *17(1)*, 1-9.
- Villegas, P. (2015). Newcastle, Epidemiología y Estrategias de Control . *University of Georgia, College of Veterinary Medicine Athens*, 66-74.



X. ANEXOS

Anexo 2. Resultados serológicos del Laboratorio de Referencia Regional de Sanidad Animal (LARRSA).

Código: LAR-PR-002
 Versión: 7
 Página 1 de 3



Laboratorio de Referencia Regional de Sanidad Animal
 Universidad de San Carlos de Guatemala
 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

INFORME DE RESULTADOS SEROLÓGICOS

NOMBRE DE GRANJA Y/O CLIENTE: IRTRA Retalhuleu PROTOCOLO No.: 144/2021-01

DIRECCIÓN, TELEFONO, CORREO ELECTRÓNICO: Parque Xejuyup, Km 180.5 Carretera a Quetzaltenango, San Martin, Retalhuleu

FECHA DE RECEPCIÓN: 6/09/2021

FECHA DE REALIZACIÓN: 27/09/2021

REMITIDO POR: Sofia Abarca Ril

FECHA EMISIÓN DE RESULTADO: 28/09/2021

| LOTE | No. DE SUEROS | HI NC Log ₂ | HI IA (H5 N2) Log ₂ | HI IA (H7 N3) Log ₂ |
|-----------------|---------------|------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| Guacamaya Verde | | | | |
| 1 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 6 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 8 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 9 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 10 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 12 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 13 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 15 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 16 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 17 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 18 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 19 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 20 | 1 | 0 | 0 | 0 |

Elaboró: KC Revisó: FE Aprobó: MM Emisión: 30/01/2020



Código: LAR-PR-002
 Versión: 7
 Página 2 de 3



| | | | | | | |
|----------------|---|---|---|---|---|---|
| 21 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 22 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 24 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 26 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 29 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 30 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 31 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 32 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 34 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 35 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 36 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 37 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 39 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 40 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 41 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 42 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 43 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 44 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 45 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 48 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 49 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 52 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 54 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 55 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| GUACAMAYA ROJA | | | | | | |
| 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 3 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |

Elaboró: KC

Revisó: FE

Aprobó: MM

Emisión: 30/01/2020



Código: LAR-PR-002
 Versión: 7
 Página 3 de 3



| | | | | |
|----------------|---|---|---|---|
| 7 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 11 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 14 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 23 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 25 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 27 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 28 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 33 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 38 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 46 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 47 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 50 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 51 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 53 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| GUACAMAYA AZUL | | | | |
| 4 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 5 | 1 | 0 | 0 | 0 |

OBSERVACIONES: Este informe sustituye al protocolo 144/2021, la razón del cambio se adjunta prueba que cliente solicitó que se realizara

Método de Referencia: OIE Manual of Diagnostic Test and Vaccines for Terrestrial Animal. Los títulos de HI para NC e IA que sean menores a 4 log₂ se consideren Negativos
Prueba de HIIA, HINC acreditada por Oficina Guatemalteca de Acreditación OGA-LE-069-16



(Handwritten signature)

"El documento legal es el informe original"

Este documento no puede ser reproducido en forma parcial o total, sin la autorización de este laboratorio"

(Handwritten signature)

Gerente Técnico / Suplente

M. V. Francisco Escobar
 LARRSA-FMVZ/USAC

FMVZ / USAC,
 Edificio M-10
 +502 24188412 y 24188314



Analista
 Técnico Diego Zapeta
 LARRSA-FMVZ/USAC

http://www.sitios.usac.edu/larrsa_wp
 larrsa@usac.edu.gt
 larrsa.resultados@usac.edu.gt

Elaboró: KC

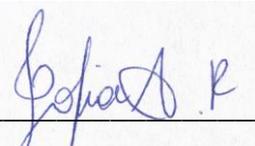
Revisó: FE

Aprobó: MM

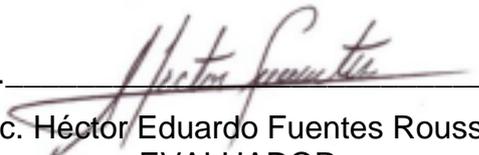
Emisión: 30/01/2020

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**“DETERMINACIÓN SEROLÓGICA DE ANTICUERPOS
CIRCULANTES CONTRA VIRUS DE NEWCASTLE E INFLUENZA
AVIAR EN GUACAMAYAS (*Ara macao*, *A. militaris*, *A. ararauna*)
DEL ZOOLOGICO XEJUYUP DEL IRTRA, RETALHULEU,
GUATEMALA”**

f. 
Sofia Abarca Ril

f. 
M.Sc. Lucero Serrano Arriaza
ASESOR PRINCIPAL

f. 
M.Sc. Héctor Eduardo Fuentes Rousselin
EVALUADOR

IMPRIMASE

f.  
M.A. Rodolfo Chang Shum
DECANO