

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

**DETERMINACIÓN DE ANTICUERPOS CIRCULANTES CONTRA
LAS ENFERMEDADES DE NEWCASTLE E INFLUENZA AVIAR EN
ZOPILOTES DE CABEZA NEGRA (*Coragyps atratus*) EN
INMEDIACIONES DEL PARQUE ZOOLOGICO PETENCITO**



SERGIO ALEJANDRO MORALES MONTERROSO

GUATEMALA, JULIO 2010

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

**DETERMINACIÓN DE ANTICUERPOS CIRCULANTES CONTRA
LAS ENFERMEDADES DE NEWCASTLE E INFLUENZA AVIAR EN
ZOPILOTES DE CABEZA NEGRA (*Coragyps atratus*) EN
INMEDIACIONES DEL PARQUE ZOOLOGICO RETENCITO**

TESIS

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE
LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

SERGIO ALEJANDRO MORALES MONTERROSO

AL CONFERÍRSELE EL GRADO ACADÉMICO DE

MÉDICO VETERINARIO

GUATEMALA, JULIO 2010

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

- DECANO:** Med. Vet. Leonidas Ávila Palma
- SECRETARIO:** Med. Vet. Marco Vinicio García Urbina
- VOCAL I:** Med. Vet. Yeri Edgardo Veliz Porras
- VOCAL II:** Mag. Sc. M.V. Fredy Rolando González Guerrero
- VOCAL III:** Med. Vet. Y Zoot. Mario Antonio Motta González
- VOCAL IV:** Br. Zet Levi Samayoa López
- VOCAL V:** Br. Luis Alberto Villeda Lanuza

ASESORES

- Med. Vet. Consuelo Beatriz Santizo
- Med. Vet. Jaime Rolando Méndez
- Med. Vet. Miguel Fernando Martínez

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

EN CUMPLIMIENTO A LO ESTABLECIDO POR LOS PRECEPTOS
QUE ESTABLECE LA LEY DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS
DE GUATEMALA

PRESENTO A CONSIDERACION DE USTEDES EL TRABAJO DE
TESIS TITULADO

**DETERMINACIÓN DE ANTICUERPOS CIRCULANTES CONTRA
LAS ENFERMEDADES DE NEWCASTLE E INFLUENZA AVIAR EN
ZOPILOTES DE CABEZA NEGRA (*Coragyps atratus*) EN
INMEDIACIONES DEL PARQUE ZOOLOGICO PETENCITO.**

EL CUAL FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA, PREVIO
A OPTAR AL TITULO PROFESIONAL DE

MÉDICO VETERINARIO

TESIS QUE DEDICO

A LA NATURALEZA EN PLENO, que sin ella no existiríamos.

A GUATEMALA, país de maravillas, de las que todos somos responsables de cuidar y conservar.

A PETEN, refugio de vida, hogar de una gran biodiversidad y fuente de inspiración.

A LA CIENCIA, pues a través de la investigación es como alcanzamos el conocimiento y las posibilidades para comprender el mundo.

A TODOS aquellos que ansían con innovar, descubrir, investigar e indagar y que están dispuestos a exigirse a fin de cumplirlo.

A MIS PADRINOS, Ligia, Edy y David quienes sembraron la semilla de la inquietud por la investigación y lograr imposibles.

AGRADECIMIENTOS

A LA VIDA, por permitirme respirar cada día, sonreír y soñar con el día siguiente. Por las pruebas y las respuestas que ha puesto frente a mí, por las constantes maravillas y cuestionamientos, y permitirme VIVIR, no solo existir.

A MIS PADRES, por ser la fuente que me otorgó la vida, por su apoyo incondicional de cerca y de lejos, por sus consejos, por no dejarme caer en ningún momento, insistir en mi desarrollo profesional y personal, por recordarme que soy capaz de lograr mis metas por más difícil que sea el camino y que puedo y debo salir adelante con la frente en alto.

A MI HERMANA, que me ha conferido la responsabilidad de ser un hermano mayor y de ser un ejemplo a seguir, porque su presencia en mi vida me hace querer mejorar día a día, por escucharme y ser un hombro que no me deja, por su comprensión y paciencia.

A MIS AMIGOS, Adriana, Alba, Andrea, Ana Silvia, Candy, Jessika, Magnolia, Sarah, Silvia, Andrés, Arturo, Jorge, Estuardo, Luis, José Bernardo, José Miguel, Michael, por haberme presionado con cumplir mis metas y por su continuo apoyo en este andar.

A MI FAMILIA COMPLETA, Primas y Primos, Ana Lucia, Andrea, María José, Silvia, Valerie, Darío, Javier, Josué, Tono. Tías y Tíos, Carol, Ilduara, Paty, Letty, Antonio, Edgar, José Luis, Juan Carlos. Por su apoyo en mi carrera, su aliento para darle vida a mis proyectos, su sinceridad y buenos deseos.

A MIS ASESORES, quienes creyeron en mí y fueron claros, concisos y exigentes con lo que esperaban de mí y de mi trabajo, por sus observaciones y consejos, que guiaron y facilitaron el camino de esta investigación.

A MIS CATEDRATICOS, en especial Jorge Orellana, Andrea Portillo, Gustavo Cardona, Manuel Rodríguez, que me enseñaron los fundamentos de la medicina veterinaria y me exigieron y demostraron que es mejor comprender que memorizar.

AL PERSONAL DE Petencito, ARCAS, Rastro de Santa Elena, en especial a Abel Suchite, Abelardo Chub, y Julio Hernández.

A GABRIELA DAVILA, por toda la ayuda y apoyo en lograr esta meta, por compartir de cerca una fracción de la vida y aprender de ella.

A TODOS quienes colaboraron directa e indirectamente en mi formación profesional y la realización de esta investigación.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	01
II. HIPÓTESIS	02
III. OBJETIVOS	03
3.1. General	03
3.2. Específicos	03
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	04
4.1. Zopilote de cabeza negra (<i>Coragyps atratus</i>)	04
4.1.1. Taxonomía	04
4.1.2. Origen etimológico	04
4.1.3. Identificación física	04
4.1.4. Rango geográfico	05
4.1.5. Hábitat	05
4.1.6. Reproducción	05
4.1.7. Comportamiento	06
4.1.8. Importancia económica para el humano	07
4.1.9. Datos de conservación	07
4.2. Influenza Aviar	07
4.2.1. Agente etiológico	08
4.2.2. Distribución	08
4.2.3. Transmisión	09
4.2.4. Especies susceptibles	09
4.2.5. Sintomatología	10
4.2.6. Lesiones macroscópicas	10
4.2.7. Lesiones microscópicas	10
4.2.8. Diagnóstico	11
4.2.9. Tratamiento	12

4.2.10.	Prevención y control	12
4.2.11.	Importancia en salud pública	12
4.3.	Enfermedad de Newcastle	13
4.3.1.	Agente etiológico	13
4.3.2.	Distribución	14
4.3.3.	Transmisión	14
4.3.4.	Sintomatología	14
4.3.5.	Lesiones macroscópicas	16
4.3.6.	Lesiones microscópicas	17
4.3.7.	Diagnóstico	17
4.3.8.	Tratamiento	18
4.3.9.	Prevención y control	18
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	19
5.1.	Materiales	19
5.1.1.	Recursos humanos	19
5.1.2.	Recursos de laboratorio	19
5.1.3.	Recursos de campo	19
5.1.4.	Recursos biológicos	19
5.1.5.	Centros de referencia	19
5.2.	Métodos	20
5.2.1	Diseño del estudio	20
5.2.2	Muestreo	20
5.2.3	Captura	20
5.2.4	Obtención de la muestra biológica	21
5.2.5	Metodología de laboratorio	22
5.2.5.1.	Inmunodifusión en agar gel, para diagnóstico de Influenza Aviar	22
5.2.5.2	Inhibición de la hemoaglutinación (HI), para diagnóstico de Enfermedad de Newcastle	22

5.2.6	Análisis de datos.....	23
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	24
6.1.	Anticuerpos contra Influenza Aviar	27
6.2.	Anticuerpos contra Newcastle	27
VII.	CONCLUSIONES	29
VIII.	RECOMENDACIONES	30
IX.	RESUMEN	32
X.	BIBLIOGRAFÍA	34
XI.	ANEXOS	37

I. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades de Newcastle e Influenza Aviar pueden afectar a todas las especies aviares, son de distribución cosmopolita en sus diversas variantes y serovariedades. Los agentes etiológicos de ambas enfermedades tienen buena resistencia a las condiciones climáticas, esto aunado a la abundancia de aves silvestres locales y migratorias y avicultura del país, hace necesaria la investigación sobre el estado inmunológico de los animales silvestres en general para complementar los estudios en animales de producción y compañía.

El zopilote de cabeza negra (*Coragyps atratus*) es una especie abundante en Guatemala, cohabitando en la totalidad de nuestros ecosistemas naturales así como en la mayoría de los asentamientos humanos, a nivel latinoamericano se han realizado estudios en relación a su distribución, etología, reproducción y hasta se han realizado planes de mitigación de poblaciones; todo esto careciendo total o parcialmente de datos veterinarios. En la actualidad en las inmediaciones del parque zoológico Petencito se pueden encontrar abundantes individuos de esta especie, una fracción de la población que arriba para alimentarse de los desechos del parque, de carroña natural de la península de Tayasal; y la otra fracción estable que utiliza esta área para anidamiento y habitación. La alta densidad de esta especie en el lugar aumenta la probabilidad de transmisión de enfermedades infecciosas entre los animales silvestres en cautiverio y los de vida libre, poniéndose en riesgo también las aves silvestres locales.

Con este trabajo de investigación se pretende determinar el estado inmunológico de las enfermedades de Newcastle e Influenza Aviar en la comunidad de zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) en las inmediaciones del Parque Zoológico Petencito.

II. HIPÓTESIS

- Los zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) presentes en inmediaciones del Parque Zoológico Petencito presentan anticuerpos circulantes contra la enfermedad de Newcastle, e Influenza Aviar.

III. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

- Contribuir a la epidemiología de las enfermedades de Newcastle e Influenza Aviar en el zopilote de cabeza negra (*Coragyps atratus*) en inmediaciones de Parque Zoológico Petencito, Petén, Guatemala.

3.2. Objetivos específicos

- Determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra la enfermedad de Newcastle en zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) en inmediaciones del Parque Zoológico Petencito, Petén, Guatemala.
- Determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra Influenza Aviar en zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) en inmediaciones del Parque Zoológico Petencito, Petén, Guatemala.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Zopilote de cabeza negra (*Coragyps atratus*)

4.1.1. Taxonomía

Reino: Animalia

Phylum: Chordata

Subphylum: Vertebrata

Clase: Aves

Orden: Ciconiiformes

Familia: Ciconiidae

Género: *Coragyps*

Especie: *atratus* (6)

4.1.2. Origen etimológico

Género: Del griego: Korax = cuervo + gyps = buitre.

Especie: Del latín *atratus* = vestido de negro (luto) (6)

Es una especie que se ha beneficiado enormemente por las actividades humanas, y se encuentra en mayores números en áreas habitadas que en áreas boscosas.

Al igual que el zopilote de cabeza roja, sus poblaciones están en aumento y su distribución expandiendo como respuesta a los cambios climáticos y a la extensión de las poblaciones humanas. (3, 6)

4.1.3. Identificación física

- Largo: 50-69 centímetros
- Envergadura: 137 – 152 centímetros
- Peso: 2 – 2.7 Kg
- No existe dimorfismo sexual
- Cola corta y terminada en cuadrado

- Piernas largas, gruesas de color grisáceo
- Pico largo oscuro y grueso
- Cuello y cabeza grisáceos y desplumados
- Plumaje completamente negro excepto plumas primarias externas blancas.
- Longevidad: 21 años en cautiverio, 16 años confirmados en estado silvestre. (8, 14)

4.1.4. Rango geográfico

Son residentes de temperaturas tropicales y templadas, desde el sur de Canadá hasta Suramérica. En las porciones más nórdicas de su distribución presenta una migración sureña en el otoño y retorno en primavera. (3, 6)

4.1.5. Hábitat

Se mantiene en áreas abiertas, evitando bosques densos; siendo fácilmente visible en bajos, campos abiertos, terreno desértico, basureros, áreas urbanas y rurales. Habita sin problema desde dunas desérticas hasta pantanos. (15)

4.1.6. Reproducción

Son de comportamiento monógamo, produciendo usualmente una cría por temporada, anidan en el piso o cavernas pequeñas, orillas de acantilados, paredes de piedra, troncos huecos, en orillas de edificios. No utilizan ningún material específico para la construcción de su nido. Ambos padres incuban los huevos, usualmente la nidada es de dos huevos de color verde/azul pálido con manchas de color café. La eclosión se da posterior a 32 – 41 días, el o los pichones dejan el nido en 63 a 70 días de nacidos. La cáscara de sus huevos se ve afectada negativamente por la presencia de pesticidas como el DDT. (15)

4.1.7. Comportamiento

- Vuelo

El despegue se da con aleteos fuertes y cortos, transformándose pronto en un planeo corto interrumpido por aleteos rápidos. Su deslizamiento es laborioso ya que aletea frecuentemente para mantenerse en el aire debido a su peso. (3, 6, 15)

- Alimentación

Localiza su alimento por visualización del mismo, su sentido del olfato no es muy desarrollado en comparación con el zopilote de cabeza roja (*Cathartes aura*), especie con la que cohabita y la utiliza como localizadora de alimento. Se alimenta de carroña, carne fresca, desechos humanos. Al descubrir un cadáver o fuente de alimento un zopilote en solitario circula el aire por varias horas atrayendo a otros individuos, hasta que se dejan caer en picada con aleteos frenéticos que llaman la atención de otros ejemplares hacia la fuente de alimento. Se han registrado individuos alimentándose de crías de garza, patos domésticos, becerros recién nacidos, mamíferos y aves pequeñas, fruta madura y podrida, hasta tortugas juveniles. (3, 6, 15)

- Social

Grupos sociales amplios, núcleo familiar cercano y extendido por varias generaciones. Las parvadas son de hasta 240 individuos. Altamente agresivo frente a otras especies de zopilote al momento de alimentarse, sumiso ante aves de rapiña e indiferente con mamíferos. Entre la misma especie suelen pelear con garras, picos, aleteos, apuntando hacia la cabeza del contrincante; con trozos de alimento muy grandes se observan hasta cuatro animales desgarrando el alimento, animales solos suelen comprimir su cuello contra el suelo a modo de empujar el alimento hacia adentro. En estudios de relación de poblaciones, los zopilotes de cabeza negra excedieron en número a los zopilotes de cabeza roja en relación de 2:1 en Costa Rica y 4:1 en Panamá. (3, 6, 15)

4.1.8. Importancia económica para el humano

Negativa: En grandes números pueden ser peligrosos para animales recién nacidos, se reproducen indiscriminadamente en basureros y áreas de desarrollo poblacional descontrolado así como en grandes urbes.

Positiva: Son altamente efectivos como animales de limpieza para cadáveres producto de muertes en carreteras y reciclan material orgánico del paisaje urbano. (15)

4.1.9. Datos de conservación

- Lista Roja UICN: Baja importancia
- Acta de aves migratorias (EE.UU.): Protegido
- CITES: Ningún renglón específico.
- Lista Roja CONAP: Sin clasificación.

4.2. Influenza aviar

La influenza en general es una afección causada por virus de influenza A perteneciente a la familia de los orthomixovirus, afectando a mamíferos y aves. Por sus propiedades, es transmisible y transportable por diversas especies aviares, variando grandemente en su patogenicidad de especie a especie; variando también sus tasas de mortalidad y morbilidad. Para su diagnóstico se utilizan los signos clínicos, la historia y finalmente la serología. Es una enfermedad de alta importancia en salud animal, por sus variantes genéticas, su transmisión, las implicaciones epidemiológicas al verse afectadas aves silvestres migratorias, y las económicas al afectar poblaciones de aves domésticas con fin productivo.

4.2.1. Agente etiológico

Orthomixovirus de influenza aviar tipo A. Existen 16 grupos basados en hemoaglutinina y nueve basados en neuroaminidasa, que combinados

generan las diversas variantes antigénicas del mismo virus. Para su nomenclatura se utiliza la H de hemoaglutinina y la N de neuroaminidasa seguidas del número de la variante. (4, 5)

Es un virus pleomorfo, de cadena ARN, con simetría hélica y proyecciones de glicoproteína de la envoltura que tienen actividad hemoaglutinante y neuroaminidasa. Se replica en el núcleo de la célula que afecta.

La configuración antigénica del agente no determina su patogenicidad ni su especificidad por completo, el virus es extremadamente variable, pudiendo producir naturalmente en aves silvestres infecciones con dos o más variantes en un solo individuo. (4, 5)

4.2.2. Distribución

Cosmopolita, variantes antigénicas se distribuyen en diferentes continentes, aunque estudios recientes confirman que su distribución se encuentra ligada a aves silvestres, migratorias y residentes, no solo a la población de aves domésticas. (4, 5, 17)

4.2.3. Transmisión

Horizontal (heces, aerosoles, secreciones, fómites, personal). No existe transmisión vertical dado que el embrión muere dentro de los huevos puestos en periodo de virulencia. (5, 17)

Resistencia del virus: En heces 30 días a 4 grados centígrados. 7 días a 20 grados centígrados. Ejemplos de su resistencia incluyen la recuperación de virus en heces 105 días después de la despoblación de un galpón y de estanques y cuerpos de agua mientras aves migratorias estuvieron presentes. (4, 5)

Periodo de incubación: De pocas horas a 7 días, dependiendo de la patogenicidad del virus, la dosis infectiva, la vía de infección, se utiliza como promedio 3 días. (4, 5, 17)

4.2.4. Especies susceptibles

Aves en general, los anátidos presentan infección subclínica, generalmente con infecciones entéricas, transformándose en portadores asintomáticos que diseminan virus por largos periodos de tiempo. Algunos mamíferos son susceptibles a algunas variantes del virus, confirmado en cerdos, humanos, equinos, hurones, monos, focas, ballenas, gatos y humanos. (7, 10)

Dentro de las poblaciones domésticas las aves involucradas con mayor frecuencia, son los pavos, seguidos por los pollos. Se han confirmado infecciones en aves silvestres migratorias, aves playeras, marinas, psitácidos, faisanes, perdices y gansos. (4, 7, 10)

4.2.5. Sintomatología

Hay muchas variantes, dependiendo de la especie, edad, sexo, infecciones secundarias, ambiente, entre otras la sintomatología de la misma variante puede cambiar.

Asociada principalmente con infecciones medias o subclínicas con sintomatología respiratoria, presentando sinusitis, tos, estertores, estornudos, lagrimeo, anorexia, emaciación, aumento de cloquera en gallinas, baja postura, plumas erizas, edema cefálico, diarrea y trastornos nerviosos. (4)

En casos de alta patogenicidad, la muerte ocurre en 24 – 48 horas, presentando secreciones sanguinolentas, desordenes neurales, áreas de piel

desnuda cianóticas, edema cefálico, diarrea. Huevos deformes o fárfaros, parálisis, convulsiones, muerte súbita. (5, 7, 10, 17)

La morbilidad y mortalidad están mal definidas, pudiendo variar ambas desde irrelevantes hasta el 100%. Esto ocurre debido a que están ligados directamente a la cepa, el huésped, medio ambiente, edad, infecciones secundarias y tamaño de la población. (4, 7, 17)

4.2.6. Lesiones macroscópicas

Inflamación catarral, fibrinosa, serofibrinosa, mucopurulenta o caseosa en los senos. Edema de la mucosa traqueal, con exudado seroso o caseoso. Engrosamiento de sacos aéreos, con presencia de exudado. Enteritis catarral o fibrinosa. Salpingitis en reproductoras. (4, 7)

En casos de alta patogenicidad puede no observarse lesión alguna por tratarse de afecciones fulminantes. De encontrarse lesiones pueden ser desde una deshidratación leve hasta observar hemorragia y congestión de serosas y mucosas, consolidación pulmonar, caseificación que involucra sacos aéreos, necrosis focal en piel u órganos internos. Hemorragias petequiales en corazón, pechugas y muslos. Hipertrofia de cresta y barbillas, páncreas con manchas amarillas y rojas. (5, 7, 10, 17)

4.2.7. Lesiones microscópicas

En casos clínicos de infección natural se han reportado cefalitis no supurativa, pancreatitis necrotizante, miocitis necrotizante afectando músculos esqueléticos y oculares, infiltración de macrófagos y linfocitos en focos neumónicos. La miocarditis y la necrosis linfoide son lesiones frecuentemente observadas en infecciones experimentales. (4, 7)

4.2.8. Diagnóstico

Lesiones observadas en necropsia aunadas a la anamnesis son parte del diagnóstico, el diagnóstico definitivo depende del aislamiento e identificación del virus.

El virus se recupera frecuentemente de heces, cloaca, hisopados orofaríngeos en aves vivas, por ser las principales vías de transmisión. A la necropsia se recomienda obtener muestras de tráquea, pulmón, sacos aéreos e intestino, como órganos indispensables, pudiendo obtener también muestras de bazo, riñón, cerebro, hígado y corazón, ya sean por separados o en conjunto ya que en infecciones con cepas altamente patógenas, cualquier órgano es útil. (4, 5, 10, 19)

Aislamiento viral por inoculación de embriones se realiza con embriones de 10 a 11 días, manteniéndolos en incubación y observándolos, se espera la muerte por el virus de influenza en 48 a 72 horas, la replicación viral se comprueba observando actividad hemoaglutinante sobre eritrocitos en el líquido alantoideo. Ya con el virus aislado, se procede a su identificación por pruebas con antisuero y evidenciando la porción de hemoaglutinina y de neuroaminidasa que posee el virus aislado. (5, 7, 10, 17)

Las pruebas serológicas son útiles después de 7 días de sucedida la infección. Las más comúnmente utilizadas son: Inhibición de la hemoaglutinación (HI) para detectar anticuerpos contra la hemoaglutinina y la inmunodifusión en agar para detectar anticuerpos contra la neuroaminidasa. Otras pruebas serológicas utilizadas en el diagnóstico incluyen, ELISA, anticuerpos fluorescentes, PCR. (4, 10, 17)

Las muestras para el diagnóstico deberán ser preservadas a -20°C.

Se debe tomar en cuenta el diagnóstico diferencial con Newcastle y otros paramyxovirus, clamidiosis, micoplasmosis y otras bacterias.

4.2.9. Tratamiento

El hidrocloreuro de amantadina ha sido utilizado como tratamiento sintomatológico en algunas especies, aunque se ha observado resistencia por parte de variantes de este virus al tratamiento. Tratamiento usual de aves de corral es eliminación de la población en su totalidad. (4, 7, 17)

4.2.10. Prevención y control

La premisa de control es separación de aves susceptibles de aves enfermas y sus secreciones. Evitar contacto entre aves recuperadas y aves susceptibles. Control en el contacto de aves silvestres, principalmente con anátidos migratorios con poblaciones afectadas y/o susceptibles. (4, 5)

Es una enfermedad de reporte obligatorio, en donde brotes de alta patogenicidad se tratan con cuarentena completa y eliminación de la población aviar completa de las explotaciones comerciales afectadas.

En explotaciones aviares se recomienda la profilaxis con vacuna recombinante, produciendo inmunidad humoral y celular a la vez que permite la diferenciación entre desafío de campo y vacunación. Existen también las vacunas oleosas preparadas a base de líquido alantoideo infectivo inactivado. (7, 17, 19)

4.2.11. Importancia en salud pública

La variante H5N1 causa una severa infección en humanos, con reportes de alta morbilidad y mortalidad (aproximadamente 72%), aunque la transmisión

es únicamente ave – humano, la posibilidad de una transmisión humano – humano aumenta con las múltiples y frecuentes mutaciones que el virus presenta. (7)

4.3. ENFERMEDAD DE NEWCASTLE

Es una enfermedad causada por un paramyxovirus de la familia paramyxoviridae, es altamente contagiosa y frecuentemente fatal en aves, con sintomatologías muy variables, existiendo variantes tan virulentas que afectan inclusive aves previamente inmunizadas. Se han realizado diversas clasificaciones dependiendo de su virulencia, de su patogenicidad y de su área de afección, complicando en ocasiones su nomenclatura. Muchas especies silvestres pueden no presentar sintomatología y en el caso de los psitácidos desarrollan una infección persistente; ha sido aislado en cormoranes y columbiformes silvestres. Puede ser transmitido y producir sintomatología clínica en humanos. (4, 9, 11, 16)

4.3.1. Agente etiológico

Es causada por el virus PMV-1 de la familia paramyxoviridae, compuesto de cadena única linear de ARN con simetría de hélice, de genoma sencillo no segmentado de polaridad negativa. El genoma total es de aproximadamente 16,000 nucleótidos, su replicación se da a nivel de citoplasma de la célula huésped. Existen nueve serotipos reconocidos. Es un virus hemoaglutinante. (2, 4, 7)

Tiene actividad hemoaglutinante y de neuroaminidasa, es así como se clasifican todos los paramyxovirus, el virus PMV-1 en específico es muy variable, presentando cepas de alta y baja patogenicidad. (4)

4.3.2. Distribución

Cosmopolita en sus diferentes variantes. Por sus importancia en producción avícola se controla el intercambio de especímenes potencialmente enfermos o portadores, no existen estudios acerca de su transmisión por aves migratorias, aunque se identifican a los anátidos como altamente resistentes. (1, 2)

La distribución total de la enfermedad es difícil de establecer, debido a los grandes programas de erradicación y vacunación a nivel mundial, se conoce que aun está presente en Asia, América, África y que hay variantes en pichones en Europa. (4)

4.3.3. Transmisión

Horizontal, por contacto entre aves infectadas, secreciones, aerosoles, fómites, medios de transporte, agua, alimento. Altamente transmisible en grandes concentraciones de aves. Se da por dos vías principales, inhalación e ingestión. Durante la enfermedad hay grandes liberaciones de virus en heces, así como en gotitas procedentes del aparato respiratorio. (4, 13, 16)

La transmisión vertical no está reconocida como tal, a pesar de que hay pichones que nacen con la infección presente, el virus puede atravesar el cascarón, proveniente de las heces de la madre, lo que complica evaluar la procedencia de la infección. Existe reporte de huevos con embriones infectados y muertos durante la incubación, y estos son altamente infectivos. (4, 13, 16)

El virus sobrevive varias semanas en ambientes húmedos y templados, tanto en plumas del ave como en material orgánica. En psitácidos del genero amazona se han reportado diseminación de virus de animales asintomáticos

por 400 días, tiempo mucho mayor que el de aves de corral que es de aproximadamente catorce días. (4, 11)

Tiene un periodo de incubación de dos a quince días, que depende de si se observa sintomatología o no y de la cepa que afecta. Persiste en agua por 21 días y en cadáveres a temperaturas cálidas por siete días. (1, 13, 16)

4.3.4. Sintomatología

No siempre se observa sintomatología clínica, depende de la cepa que afecta al ave, edad, especie del huésped, estado inmune, estrés ambiental, vía y dosis de exposición. Cuando sí se observa sintomatología, es común clasificarlas de acuerdo a los patotipos conocidos, como presentación velogénica viscerotrópica, velogénica neurotrópica, mesogénica, lentogénica. En casos de cepas muy virulentas, puede haber muerte súbita sin sintomatología previa. (1, 2, 4)

- **Velogénica viscerotrópica**

Presentan edema de la cara, problemas respiratorios, depresión, cianosis causada por la presión del edema craneal y la baja circulación que esto provoca, diarrea verdosa. Generalmente inicia con apatía, hiperpnea, debilidad, continua a postración y finaliza con la muerte, pudiendo en cualquiera o todas de estas fases presentar temores, torticolis, parálisis u opistótonos. (4, 9, 13, 16)

- **Velogénica neurotrópica**

Inicia con una afección respiratoria severa, seguida por signos nerviosos, torticolitis, opistótonos, parálisis de las alas y patas, conjuntivitis, huevos fárfaros o deformes, presentando una morbilidad del 100% y una mortalidad de 50% en

adultos y en jóvenes de 90%. No hay lesiones intestinales y hay ausencia de diarrea. (4, 9, 13, 16)

- Mesogénica

Se caracteriza por presentar problemas respiratorios, baja en la postura, con o sin presencia de signos nerviosos, existe mortalidad baja y depresión de las aves. La mortalidad es baja en juveniles excepto en aves muy susceptibles o estresadas. (4, 9, 13, 16)

- Lentogénica

Por lo general no producen enfermedad en adultos, la sintomatología es leve y causa baja morbilidad en aves jóvenes. Su afección es principalmente económica en aves cercanas a sacrificio ya que produce aerosaculitis y/o colisepticemia, causando el decomiso del ave. (4, 9, 13, 16)

4.3.5. Lesiones macroscópicas

Son muy variables y son dependientes a la cepa que afecte, y la especie afectada, el nivel de presencia del virus en el hospedero y el nivel de inmunidad que el ave posea previa infección, no existen lesiones patognomónicas. (1, 9, 13, 16)

Suelen encontrarse lesiones hemorrágicas y tapones de sangre en tráquea lesiones hemorrágicas en proventrículo, erosión de la cloaca, hemorragias entéricas, tonsilas cecales hemorrágicas, aerosaculitis, folículos ováricos degenerados. (1, 4, 9)

Las lesiones en aparato digestivo están por lo general en proventrículo, ciegos, intestino delgado en general, hemorragias extensas en la pared intestinal y focos linfoides. (1, 4, 9)

4.3.6. Lesiones microscópicas

Al igual que la sintomatología y las lesiones macroscópicas, dependen de la especie avícola, cepa, vía y dosis infectiva que afecten al huésped. (1, 4, 9)

Se observa hialinización de los capilares y arteriolas, trombosis hialina en vasos pequeños, necrosis endotelial en vasos sanguíneos, destrucción de linfocitos y degeneración de la bursa. Las células ciliadas del aparato respiratorio pierden cilios a dos días de la infección, se observa infiltración celular compuesta de linfocitos y macrófagos. En algunos casos se observan lesiones necróticas en hígado, infiltración linfocítica en páncreas. (4)

En hembras se observa atresia de folículo con infiltración de células inflamatorias y formación de agregados linfoides.

4.3.7. Diagnóstico

Diagnóstico presuntivo se puede realizar por necropsia, lesiones en tracto respiratorio y digestivo. No existe lesión patognomónica asociada a ninguna especie avícola ni a cepa infectiva. Se requiere laboratorio para confirmar diagnóstico. (1, 2, 4)

Se utilizan pruebas serológicas, entre las pruebas utilizadas esta ELISA, PCR, secuencia de ADN, Inhibición de la hemoaglutinación, neutralización en placa, inmunodifusión radial, hemólisis radial, precipitina en agar y cultivos celulares primarios para aislar el virus. (1, 2)

Diagnóstico diferencial con Bronquitis infecciosa, Coriza infecciosa, Influenza aviar, Encefalomiелitis, Intoxicaciones. (13)

Muestras a remitir para diagnóstico: Suero sanguíneo, hisopados de tráquea y cloaca, muestras histológicas de pulmón, cerebro, hígado y riñón. (11, 13)

4.3.8. Tratamiento

No existe, solo el control de infecciones secundarias. (4, 9, 11, 13)

4.3.9. Prevención y control

La premisa de control es evitar el ingreso y diseminación del virus, esto se logra por medio de restricciones comerciales a países infectados, decomiso de aves y productos aviares, cuarentena obligatoria, legislación del reporte obligatorio de la enfermedad a las autoridades. A nivel de granja, la premisa es bioseguridad, control de aves silvestres, compra de aves de fuentes conocidas y sanas, vacunación. (4, 13)

Aislamiento de brotes, destrucción de aves expuestas, limpieza y desinfección de áreas afectadas. Disposición correcta de cadáveres, control de plagas, descanso de 21 días al área donde hubo aves afectadas, restricción de tráfico humano. (9, 16)

En explotaciones de aves de corral a nivel internacional se recomienda la vacunación como preventivo y barrera a la dispersión de la enfermedad. (1, 11, 13)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales

5.1.1. Recursos Humanos

- Estudiante de Medicina Veterinaria
- Asesores de tesis
- Jauleros de Petencito
- Ayudantes de campo

5.1.2. Recursos de Laboratorio

- Jeringas de 5cc
- Agujas 23 x 1"
- Tubos vacutainer sin anticoagulante
- Microtainers para suero
- Hielera

5.1.3. Recursos de Campo

- Red de captura
- Lazo
- Cebo
- Trampa de caja
- Horquillas tarsales

5.1.4. Recursos biológicos

- Zopilotes de cabeza negra
- 2cc de sangre por animal

5.1.5. Centros de referencia

- Laboratorio de ornitopatología de la Universidad de San Carlos de Guatemala

5.2. Métodos

5.2.1. Diseño del estudio

Es un estudio descriptivo de corte transversal en donde se determinará la presencia de anticuerpos circulantes en zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) en inmediaciones del parque zoológico Petencito.

5.2.2. Muestreo

Se realizó un muestreo por conveniencia capturando un total de 20 individuos de diversas edades, sin diferenciación de sexo, en las inmediaciones del parque zoológico Petencito, utilizando como puntos de referencia donde existan fuentes de alimento y nidos.

Los criterios de las fuentes de alimento utilizadas como cebo fueron los siguientes:

Alimentos artificiales: Vísceras, carcasas de animales obtenidas fuera del parque, previa inspección veterinaria, ofrecidas dentro y debajo de las trampas.

Alimentos aberrantes: Basura, restos de comida y de basura dejada por los visitantes del parque, colocadas dentro de trampas y los animales que frecuentan los depósitos de basura serán capturados en los mismos.

5.2.3. Captura

Se utilizaron varios métodos de captura, captura manual, red elevada, trampa de caja y red en piso.

Trampa de caja: Se construyó la estructura de tubo PVC de ½ pulgada y recubriéndose con malla hexagonal, colocando el cebo dentro de ella y abriendo una de las caras laterales de la caja, para ser activada a distancia de forma manual para cerrar y capturar a los especímenes. Las medidas de la

caja construida fue de 1.75 x 1.75 x 3.00 metros y se accionó por medio de lazos a 30 metros de distancia. (Anexo 1)

Captura manual: Se utilizó con pichones, capturándolos por los miembros pélvicos, posteriormente asegurando la cabeza y tapando los ojos.

Red Elevada: Se colocaron cebos, debajo de una red alzada en varas de madera de 1.80 metros de largo, inclinadas, uniendo en un solo nudo las varas posteriores y en otro nudo la anteriores para acelerar la caída de la red, fue accionada por medio de un lazo a 50 metros de distancia. La red utilizada fue de nylon anudado de 8.00 x 4.00 metros. (Anexo 2)

Red en piso: Se colocó un cebo cubierto por una red delgada de nylon amarrada en las esquinas a un punto medio, que pasando por una polea elevada se accionó por medio de lazo a una distancia de 50 metros. La red utilizada fue de 3 x 3 metros.

5.2.4. Obtención de la muestra biológica

Se utilizó la vena alar derecha para el muestreo, en los casos que se falló en su localización o se creó hematoma, se utilizó la vena alar izquierda. (Anexo 3) Se obtuvieron 2 mililitros de sangre entera, dejándolos reposar en una gradilla, se centrifugaron para separar el suero, trasvasándolo después a microtainers colocados en refrigeración para su traslado al laboratorio de ornitopatología de la USAC – FMVZ. Los especímenes capturados se marcaron con un crayón de parafina rojo en el dorso, pecho y cabeza (Anexo 4), así mismo se les colocó un anillo plástico en la pata derecha. Se mantuvo registro escrito de los individuos capturados, anotando la ubicación, edad aproximada

e identificación de la muestra enviada al laboratorio en un cuaderno de campo.

5.2.5. Metodología de laboratorio

5.2.5.1 Inmunodifusión en agar gel, para diagnóstico de Influenza Aviar

Prueba de tipo cualitativo para determinar si hubo o no contacto con el agente, en aves de corral vacunadas no es determinante para saber si hay o no infección, ya que determina únicamente la producción o ausencia de un anticuerpo específico sin confirmar una producción reciente o la naturaleza de ésta. (12)

En esta prueba ambos, el antígeno y el anticuerpo son difundidos. Se utiliza una caja petri con agar gel, con fosos cavados en un diagrama de ruleta con un foso central y seis rodeándolo. Se coloca el antígeno en el foso central, en los fosos exteriores alternando suero control y suero examinado para separar bien las muestras. Se incuban a temperatura ambiente por 24 horas mínimo. (12)

Se registran como positivas las muestras que desarrollaron entre el foso central y el foso del anticuerpo una línea de difusión notoria, que representa la reacción antígeno-anticuerpo en agar, evidenciando la producción de anticuerpos por el espécimen muestreado. Se registraron como negativos los especímenes que no formaron dicha línea de reacción.

5.2.5.2 Inhibición de la hemoaglutinación (HI), para diagnóstico de Enfermedad de Newcastle

Prueba de tipo cualitativo para determinar si hubo o no reacción del organismo al contacto de con el virus de Newcastle, ya que determina únicamente el título de anticuerpos circulantes que presenta la muestra. Se

puede asumir niveles de reacción vacunal o de protección ante infección según el título obtenido. (12)

En una placa de fosos de fondo "V" se diluyen PBS y suero en diluciones establecidas, produciendo diluciones en todos los fosos. Se adiciona el antígeno/virus en todos los fosos, dejando reposar. Se adicionan por último eritrocitos, mezclando suavemente todos los fosos meciendo la placa. Posterior a un reposo se observan los fosos y se examina la reacción, evaluando la inhibición de la hemoaglutinación. (18)

Se registraron como positivos y se estableció como valor a definitivo el título de aquellos fosos que presentaron inhibición de la hemoaglutinación total, dando como valor de referencia el título indicado por el primer foso en donde se observe esta reacción. Se registraron como negativos aquellos que no presentaron esta reacción en ninguno de los fosos o que igualaron a la reacción producida por el foso de control.

5.2.6 Análisis de datos

Los resultados obtenidos se presentan resumidos utilizando estadística descriptiva mediante tabla y gráfica. La tabla de resultados contiene datos de captura básicos y resultados finales.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A la prueba de Inmunodifusión en Agar Gel, los sueros examinados de los individuos capturados, no presentaron reacción, lo que indica ausencia de anticuerpos contra Influenza Aviar, como se observa a continuación.

MUESTRA	Fecha de muestreo	Edad aproximada	IA - Influenza Aviar	Ubicación
1	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
2	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
3	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
4	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
5	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
6	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
7	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
8	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
9	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
10	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
11	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O

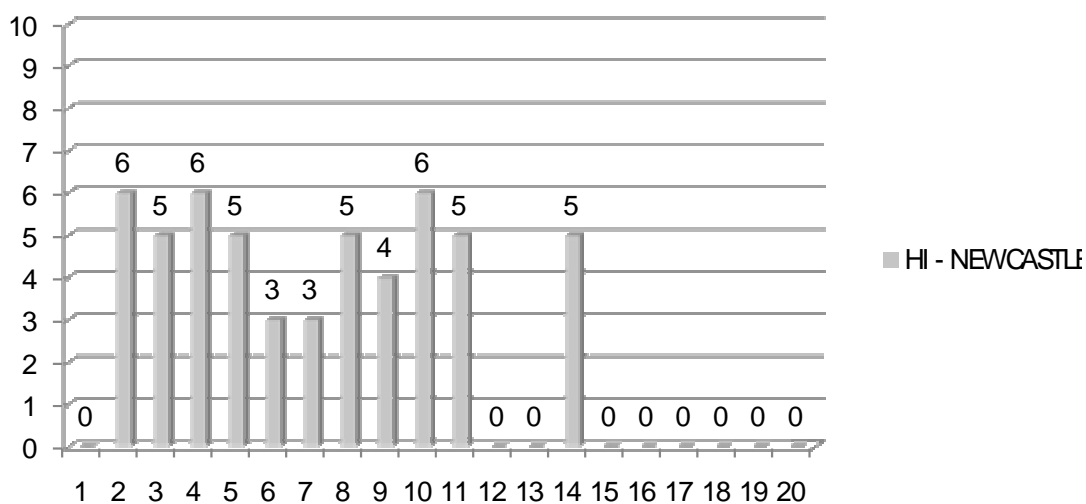
12	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
13	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
14	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
15	12/04/09	Adulto	Negativo	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
16	10/09/09	Pichón	Negativo	16°55'37.11" N 89°51'27.18" O
17	10/09/09	Pichón	Negativo	16°55'37.11" N 89°51'27.18" O
18	10/09/09	Pichón	Negativo	16°55'37.11" N 89°51'27.18" O
19	13/09/09	Adulto	Negativo	16°55'26.35" N 89°55'31.10" O
20	13/09/09	Adulto	Negativo	16°55'26.35" N 89°55'31.10" O

A la prueba de Inhibición de la hemoaglutinación, el 55% (Once muestras) de los sueros examinados evidenciaron presencia de anticuerpos contra la enfermedad de Newcastle, reacción que indica un desafío de campo y reacción inmunológica de los especímenes.

MUESTRA	Fecha de muestreo	Edad aproximada	HI - Newcastle	Ubicación
1	12/04/09	Adulto	0	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
2	12/04/09	Adulto	6	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
3	12/04/09	Adulto	5	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O

4	12/04/09	Adulto	6	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
5	12/04/09	Adulto	5	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
6	12/04/09	Adulto	3	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
7	12/04/09	Adulto	3	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
8	12/04/09	Adulto	5	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
9	12/04/09	Adulto	4	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
10	12/04/09	Adulto	6	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
11	12/04/09	Adulto	5	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
12	12/04/09	Adulto	0	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
13	12/04/09	Adulto	0	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
14	12/04/09	Adulto	5	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
15	12/04/09	Adulto	0	16°55'42.92" N 89°52'23.81" O
16	10/09/09	Pichón	0	16°55'37.11" N 89°51'27.18" O
17	10/09/09	Pichón	0	16°55'37.11" N 89°51'27.18" O
18	10/09/09	Pichón	0	16°55'37.11" N 89°51'27.18" O
19	13/09/09	Adulto	0	16°55'26.35" N 89°55'31.10" O
20	13/09/09	Adulto	0	16°55'26.35" N 89°55'31.10" O

20 sueros medidos en log₂



6.1 Anticuerpos contra Influenza Aviar

De los zopilotes muestreados, ninguno presentó anticuerpos circulantes contra el virus de Influenza Aviar de baja patogenicidad H5N2. La prevalencia fue del 0% al virus de Influenza Aviar de baja patogenicidad H5N2.

La ausencia de anticuerpos contra Influenza Aviar indica que los especímenes muestreados no han estado en contacto con el Virus, aún cuando el Virus ha sido aislado por medio de aislamiento virológico en nuestro país.

La ausencia de anticuerpos puede deberse a las condiciones de vida de la especie, que no le obligan a interactuar con otras aves portadoras del virus y que sus necesidades alimenticias se ven satisfechas con los desechos de alimentos de la colección y la basura producida por los visitantes del Zoológico Petencito.

Existe registro de resistencia natural de muchas especies aviares silvestres, pero ésta resistencia está validada con una reacción inmunológica cuantificable, mas no el desarrollo de sintomatología en todos los animales que entran en contacto con el agente, tal es el caso de los anátidos y psitácidos; por lo que se confirma la ausencia de contacto con el virus de Influenza Aviar.

6.2 Anticuerpos contra la enfermedad de Newcastle

De los zopilotes muestreados, once presentaron anticuerpos circulantes contra el Virus de la enfermedad de Newcastle. La prevalencia fue del 55% al Virus de la enfermedad de Newcastle. La alta prevalencia de esta enfermedad en los zopilotes de cabeza negra muestreados, demuestran que la especie es un reservorio del virus de la enfermedad de Newcastle.

Se determino la presencia de anticuerpos circulantes contra la enfermedad de Newcastle con un titulo HI promedio medido en log₂ de 4.8

Esta exposición puede verse originada de varias formas: **a.** Contacto con virus diseminado por otras aves silvestres; **b.** Exposición de un individuo de la colonia y su dispersión entre la población al momento de alimentarse, beber o perchar; **c.** Contacto con heces de otras especies o coespecíficos infectados en sitios de perchado, habitación o descanso, **d.** Inclusión de cadáveres de aves muertas por esta causa dentro de la dieta de una porción de la población de zopilotes. La transmisión vertical se toma como una baja probabilidad ya que los pichones muestreados dentro del área no presentaron anticuerpos.

Sin importar el nivel de virulencia y patogenicidad de la cepa de la Enfermedad de Newcastle que esté presente o la resistencia natural que posean, la población de zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) en las inmediaciones del parque zoológico Petencito ha estado expuesta al virus causante de la enfermedad, generando una respuesta inmune efectiva, haciéndolo resistente a la mortalidad observada en otras especies aviares por esta causa, así mismo convirtiendo a la población en un posible reservorio y/o diseminador del virus.

VII. CONCLUSIONES

1. Los zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) muestreados, en las inmediaciones del zoológico Petencito, Petén, Guatemala, no han estado expuestos al virus de Influenza Aviar.
2. Los zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) muestreados, en las inmediaciones del zoológico Petencito, Petén, Guatemala, no presentan anticuerpos circulantes contra Influenza Aviar.
3. Los zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) muestreados, en las inmediaciones del zoológico Petencito, Petén, han sido expuestos al virus causante de la enfermedad de Newcastle.
4. Los zopilotes de Cabeza negra (*Coragyps atratus*) muestreados, en las inmediaciones del zoológico Petencito, Petén, Guatemala, presentan una prevalencia del 55% y un título HI promedio Log₂ de 4.8, que, aunado a la ausencia de sintomatología clínica sugiere que son reservorios del virus.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Continuar con los estudios de la especie, en términos inmunológicos, ya que en este estudio han presentado respuesta inmunológica a virus considerados mortales para otras especies aviares.
2. Continuar el estudio de la cepa viral de la enfermedad de Newcastle que afecta a esta especie, para determinar su patogenicidad y el serotipo al cual pertenece.
3. Establecer si otras especies aviares, silvestres residentes en el área o en cautiverio, presentan anticuerpos contra la Enfermedad de Newcastle.
4. Establecer si otras especies aviares silvestres residentes o en cautiverio presentan anticuerpos contra Influenza Aviar.
5. Evaluar otras poblaciones de Zopilotes de Cabeza Negra para determinar la presencia o ausencia de anticuerpos contra Influenza Aviar.
6. Dejar las trampas por largos periodos de tiempo sin accionar, manteniendo el cebo, para que los especímenes se acoplen a la presencia de una nueva estructura y evitar el comportamiento neofóbico particular de la especie.
7. Utilizar trampas únicamente una vez en cada ubicación para periodos de trabajo cortos, ya que los especímenes fijan la relación de captura muy intensamente.

8. Utilizar vísceras a manera de cebo, ya que los especímenes muestran más curiosidad y se acercan más rápido que a los alimentos a los que están ya acostumbrados (basura).

IX. RESUMEN

El zopilote de cabeza negra (*Coragyps atratus*) es una especie abundante en el continente Americano, cohabitando en la totalidad de los ecosistemas naturales así como en la mayoría de los asentamientos humanos, se han realizado estudios en relación a su distribución, etología, reproducción y hasta planes de mitigación de poblaciones; todo esto careciendo total o parcialmente de datos veterinarios y el rol que esta especie tiene como reservorio de enfermedades aviares de importancia económica y sanitaria. Con esta investigación se generó conocimiento sobre la epidemiología de la enfermedad de Newcastle y de la Influenza Aviar en esta especie.

Se colectaron 20 muestras de igual cantidad de especímenes capturados en las inmediaciones del zoológico Petencito, Petén, Guatemala entre los meses de abril 2009 a septiembre 2009. Analizándose con prueba de Inhibición de Hemoaglutinación para determinar anticuerpos con la enfermedad de Newcastle e Inmunodifusión en agar gel para determinar anticuerpos contra influenza aviar H5N2.

A la prueba de Inmunodifusión en agar gel se obtuvo una prevalencia del 0%, concluyendo que los especímenes muestreados no han estado en contacto con el virus de la Influenza Aviar. A la prueba de inhibición de la hemoaglutinación se estableció una prevalencia del 55% y un título HI promedio Log₂ de 4.8, demostrando exposición al agente causal de la enfermedad de Newcastle.

Los Zopilotes muestreados mostraban un buen estado de salud, por lo que se consideran como posibles reservorios y/o diseminadores de la enfermedad.

Palabras clave: Zopilote de cabeza negra (*Coragyps atratus*), Influenza Aviar, Enfermedad de Newcastle.

ABSTRACT

The black headed vulture (*Coragyps atratus*) is an abundant species in the American continent, inhabiting the totality of natural ecosystems as human settlements. There has been research related with their distribution, ethology, reproduction and even mitigation plans, all in partial or total dismiss or veterinary data and the role that this specie has as reservoir on avian diseases of economical and health importance. With this research knowledge of this species epidemiology regard in Newcastle disease and Avian Flu was generated.

Twenty samples were collected from equal amount of specimens, captured in the vicinity of Petencito Zoo, Petén, Guatemala, between the months of April and September 2009. Analyzing samples with Haemagglutination Inhibition test for determination of antibodies against Newcastle disease and Agar Gel Immunodiffusion test for determination of antibodies against Avian Flu H5N2.

Agar Gel Immunodiffusion test had a 0% prevalence, concluding that the specimens samples have not been in contact with the Avian Flu virus. Haemagglutination Inhibition test had a 55% prevalence with an HI average title of Log₂ 4.8, proving exposure to the causal agent of Newcastle disease.

The black headed vultures sampled showed a good health status, henceforth are considered as plausible reservoirs and/or spreaders of Newcastle disease.

Key Words: Black headed vulture (*Coragyps atratus*), Avian Flu, Newcastle disease.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. American Veterinary Medical Association. 2006. Exotic Newcastle Disease Backgrounder. (en línea) Consultado 22 feb. 2008. Disponible en http://www.avma.org/reference/backgrounders/exotic_newcastle_bgnd.pdf
2. Avian Biotech Internacional. 2005. Newcastle Disease Virus (NDV). (en línea) Consultado 31 ene. 2008. Disponible en <http://www.avianbiotech.com/Diseases/Newcastle.htm>
3. Bildstein, KL; Bechard, MJ. 2007. Seasonal abundances and distributions of Black Vultures (*Coragyps atatus*) and Turkey Vultures (*Cathartes aura*) in Costa Rica and Panama: Evidence for reciprocal migration in the neotropics. (en línea) Consultado 04 mar. 2008. Disponible en <http://www.hawkmountain.org/media/144.pdf>
4. Calnek, BW; Barnes, HJ; Beard, CW. 1991. Enfermedades de las aves. Trad. 1995 Jorge Merigo. Editorial El Manual Moderno, México. P. 607 – 627 y 651 – 668.
5. Carter, GR; Wise, DJ; Flores, EF. 2006. Orthomyxoviridae. (en línea) Consultado 22 feb. 2008. Disponible en <http://www.ivis.org/advances/Carter/Part2Chap20/chapter.asp?LA=1#Avian>
6. Coleman, JS; Fraser, JD; Scanl, PF. 1988. Hematocrit and protein concentration of black vulture and turkey vulture blood. (en línea) Consultado 31 ene. 2008. Disponible en

<http://elibrary.unm.edu/sora/Condor/files/issues/v090n04/p0937-p0938.pdf>

7. College of Veterinary Medicine, University of Georgia. 2005. Highly Pathogenic Avian Influenza Virus H5N1 and Wild Birds. (en línea) Consultado 31 ene. 2008. Disponible en www.scwds.org
8. Elliott, G. 2001. *Coragyps atratus*, (en línea) Consultado 11 oct. 2007. Disponible en http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Coragyps_atratus.html.
9. Iowa State University College of Veterinary Medicine. 2005. Newcastle Disease. (en línea) Consultado 04 mar. 2008. Disponible en http://www.ivis.org/advances/Disease_Factsheets/newcastle_disease.pdf
10. Kitching, R. 2004. Management of Exotic Disease Outbreaks: Learning by Example. (en línea) Consultado 30 ene. 2008. Disponible en <http://www.ivis.org/proceedings/wbc/wbc2004/WBC2004-Kitchingsimple.pdf>
11. McMullin, P. 2004. A Pocket Guide to Poultry Health and Disease (Newcastle Disease (Paramyxovirus 1)) (en línea) Consultado 22 feb. 2008. Disponible <http://www.thepoultrysite.com/diseaseinfo/111/newcastle-disease-paramyxovirus-1>
12. Morilla, A; Bautista G, CR. 1986. Manual de inmunología. Editorial Diana, México. P. 300-301.

13. Newcastle Disease. The Merck Veterinary Manual, 8th ed. Edited by S.E. Aiello and A. Mays. Whitehouse Station, NJ: Merck and Co. 1998, pp. 1941–1942.
14. Peregrin Fund. 2008. Black vulture. *Coragyps atratus*. (en línea) Consultado 22 feb. 2008. Disponible en http://www.peregrinefund.org/Explore_Raptors/vultures/blackvul.html
15. Townsend, Charles Wendell. 2000. Black vulture (*Coragyps atratus atratus*) Habits. (en línea) Consultado 31 ene. 2008. Disponible en http://www.birdzilla.com/omnibus.asp?strType=Bent&strTitle=Black+Vulture &strURL=black_vulture.htm
16. Washington department of fish and wildlife. 2007. Fact sheet-Avian influenza. (en línea) Consultado 30 ene. 2008. Disponible en http://wdfw.wa.gov/factshts/avian_flu.htm
17. World Organization for Animal Health. 2001. Newcastle Disease. (en línea) Consultado 04 mar. 2008. Disponible en http://www.oie.int/eng/maladies/fiches/a_A060.htm
18. _____. 2004. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. Newcastle Disease. (en línea) Consultado 21 nov. 2008. Disponible en http://www.oie.int/fr/normes/mmanual/A_00038.htm
19. _____. 2005. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. Avian Influenza. (en línea) Consultado 21 nov. 2008. Disponible en http://www.oie.int/fr/normes/mmanual/A_00037.htm

XI. ANEXOS

Anexo 1 – Zopilotes de cabeza negra (*Coragyps atratus*) capturados con jaula de caja.



Anexo 2 – Trampa de red elevada.



Anexo 3 – Toma de muestra de la vena alar.



Anexo 4 – Marcaje.



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
LABORATORIO DE ORNITOPATOLOGIA Y AVICULTURA
PROTOCOLO No.: TESIS
TOTAL SUEROS: 15
FECHA RECIBIDO: 13/04/09
FECHA REALIZADO: 16/04/09
REMITIDO POR: SERGIO ALEJANDRO MORALES

INFORME RESULTADOS SEROLOGICOS

NOMBRE DE GRANJA Y/O PROPIETARIO	No. DE SUEROS	RESULTADOS	HI NC	IDIA
EL ARROZAL, SAN MIGUEL, FLORES PETEN.				
GRANJA PETENCITO Zopilote de cabeza negra.	15	0,6,5,6,5,3,3,5,4,6,5,0,0,5,0		15 negativos



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
 LABORATORIO DE ORNITOPATOLOGIA Y AVICULTURA
 PROTOCOLO No.: TESIS
 TOTAL SUEROS: 5
 FECHA RECIBIDO:
 FECHA REALIZADO:
 REMITIDO POR: SERGIO ALEJANDRO MORALES

INFORME RESULTADOS SEROLOGICOS

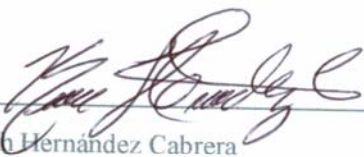
NOMBRE DE GRANJA Y/O PROPIETARIO	No. DE SUEROS	HI NC	RESULTADOS	IDIA
EL ARROZAL, SAN MIGUEL, FLORES PETEN.	5	0,0,0,0,0	5 negativos	
GRANJA PETENCITO Zopilote de cabeza negra	5	0,0,0,0,0	5 negativos	





Br. Oscar Eduardo Escobar Albores

ASESORES:



MSc. Karen Judith Hernández Cabrera



MSc. Raúl Antonio Villeda Retolaza



Lic. Zoot. Edgar Giovanni Avendaño Hernández

IMPRIMASE:



Med. Vet. Leonidas Ávila Palma

DECANO FMVZ