

31  
20)



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO



FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLAN

RASTREO SEROLOGICO DE ANTICUERPOS CONTRA  
LAS ENFERMEDADES DE NEWCASTLE Y VIRUELA  
AVIAR EN AVES FALCONIFORMES, STRIGIFORMES,  
PSITACIFORMES Y PASERIFORMES DEL ZOOLOGICO  
SAN JUAN DE ARAGON

## T E S I S

Que Para Obtener el Título de :  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A N :

ALEJANDRO FERNANDEZ RAMOS  
GRACIELA PEGUEROS RODRIGUEZ

### A s e s o r e s :

MVZ RODOLFO CORDOBA PONCE  
MVZ JUAN ARTURO RIVERA REBOLLEDO

Cuautitlán Izcalli, Estado de México

1 9 9 4

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



## **UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso**

### **DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AVENIDA DE  
MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN  
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR  
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.  
FACULTAD DE ESTUDIOS  
SUPERIORES-CUAUTITLAN



DEPARTAMENTO DE  
EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JAIME KELLER TORRES  
DIRECTOR DE LA FEB-CUAUTITLAN  
P R E S E N T E .

AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos  
Jefe del Departamento de Exámenes  
Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS TITULADA:

"Mestreo Serológico de Anticuerpos Contra las Infecciones de Newcastle y Viruela Aviar en Aves Falconiformes, Strigiformes, Psittaciformes y Psittaciformes del Zoológico de San Juan de Aragón".

que presenta al pasante: Alejandro Fernández Ramos  
con número de cuenta: 3510435-0 para obtener el TITULO de:  
Médico Veterinario Zootecista ; en colaboración con:  
Graciela Pegueros Rodríguez

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .

"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cuatitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 5 de Septiembre de 1994

PRESIDENTE Ph.D. Ariel Ortiz Muñoz.  
VOCAL M. en C. Juan Honorio Juárez.  
SECRETARIO MVZ. Rosaldo Córdoba Ponce.  
PRIMER SUPLENTE MVZ. Silviano Trejo Luján.  
SEGUNDO SUPLENTE MVZ. Raúl Acuña Rodríguez.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AVENIDA DE  
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN  
UNIDAD DE LA ADMINISTRACIÓN ESCOLAR  
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.  
FACULTAD DE ESTUDIOS  
SUPERIORES - CUAUTITLÁN



DEPARTAMENTO DE  
EXÁMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JAIME KELLER TORRES  
DIRECTOR DE LA FES-CUAUTITLÁN  
P R E S E N T E .

AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos  
Jefe del Departamento de Exámenes  
Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS TITULADA:

"Restreo Serológico de Anticuerpos Contra las Enfermedades de Newcastle y Viruela Aviar en Aves Falconiformes, Stripiformes, Psittaciformes y Passeriformes del Zoológico de San Juan de Aragón".

que presenta la pasante: Graciela Pegueros Rodríguez,  
con número de cuenta: 3406992-0 para obtener el TÍTULO de:  
Médica Veterinaria Zootecnista ; en colaboración con:  
Alejandro Fernández Ramos

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXÁMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .  
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"  
Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 5 de Septiembre de 1994

PRESIDENTE Ph.D. Ariel Ortiz Ruiz.  
VOCAL M. en C. Juan Monroy Juárez.  
SECRETARIO MVZ. Rodolfo Córdoba Ponce.  
PRIMER SUPLENTE MVZ. Silvano Trajo Muñoz.  
SEGUNDO SUPLENTE MVZ. Raúl Guillero Rodríguez.

*[Firma]*  
*[Firma]*  
*[Firma]*

Dedicatoria.

A mis padres

José Fernández Valencia

María Teresa Ramos Ayala

con respeto, cariño y agradecimiento por su entrega, bondad y fortaleza sin límites.

Por mis hermanos Yolanda, Arturo, Teresa, María Elena, Esther, Margarita, Rosa, Martha, José, Francisco, Lucía y Daniel, con la promesa de que no los defraudaré.

Para Graciela, mi oasis, mi manantial, mi paz, por la razón tan especial que me das para existir y superarme.

## Dedicatoria

A mi madre

Graciela Rodríguez Patiffo

por estar siempre a mi lado dándome su apoyo y su cariño.

A mis hermanos Jorge y Beatriz.

A Dios por haberme permitido llegar hasta esta etapa de mi vida y darme fuerzas para seguir adelante.

A ti Alejandro, por darme tu amor y cariño; por apoyarme en los momentos más difíciles y no dejar que me diera por vencida.

## AGRADECIMIENTOS

Al personal del Zoológico San Juan de Aragón por el apoyo brindado para la realización de este trabajo.

A los Médicos Veterinarios Zootecnistas Bernardo Manrique, Gerardo López, Patricia Reyes y Pedro Cruz por el apoyo y los conocimientos que nos transmitieron.

Nuestro especial agradecimiento al MVZ Rodolfo Córdoba Ponce y al MVZ Juan Arturo Rivera Rebolledo por sus valiosas ideas y asesoría en la realización de este trabajo.

A los profesores de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán por los conocimientos que nos han transmitido a través de la carrera.

## INDICE

	Página
RESUMEN _____	1
INTRODUCCION _____	2
OBJETIVOS _____	14
MATERIAL Y METODOS _____	15
RESULTADOS _____	25
DISCUSION _____	26
CONCLUSIONES _____	32
TABLAS Y GRAFICAS _____	34
BIBLIOGRAFIA _____	40

## RESUMEN

Se analizaron 101 sueros de aves silvestres en cautiverio: 53 Falconiformes, 14 Strigiformes, 32 Psitaciformes y 2 Paseriformes; para detectar anticuerpos contra las enfermedades de Newcastle y viruela aviar. Se emplearon dos pruebas: inmunodifusión en gel e inhibición de la hemaglutinación. No se detectaron anticuerpos contra ninguna de las enfermedades mediante la prueba de inmunodifusión en gel. Mediante la inhibición de la hemaglutinación, el 7.07% de los sueros presentaron anticuerpos contra el virus de Newcastle, con títulos que van de 1:16 a 1:4096. Las aves a las que corresponden dichos sueros se sangraron seis semanas después, encontrándose que los títulos de anticuerpos contra Newcastle habían descendido en todos los sueros, excepto en uno. En el caso de la enfermedad de viruela aviar, se usó la inhibición de la hemaglutinación con la variante de que se emplearon eritrocitos de caballo al 1%; dando como resultado que cinco aves presentaron anticuerpos contra la enfermedad de viruela, con títulos que variaron de 1:16 a 1:256. Ninguna de estas aves mostraba signos de enfermedad.

## INTRODUCCION

Las aves rapaces constituyen los dos grupos mayores de aves predatoras: el orden Strigiformes que tiene dos familias, Tytonidae (búhos barrados) y Strigidae (búhos verdaderos), de las cuales tan solo en América del Norte existen 41 especies; y el orden de las Falconiformes que están compuestos por 3 familias: Cathartidae (buitres), Accipitridae (águilas verdaderas) y Falconidae (halcones) (7,12).

Aproximadamente de las 300 especies de Falconiformes conocidas, 90 anidan en Latinoamérica y de las 140 especies de Strigiformes, 50 se localizan en Latinoamérica.

Un estudio detallado de su conducta ha demostrado que en su mayoría todas las especies de Falconiformes producen más beneficio que daño, por consumir grandes cantidades de roedores pequeños y de insectos perjudiciales para las cosechas, especialmente las de cereales y fruta. Las aves rapaces también contribuyen a mantener alejadas a otras aves dañinas, por lo que se admite que su presencia ayuda a mantener saludable la avifauna local (6).

El orden de los Psitaciformes y el de los Paseriformes comprende un grupo grande y complejo de aves. Los Paseriformes contienen más familias, géneros y especies que cualquier otro orden de aves (72 familias con 4800 especies) (12).

El orden de los Psitaciformes comprende la familia Psittacidae, la cual está compuesta por tres subfamilias: Platycercinae, que

incluye a los loritos australianos; Psittacinae, que abarca a los pericos tropicales, y Arinae, que incluye a los loros del Nuevo Mundo, guacamayas y cotorras. En estas tres subfamilias se encuentran 51 especies presentes casi todas en México (7).

La mayoría de los psitácidos viven en zonas tropicales de todos los continentes, particularmente Nueva Guinea, Sudamérica y norte de Australia, donde se encuentran en gran número, aunque también se les encuentran en latitudes altas, sobre todo del hemisferio sur (19).

En América Latina existen más de 100 especies de psitaciformes. Este grupo de aves ha sido uno de los más perseguidos para enjaularlos y domesticarlos, por ser capaces de imitar la voz humana, viven largo tiempo y son considerados como unas de las mascotas favoritas, lo cual ha favorecido la diseminación de enfermedades, la extinción o la disminución considerable de sus poblaciones (6).

Las aves rapaces, los psitácidos y los passeriformes son susceptibles a diversas enfermedades virales, entre las que se encuentran la hepatitis con cuerpos de inclusión, la enfermedad de Pacheco (ambas producidas por Herpesvirus), la enfermedad de Marek, y otras, siendo la enfermedad de Newcastle y la viruela aviar las más reportadas (12). Lamentablemente en México los estudios sobre estas enfermedades en dichos grupos taxonómicos son escasos y de difícil acceso. Por otra parte la dificultad de contar con un diagnóstico confiable de las mismas, ha originado que en los sitios donde se mantienen estas

aves (posiblemente afectadas) no se llegue a un diagnóstico preciso que permita establecer su incidencia, así como las medidas de control y prevención pertinentes.

## ENFERMEDAD DE NEWCASTLE

La enfermedad de Newcastle es producida por un Paramixovirus tipo 1. Es un virus RNA cadena sencilla que aglutina eritrocitos de pollo (8). En aves domésticas las cepas del virus se dividen en lentogénicas, mesogénicas y velogénicas, dependiendo del cuadro clínico que presente la enfermedad, ya sean signos respiratorios, digestivos o nerviosos. La severidad de la enfermedad depende de la cepa involucrada (17).

### A) Aves Rapaces

En las aves rapaces los signos clínicos varían de acuerdo a la cepa y virulencia del virus. La enfermedad puede ser inaparente o producir un cuadro gastroentérico, respiratorio o nervioso, aunque los signos en estas aves son inespecíficos. Los falconiformes tienen baja susceptibilidad. Los signos que más frecuentemente se observan son los de tipo nervioso, como contracciones de la musculatura del tarso, inhabilidad para coordinar el vuelo (lo que causa accidentes) opistótonos y torticollis.

Los estrigiformes tienen baja susceptibilidad. Las aves pueden tener muchos accidentes por falta de coordinación durante el vuelo. En este grupo de aves la forma clínica de la enfermedad no se ha reportado, aunque la excreción del virus se ha demostrado por más de cuatro meses (15).

Las lesiones a la necropsia que se han reportado con más frecuencia en aves que padecieron clínicamente la enfermedad,

son: neumonia , enteritis, aerosaculitis y degeneración del riñón, hígado y miocardio, observándose a la histopatología del encéfalo gliosis, satelitosis e infiltración linfocitaria perivascular (12,29).

Se han reportado infecciones de Newcastle en aves de presa. Asimismo en Alemania se ha podido aislar el virus de Newcastle de aves de presa y Strigiformes silvestres (33). En 1979 se reporta el hallazgo de anticuerpos contra Newcastle en 37 halcones (Falco biarmicus abyssinicus) tomados de vida silvestre, con títulos de hasta 1:40 o mayores en 33 de ellos, utilizando la prueba de Inhibición de la Hemaglutinación (HI) (1).

#### B) Psitaciformes y Paseriformes.

Los psitaciformes, (loros y periquitos) tienen susceptibilidad extremadamente variable. Se ha reportado que las cacatúas son muy susceptibles, muestran signos nerviosos. Los loros son refractarios y los periquitos australianos son resistentes aunque estos últimos pueden mostrar signos en sistema nervioso central y no desarrollan anticuerpos humorales (15).

En los psitácidos pueden presentarse signos nerviosos, como parálisis de las patas y opistótonos, con variable mortalidad; o bien, si se trata de una cepa velogénica viscerotrópica de presenta rápida y elevada mortalidad, afectando principalmente el aparato gastrointestinal (29).

En los paseriformes la susceptibilidad también es extremadamente

variable. Dentro de ellos los canarios y los miembros mexicanos del género Serinus no muestran la enfermedad; pero propagan el virus excretándolo. Los gorriones domésticos son muy susceptibles, presentan asfixia, pseudomembranas en laringe y conjuntivitis; pero rara vez muestran signos nerviosos. En aviarios mixtos de aves canoras, solo algunas especies mueren, por lo que el origen de la infección puede pasar desapercibido (15).

El diagnóstico se hace en base a la historia clínica, los signos, las lesiones a la necropsia como neumonia, enteritis aerosaculitis y degeneración del riñón hígado y miocardio, y la histopatología. También se pueden hacer pruebas serológicas de inhibición de la hemaglutinación para detectar anticuerpos en las aves expuestas (4).

Los reportes en los psitácidos son limitados. En 1979 se aisló el virus de Newcastle de un loro gris africano (Psittacus erithracus) en Nigeria, recibido para diagnóstico en la reserva de vida salvaje local (27).

En 1987 se encontraron 11 cepas del virus de la enfermedad de Newcastle aisladas de aves ornamentales importadas o capturadas en el sureste de Asia entre 1979 y 1980. Las cepas velogénicas vicerotrópicas han sido frecuentemente aisladas de psitácidos y tucanes, y algunos brotes de Newcastle han sido reportados en tales aves mantenidas en cuarentena (20).

## VIRUELA AVIAR

La enfermedad de viruela es producida por un Poxvirus. Los diferentes Poxvirus aviáres están adaptados a sus hospedadores (8). La viruela aviar, como otros miembros de la familia Poxviridae tiene propiedades oncogénicas, y los sobrevivientes pueden desarrollar neoplasias (15).

En las aves domésticas se presentan dos formas, cutánea y diftérica. La forma cutánea se presenta con lesiones nodulares en las regiones desprovistas de plumas de la piel. La forma diftérica se caracteriza por úlceras blanquecinas en cavidad oral, tráquea y senos infraorbitarios (4).

El diagnóstico se hace por histopatología de las lesiones cutáneas, diftéricas o de los tejidos afectados, las cuales revelan inclusiones intracitoplasmáticas eosinofílicas. Los anticuerpos se pueden detectar por medio de precipitación en agar gel, virus neutralización o ELISA (4).

En las aves silvestres la viruela se ha clasificado en 4 formas:

1. Cutánea. Es la forma más común. Las lesiones tienen forma de pápula, aparecen en zonas desprovistas de plumas, alrededor de los ojos, pico y narinas, y desde el tarsometatarso hacia abajo. Las lesiones finalmente se descaman en forma espontánea como escaras y puede haber infección secundaria con bacterias u hongos que pueden alterar las lesiones típicas.

2. Difteroide. También llamada viruela húmeda. Las lesiones son

similares a las de la forma cutánea pero se desarrollan en la mucosa de la cavidad del pico, lengua, faringe y laringe. Se presenta exudado fibrinoso de color gris o café que puede llegar a convertirse en caseoso. Estas lesiones pueden confluir y ocupar áreas extensas de mucosa alterada, lo que produce disfagia, disnea o asfixia por oclusión de la laringe.

Tanto la forma cutánea como la diftérica pueden presentarse en una sola ave o en poblaciones, y pueden presentarse junto con la forma septicémica.

3. Septicémica. Está caracterizada por signos inespecíficos como plumas erizadas, somnolencia, cianosis y pérdida del apetito. Las aves pueden morir en unas horas o de 1-3 días. La presencia de lesiones cutáneas es rara o no existe. El diagnóstico se hace por histopatología, aunque es difícil.

4. Otras formas. En los psitácidos en particular la viruela puede causar (en la forma cutánea o difteroide) enteritis difteroide y/o necrosis de miocardio. Estos signos no específicos se observan también en la forma septicémica de la enfermedad (15).

#### A) Aves Rapaces

La viruela de los halcones tiene una relación serológica cercana con el virus de la viruela de los pollos y de los pavos. Los géneros Falco, Buteo y Accipiter son susceptibles (15).

En las rapaces se presentan proliferaciones nodulares en dedos,

tarso, metatarso y cara. Puede haber lesiones proliferativas en el paladar duro, pero en su mayoría son contagios de lesiones de la unión mucocutánea oral, pues la forma diftérica no se ha reportado en las aves de presa (27).

En 1978 se reportó la infección por este virus en un halcón (Accipiter nissus) en Irak, identificándolo mediante la prueba de inmunodifusión en gel, con antisuero contra viruela de los pollos (31).

En 1981 un halcón cola roja macho (Buteo jamaicensis) se encontró en la reserva ecológica de Benton, Washington. Presentaba lesiones nodulares en patas y lesiones escamosas alrededor del pico y de los ojos. A la histopatología se encontró que las lesiones proliferativas contenían cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos eosinofílicos (cuerpos de Bollinger). La infección de viruela en aves rapaces en vida libre no se había reportado antes, la mayoría de los casos reportados fueron en aves cautivas en el Golfo de Arabia (11).

En 1985 se reportó un brote de viruela en el Raptor Center de la Universidad de California. Fueron enjauladas 87 aves de 15 especies diferentes, el brote afectó a 8 aves de 4 especies (35).

#### B) Psitácidos y Paseriformes

En los psitaciformes la viruela puede causar (sea la forma cutánea o diftérica) enteritis difteróide y/o necrosis del miocardio.

La infección de viruela puede causar coriza, particularmente en

el género Amazons. Se puede observar descarga serosa al comienzo, transformándose en exudado mucoso o fibrinoso, se cree que se debe a una infección secundaria bacteriana o micótica. En casos severos se presenta conjuntivitis con cierre de párpados.

La viruela de los psitácidos presenta tres tipos específicos de virus:

- Viruela de los agapornis. No hay reacción cruzada con otros poxvirus, se presenta la forma cutánea y diftérica. La forma cutánea generalmente no presenta las erupciones típicas que se presentan en las aves domésticas, la piel se observa inflamada y de color oscuro. No existe vacuna.

- Viruela de los loros. No tiene reacción cruzada con otros poxvirus. Clínicamente muestran signos de coriza. Se puede presentar la forma cutánea o diftérica en forma severa. Algunas aves desarrollan la forma septicémica con necrosis de miocardio y enteritis diftérica frecuente en guacamayas. El aislamiento del virus es difícil en embrión de pollo. La adaptación por algunos pasajes no desarrolla placas en la membrana corioalantoidea pero hay necrosis de miocardio. Los virus se desarrollan mejor en fibroblastos de embrión de periquito australiano.

- Viruela de los periquitos. No hay reacciones cruzadas con otros poxvirus. No hay lesiones cutáneas o mortalidad. Experimentalmente se presenta disnea 3 a 4 días después de la infección.

La viruela del agapornis ha sido aislada solo en este género. Aunque no se conoce si se pueden infectar con el virus de los loros.

Los géneros Amazona y Ara son los más susceptibles a la enfermedad severa, presentando la forma septicémica y enteritis diftérica así como necrosis del miocardio. En la forma diftérica el diagnóstico solo se puede hacer por cultivo de las lesiones. Algunos pasajes en membrana coriolantoidea de huevos con embrión de pollo son necesarios. Sin embargo las lesiones en membrana corioalantoidea pueden no ser prominentes, el embrión desarrolla necrosis de hígado y al cuarto o quinto pasaje desarrolla necrosis de miocardio.

El virus de la viruela de los periquitos parece ser apatógeno, y solo se ha encontrado en esta especie (15).

En los passeriformes los signos son similares a los de los pollos, con baja mortalidad en la forma cutánea, siendo esta la forma más rara que se presenta (4,14).

La viruela de los canarios no está relacionada serológicamente con los otros miembros de la familia poxviridae, por ello normalmente causa la forma septicémica de la enfermedad. Este tipo de presentación tiene alta mortalidad y los sobrevivientes con la infección latente desarrollan adenomas en tejido pulmonar. Clínicamente se observa severa disnea. Esto solo se comprueba a la histopatología (15).

En 1978 se reportaron 3 casos clínicos de viruela aviar en psitácidos: uno en un loro amazóni de frente blanca (Amazona

albifrons) y en dos agapornis (Agapornis personata); al año siguiente se presentó otro caso en un lorito amazónico de frente azul (Amazona aestiva) y en dos guacamayas de frente roja (Ara rubrogenys) que tuvieron signos de la forma cutánea de la enfermedad, la cual se diagnosticó por histopatología (24). En Alemania se han reportado gran número de muertes de gorriones (Passer domesticus), los cuales al ser examinados revelaron lesiones en los párpados, sin embargo el agente citopático fue aislado de hígado, riñón y pulmón, y fue identificado como un Poxvirus típico (19).

En febrero de 1983, dos gorriones de pecho rojo (Eritrina mexicana) fueron encontrados muertos en un comedero en Boise, Idaho. Presentaban lesiones cerca del pico y en las piernas de ambos. Los brotes de viruela en estas aves fueron notados en grandes poblaciones de aves que utilizaban comederos colocados para su observación lo que facilitó la detección de las que presentaron lesiones aparentes (9).

## OBJETIVOS

A) Determinar la presencia de anticuerpos séricos de Falconiformes, Strigiformes, Psitaciformes y Paseriformes , contra las enfermedades de Newcastle y viruela aviar, en aves del Zoológico San Juan de Aragón.

b) Establecer la posibilidad de que las pruebas de inmunodifusión en gel e inhibición de la hemaglutinación puedan ser usadas como métodos rutinarios para la detección de anticuerpos en estas aves durante su cuarentena y como medio para cuidar el estado de salud en las ya residentes.

c) Contribuir al estudio inmunológico de estas enfermedades en Falconiformes, Strigiformes, Psitaciformes y Paseriformes de México.

## MATERIAL

Material de laboratorio.

16 cajas de Petri de 60 X 15 mm

2 matraces Erlen Meyer de 1000ml

2 matraces Erlen Meyer de 250ml

3 pipetas de 10ml

30 pipetas Pasteur

10 bulbos de goma

150 jeringas insulínicas

150 tubos de 13 X 100

150 tubos de 12 X 75

Tijeras

Algodón

Papel PARAFILM

1 Gradilla de 40 tubos

Centrifuga

Mechero de Bunsen

Estufa bacteriológica

Balanza granataria

1 espátula

1 sacabocado

Autoclave

2 microplacas de cultivo

3 Jeringas de 10ml con aguja calibre 22 X 32

Tela adhesiva

## REACTIVOS

Agar noble  
Solución buffer fosfatada pH 7.4  
Solución salina fisiológica (al 0.85%)  
Acetona  
Cloruro de sodio  
Agua destilada y desionizada  
Alcohol al 96%

## MATERIAL BIOLÓGICO

Solución de glóbulos rojos de ave al 5%  
Solución de glóbulos rojos de caballo al 1%  
Vacuna de virus vivo de Newcastle, cepa La Sota, de 50 dosis, lote 193, de los laboratorios MAVER.  
Vacuna de virus vivo de viruela de 50 dosis, lote 293, de los laboratorios MAVER.  
Vacuna de virus vivo de viruela aviar de 50 dosis, lote No. 9406, laboratorios ARANDA.  
3 conejas adultas para la producción de sueros hiperinmunes contra Newcastle y viruela aviar.  
Suero de las aves en estudio: 53 Falconiformes, 14 Strigiformes, 32 Psitaciformes y 2 Paseriformes (101 aves). Los géneros y especies de dichas aves son los siguientes:  
-Halcón cola roja (Buteo jamaicensis)  
-Halcón Harris (Parabuteo unicinctus)

- Caracara (Polyborus plancus)
- Halcón selvático (Micrastur semitorquatus)
- Aguililla gris (Buteo nitidus)
- Halcón azor (Accipiter gentilis)
- Lechuza de campanario (Tyto alba)
- Cernicalo (Falco sparverius)
- Búho tropical (Ciccaba virgata)
- Búho zancón (Athene canicularis)
- Búho virginiano (Bubo virginianus)
- Guacamaya verde (Ara militaris)
- Guacamaya roja (Ara macao)
- Cacatúa cresta amarilla (Cacatua galerita)
- Loro nuquiamarillo (Amazona auropalliata)
- Perico frente blanca (Amazona albifrons)
- Perico cabeza amarilla (Amazona oratrix)
- Loro frente naranja (Aratinga canicularis)
- Perico frente roja (Amazona viridigenalis)
- Perico guayabero o cotorra montañesa (Amazona finschi)
- Perico cariamarillo (Amazona autumnalis)
- Cotorra serrana oriental (Rhynchopsitta pachyrhyncha)
- Lorito verde (Aratinga holochlora)
- Gorrión doméstico (Passer domesticus)
- Canario (Serinus canarius domesticus)

## MATERIAL UTILIZADO PARA EL MANEJO DE ESTAS AVES

1 par de guantes de carnaza

1 mesa de aluminio

1 red de raqueta

1 toalla

1 cojín

Anillos de aluminio numerados

Pinzas de punta

Pinzas de mecánico

## METODOS

### CAPTURA Y SANGRADO DE LAS AVES.

Las aves fueron capturadas en su jaula con una red y se sujetaron con las manos, se les tomó con una mano la punta de las alas, la cola y las patas a nivel de los tarsos, y se les cubrió con una toalla la cabeza para que se tranquilizaran.

Se identificó al ave con un anillo en el tarso izquierdo, y fue colocada en decúbito dorsal extendiéndole un ala. Se puncionaron las venas subcutánea ulnar o la radial y se obtuvo 0.3 a 1 ml de sangre, con jeringa insulínica y aguja calibre 25.

Una vez obtenida la muestra se depositó en tubos de 13 X 100 los cuales se centrifugaron a 3000 rpm durante 10 minutos, el suero obtenido se separó con pipetas Pasteur, se colocó en tubos de 12 X 75 bien identificados y se congelaron.

### PRODUCCION Y OBTENCION DEL SUERO HIPERINMUNE CONTRA LAS ENFERMEDADES DE NEWCASTLE Y VIRUELA AVIAR.

Se obtuvieron tres conejas del módulo de cunicultura de la FES-C, dos de las cuales se inocularon con virus; a la primera se le inoculó virus vivo de Newcastle cepa La Sota (1 ml), y a la segunda se le inoculó virus vivo de viruela aviar (1 ml); y la tercera coneja se uso como control.

Las dos conejas que se inocularon, se vacunaron tres veces con un intervalo de dos semanas entre cada vacunación. Todas las

inoculaciones se hicieron por via subcutánea.

Dos semanas después de la tercera vacunación los animales fueron sangrados por punción cardiaca, obteniéndose 10 ml de sangre de cada coneja. La sangre se colocó en frascos estériles dejando que coagulara y se mantuvo en refrigeración durante 24 horas. Al día siguiente ya retraído el coágulo, se separó el suero con pipetas Pasteur, colocándose en tubos de 13 X 100 y se congeló cada tubo bien identificado.

Estos sueros hiperinmunes se probaron por inmunodifusión confrontándolos contra las vacunas de virus vivo de Newcastle y de viruela aviar, respectivamente, observándose que mostraban una reacción positiva.

#### PROCEDIMIENTO PARA LA PRUEBA DE INMUNODIFUSION EN GEL.

##### PREPARACION DEL AGAR.

1. Preparar una solución al 1% de agar noble en solución buffer salina fosfatada descrita a continuación:

1.17 g de  $\text{Na}_2\text{HPO}_4$

0.22 g de  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$

8.5 g de Na Cl

Disuelva en agua destilada desionizada cbp 1 litro, ajuste el pH a 7.4, y adicione azida de sodio (0.01% como concentración final) y esterilice para prolongar su vida de almacenamiento.

2. Adicione 6 g de NaCl por cada 100 ml de buffer al tiempo que agrega la agarosa. Caliente en bañ. maria hasta que el agar se

disuelva completamente. Si la solución se prepara por autoclave deberá tenerse mucho cuidado de que no haya pérdida de agua ya que esto alteraría la concentración final de los componentes.

3. Enfriar la solución de agar noble de 40 a 45 C y pipetee 6 ml en una caja de Petri de 60 X 15 mm.

4. Se cubren con sus tapas y se espera a que gelifique (15 minutos) y se almacenan en un ambiente libre de polvo de 2-8 C.

5. Ya gelificado el agar se le hacen tres pocitos con el sacabocado, a 0.5 cm de distancia entre uno y otro de manera que formen un triángulo.

6. En uno de los pocitos se coloca una gota de suero hiperinmune antiviruela o antiNewcastle, en otro de los pocitos se pone una gota del antígeno correspondiente al suero hiperinmune, y en el tercer pocito se agrega una gota de suero de las aves en estudio.

7. Las cajas se tapan, se colocan en contenedores herméticamente cerrados que contienen una torunda húmeda para evitar la deshidratación del agar. Se incuba durante 24 horas a 37 C.

Transcurrido este tiempo se busca la línea de precipitación en el agar para determinar si existen anticuerpos contra las enfermedades de Newcastle y viruela aviar. Los antígenos utilizados fueron:

Vacuna de virus vivo de Newcastle de 50 dosis, de los laboratorios MAVER, cepa La Sota, lote No. 193, disuelto a 1/8

del diluyente.

Vacuna de virus vivo de viruela aviar de 50 dosis, de los laboratorios MAVER, lote No. 293, a una dilución normal.

En ambas vacunas se uso esta dilución ya que se observó que la línea de precipitación era más evidente y el virus difundía mejor; por lo que parece que esta fue la cantidad de virus adecuado para la cantidad de anticuerpos que presenta el suero hiperinmune (5,27).

#### OBTENCION DE LAS 4 UNIDADES HEMAGLUTINANTES (UHA).

1. Se colocan 10 tubos de 13 X 100 en una gradilla, con 0.5 ml de solución salina fisiológica en cada uno, y se agrega otro tubo que funcionará como control.

2. Al primer tubo se le ponen 0.5 ml de vacuna de Newcastle y se hacen diluciones dobles, pasando 0.5 ml de la solución salina fisiológica más el virus de Newcastle al segundo tubo, y así sucesivamente hasta el décimo tubo, del cual se desechan 0.5 ml. En el tubo control no se agrega vacuna.

3. Agregar a los 11 tubos 0.5 ml de solución de glóbulos rojos de ave al 5%.

4. Incubar a 37 °C por 40 a 60 minutos.

5. Después de este tiempo se observa el fondo de los tubos y se compara con el control, el cual debe tener en el fondo un botón de glóbulos rojos. El título de la vacuna será el último tubo donde se observa malla de glóbulos rojos. En este caso la vacuna presentó un título de 1:256.

El título de la vacuna fue de 1:256, que corresponde a 1 UHA (Unidades Hemaglutinantes).

Para obtener una solución que contenga 4 UHA, se coloca 1 ml de vacuna de Newcastle en 63 ml de solución salina fisiológica, obteniéndose 64 ml de solución de virus con 4 UHA.

#### PRUEBA DE INHIBICION DE LA HEMAGLUTINACION EN MICROPLACAS.

1. En microplacas de cultivo se ponen 0.05 ml de solución salina fisiológica en cada pocito.
  2. El suero de las aves en estudio se coloca en el primer pocito a razón de 0,05 ml y se hacen diluciones dobles, pasando 0.05 ml del primer pocito al segundo, y así sucesivamente hasta el pocito número 12, del cual se toman 0.05 ml y se desechan.
  3. En seguida se agregan 0.05 ml de solución de virus con 4 UHA en cada pocito.
  4. Se incuba a 37 C por 30 a 45 minutos en estufa bacteriológica.
  5. Poner 0.05 ml de solución de glóbulos rojos de ave al 5% en cada pocito.
  6. Incubar por 30 a 45 minutos a 37 C.
  7. En esta prueba se usan dos controles. El primer control lleva 0.05 ml de solución salina fisiológica + 0.05 ml de glóbulos rojos de ave al 5% y 0.05 ml de solución de virus con 4 UHA de Newcastle.
- El segundo control lleva únicamente 0.05 ml de solución salina fisiológica y 0.05 ml de solución de glóbulos rojos de ave al 5%.

Se incuban con las demás placas.

En el caso del primer control se observará una hemaglutinación que corresponde al control negativo, en el segundo control se verá que los glóbulos rojos sedimentan.

8. El título de anticuerpos del suero será aquel del último pocito donde aparezcan los glóbulos rojos sedimentados.

9. En el caso de viruela aviar, en la prueba de HI se emplearon eritrocitos de caballo al 1% en lugar de eritrocitos de pollo; tanto para titular la vacuna, como para realizar la prueba en los sueros de las aves muestreadas del zoológico.

10. Para esta prueba se utilizaron 2 UHA de solución de virus. Dicha solución contenía 1 ml de vacuna en 15 ml de solución salina fisiológica, ya que el título de la vacuna utilizada fue de 1:32. Esta titulación se realizó en forma similar a la descrita anteriormente.

## RESULTADOS

Como resultados obtuvimos que el 7.07% de los sueros analizados presentaron anticuerpos contra la enfermedad de Newcastle, de un total de 101 sueros (Gráfica 1). Esto equivale al 7.55% de los Falconiformes, al 7.14% de los Strigiformes y al 6.25% de los Psitaciformes (Gráfica 3). Los títulos variaron de 1:16 a 1:4096, en un primer muestreo (Tabla 1). Se realizó un segundo muestreo en las aves que resultaron positivas, observándose que los títulos disminuyeron en casi todas las aves excepto una, en la cual el título aumentó hasta 1:4096 de 1:32 que tenía en el muestreo anterior (Tabla 2 y Gráfica 2).

No se detectaron anticuerpos contra ninguna de las enfermedades mediante la prueba de inmunodifusión en gel.

Con la variante utilizada para la detección de anticuerpos contra viruela aviar mediante HI, se obtuvo que 5 sueros presentaron anticuerpos. Esto corresponde al 4.9% de todas las aves muestreadas. Los títulos variaron en un rango de 1:16 a 1:256 (Gráfica 4).

## DISCUSION

Ya en 1987, Kawamura y col. mencionan que a pesar del poco conocimiento que se tiene del virus de Newcastle en aves silvestres cautivas, bajo condiciones naturales, las cepas velogénicas viscerotrópicas de dicho virus, se han aislado frecuentemente de psitácidos, pitas y tucanes, y algunos brotes de esta enfermedad se han reportado en aves mantenidas en áreas de cuarentena, por lo tanto la existencia o presencia del virus de Newcastle es posible en aves silvestres (20). Por otro lado Anthony en 1975, diagnosticó la enfermedad por medio de la prueba de inhibición de la hemaglutinación en halcones (Falco biarmicus abyssinicus), los cuales presentaron títulos altos de anticuerpos, presumiblemente como resultado de la exposición natural al virus de Newcastle. El método serológico empleado fue macro inhibición de la hemaglutinación, el cual fue anteriormente utilizado por Allan y Gough. El mismo autor menciona que la importancia de usar la prueba de inhibición de la hemaglutinación (HI) para el diagnóstico de la enfermedad de Newcastle, es el hecho de que todas las cepas patógenas, no importando su virulencia tiene un solo serotipo (1).

Otros investigadores como Virayan y Sulochana en 1985, experimentalmente infectaron loros comunes de la India (Psittacula krameri) con virus vivo de la enfermedad de Newcastle por inoculación, observándose alta susceptibilidad a las cepas velogénicas y mesogénicas, presentándose una

mortalidad hasta del 100% en 2-7 días (35). También April y Pearson en 1985 inocularon roselas (Platycercus eximius) con virus clonado y no clonado de la enfermedad de Newcastle, cepa velogénica viscerotrópica, la cual produjo la enfermedad clínica aguda y la muerte de todas las aves en 6 días posteriores a la inoculación (2). En ese mismo año Rivetz describe un método rápido y sensible para la detección de anticuerpos contra el virus de la enfermedad de Newcastle, denominado INMUNOCOMB, que es una tarjeta con forma de peine, la cual está basada en una modificación de la prueba de inmunoensayo con enzimas asociadas (ELISA). Este instrumento utiliza una cantidad de sangre o el equivalente a una dilución de suero de 1:175, lo cual indica la alta sensibilidad de esta prueba comparada con HI (29). Lamentablemente este método de diagnóstico no está disponible aun comercialmente en México.

En el presente trabajo se realizaron 2 pruebas para la detección de anticuerpos contra Newcastle y viruela aviar, utilizando la prueba de inmunodifusión en gel para ambas enfermedades y la prueba de HI solo para Newcastle. Se analizaron 101 sueros de la misma cantidad de aves. En la prueba de HI el 7.07% de los sueros analizados presentaron anticuerpos contra Newcastle. Los títulos variaron desde 1:16 hasta 1:4096, en contraste con Vijayan y col. (1985) quienes muestrearon 103 loros para determinar anticuerpos contra Newcastle utilizando la prueba de HI, encontrando que el 16.5% de estas aves presentaban anticuerpos con títulos que variaron

de 1:20 a 1:160 (34).

Las aves que en nuestro caso resultaron positivas, se volvieron a muestrear a las 6 semanas, observándose que el título de anticuerpos había descendido, sobre todo en las aves 0306 y 2328, las cuales presentaron un título de 1:4096 en el primer muestreo y al segundo muestreo el título descendió a 1:16.

Por otro lado, en el ave 0701 sucedió lo contrario. Al primer muestreo el título obtenido fue de 1:32, y al segundo muestreo el título aumentó a 1:4096.

En las aves con títulos altos al primer muestreo y que en el segundo muestreo el título disminuyó, tal vez pudieron tener contacto con el virus, aunque no se notificó que alguna de ellas presentara el cuadro clínico de la enfermedad. Sin embargo, Gerlach en 1984 menciona que los Psitaciformes y Faseriformes muestran una susceptibilidad variable y los Strigiformes y Falconiformes muestran una baja susceptibilidad a la enfermedad (15). Cabe mencionar que una de las aves (la 2304) murió al día siguiente de haberse tomado la muestra, por lo que no fue posible hacer la segunda toma sanguínea, no pudiéndose determinar si la muerte fue por estrés debido al manejo o por padecer la enfermedad, ya que el suero de la primera muestra presentó anticuerpos. Podríamos suponer que las aves rapaces pudieron tener contacto con el virus de Newcastle, ya que estas aves son alimentadas con carne de pollo, y estos últimos son vacunados varias veces durante el ciclo productivo, por lo que la presencia del virus puede ser factible. Aunque de

ser así habría más aves con anticuerpos. Pero esto no se explica en el caso de las aves 2304 y 2328 que son psitácidos y no son alimentados con carne de pollo. Estas últimas es posible que tuvieran contacto con gorriones y otras aves canoras de vida libre que habitan dentro del área del zoológico, de acuerdo con lo que menciona Gerlach, al indicar que las aves del género Serinus no muestran la enfermedad de Newcastle, pero propagan y excretan el virus (15).

Para esta misma enfermedad, también se utilizó la prueba de inmunodifusión en gel, obteniéndose como resultado la ausencia de la línea de precipitación (negativo), aún cuando en la prueba de HI se presentaron títulos altos de anticuerpos. Esto puede deberse a una difusión inadecuada por parte del antígeno, ya que se utilizó virus vacunal. Al respecto Fenner y White (1981) mencionan que no pueden usarse virus purificados para la prueba, porque la mayoría de los viriones son demasiado grandes para difundir a través del agar. Por otro lado Luria y Darnell (1977) mencionan que los antígenos y anticuerpos deben estar a concentraciones de equivalencia para que se presente la línea de precipitación (22). En nuestro caso pudo haber mayor cantidad de antígeno que de anticuerpos y por esta razón no se alcanzó a ver la línea de precipitación. No obstante se presentó una reacción positiva al confrontar el suero hiperinmune de conejo (antiNewcastle) contra la vacuna de virus vivo de Newcastle. Además se observó una línea de precipitación entre el suero del ave y el suero hiperinmune del conejo, lo

cual puede indicar que dicho suero contenía anticuerpos contra proteínas no identificadas de ave.

Es importante resaltar que todas las aves que presentaron anticuerpos contra esta enfermedad, habitan en albergues contiguos, por lo que podemos sugerir que la fuente de contacto con el virus está en una misma área. Determinar dicha fuente puede ser tema de otra investigación.

En 1981, Tantawi y col. identificó serológicamente la viruela aviar de un halcón por medio de la prueba de inmunodifusión en gel, utilizando antisueros contra el virus de la viruela de los pollos y contra el virus de la viruela de las palomas. También empleó la prueba de hemaglutinación (HA), utilizando eritrocitos de pollo y de paloma, usando virus obtenido de escaras de las lesiones del ave enferma (32).

En nuestro caso todos los sueros resultaron negativos en la prueba de inmunodifusión en gel, también se intentó realizar la prueba de inhibición de la hemaglutinación (HI), pero los eritrocitos de pollo no aglutinan bien el virus vacunal, dando valores muy bajos a la hora de titular la vacuna. A este respecto Mohanty y col. mencionan que se puede utilizar la prueba de HA pasiva, pero empleando eritrocitos de caballo (26). Con esta variación obtuvimos mejores resultados que con eritrocitos de pollo. El virus vacunal de la viruela aviar aglutina mejor los eritrocitos de caballo que los de pollo. El 4.9% de los sueros presentaron anticuerpos contra viruela aviar.

La viruela aviar se diagnostica principalmente por histopatología, aunque Correa (1981) menciona que también puede hacerse por hemaglutinación e inhibición de la hemaglutinación (8). Otro aspecto importante de resaltar es que los virus de la familia Pox están adaptados a sus hospedadores, pero no todos presentan correlaciones antigénicas (15). En particular, de los virus que afectan a los hospedadores que nos interesan, al parecer sólo los virus de los Falconiformes tienen reacción cruzada con el virus de la viruela del pollo, que es el único virus comercialmente accesible como vacuna. Cabe mencionar que Winterfield y col. (1985) utilizaron virus de viruela aviar aislado de psitácidos para vacunar periquitos (Agapornis roseicollis) por punción en el ala. La inmunidad adquirida fue efectiva al desafiarlos con virus virulento de viruela de psitácidos, el cual se inoculó en los folículos de las plumas del muslo (37).

Por otra parte debe tomarse en cuenta que en muchos casos la viruela se presenta con cuadros clínicos que pasan desapercibidos porque muestran signos inespecíficos, llegando a morir las aves sin que se determine la etiología.

## CONCLUSIONES

1. Se encontró que las aves de los grupos taxonómicos estudiados dentro del zoológico San Juan de Aragón, si presentan anticuerpos contra la enfermedad de Newcastle y la enfermedad de viruela aviar.

2. Es posible que estas aves pudieran haber tenido contacto con el virus, lo que produce que en la cantidad de anticuerpos aumente, aunque no haya habido signos de enfermedad.

3. Sólo en el grupo de los Paseriformes no se detectaron anticuerpos.

4. El método de HI es un método sencillo, sensible y rápido para la detección de anticuerpos, por lo que es recomendable.

5. Otras pruebas que se pueden realizar para el diagnóstico de la enfermedad de Newcastle son ELISA, fijación del complemento virus neutralización.

6. No es conveniente vacunar contra esta enfermedad a las aves de estos grupos taxonómicos ya que existen entre las especies diversas susceptibilidades. Los Psitaciformes y Paseriformes tienen susceptibilidad variable, ciertas especies de psitácidos son resistentes y otras no. Asimismo, los Paseriformes son en general resistentes a la enfermedad, pero excretan el virus y lo propagan. Los Falconiformes y Strigiformes por su parte, son muy poco susceptibles al virus.

7. Es recomendable restringir el caso de aves silvestres de vida libre a los albergues de la aves del zoológico, para

evitar el contagio por medio de vectores.

8. Se puede utilizar la prueba de inhibición de la hemaglutinación usando eritrocitos de caballo para la detección de anticuerpos contra viruela aviar.

9. En caso de presentarse la enfermedad, el mejor método de diagnóstico para viruela es la histopatología de las lesiones de aves enfermas.

10. No se recomienda la vacunación de psitácidos o Paseriformes contra esta enfermedad a menos que se trate de vacunas homólogas. Si llegara a presentarse un brote de viruela, se requiere hacer una autovacuna del virus que esté involucrado, ya que cada virus está adaptado a sus hospedadores.

Aún así no todas las vacunas que se fabrican de esta forma llegan a funcionar, como en el caso de la viruela de los canarios (3).

11. Sólo en el caso de las Falconiformes se pueden utilizar vacunas heterólogas de viruela de los pavos para inmunizarlas (15).

**TABLAS  
Y  
GRAFICAS**

TABLA 1

RESULTADOS DE LA PRUEBA DE HI CONTRA NEWCASTLE

Los resultados positivos se indicarán con el título de anticuerpos; y los negativos con (-).

No. del ave	Género y especie	Positivo	Negativo
0101	<u>Buteo jamaicensis</u>		-
0102	" "		-
0103	" "		-
0104	" "		-
0105	" "		-
0106	" "		-
0107	" "		-
0108	" "		-
0109	" "		-
0110	" "		-
0201	<u>Parabuteo unicinctus</u>		-
0202	" "		-
0203	" "		-
0204	" "		-
0205	" "		-
0206	" "		-
0207	" "		-
0208	" "	1:16	-
0209	" "		-
0210	" "		-
0211	" "		-
0301	<u>Polyborus plancus</u>	1:64	-
0302	<u>Polyborus plancus</u>		-
0303	" "	1:128	-
0304	" "		-
0305	" "		-
0306	" "	1:4096	-
0307	" "		-
0308	" "		-
0309	" "		-
0310	" "		-
0311	" "		-
0312	" "		-
0313	" "		-
0314	" "		-
0315	" "		-
0316	" "		-
0317	" "		-
0318	" "		-
0319	" "		-
0320	" "		-
0321	" "		-

TABLA 1 (Continuación)

0322	" "	-
0401	<u>Micrastur semitorquatus</u>	-
0501	<u>Buteo nitidus</u>	-
0502	" "	-
0601	<u>Accipiter gentilis</u>	-
0701	<u>Tyto alba</u>	1:32
0702	<u>Tyto alba</u>	-
0703	" "	-
0704	" "	-
0705	" "	-
0706	" "	-
0801	<u>Ciccaba virgata</u>	-
0901	<u>Falco sparverius</u>	-
0902	" "	-
0903	" "	-
0907	" "	-
0908	" "	-
1101	<u>Athene canicularis</u>	-
1201	<u>Bubo virginianus</u>	-
1202	" "	-
1203	" "	-
1204	" "	-
1205	" "	-
1206	" "	-
1301	<u>Ara macao</u>	-
1302	<u>Ara militaris</u>	-
1303	" "	-
1401	<u>Cacatua molucensis</u>	-
1501	<u>Amazona auropalliata</u>	-
1601	<u>Amazona albifrons</u>	-
1701	<u>Amazona pratrix</u>	-
1801	<u>Aratinga canicularis</u>	-
1901	<u>Amazona viridigenalis</u>	-
1902	" "	-
1903	" "	-
1905	" "	-
1906	" "	-
1908	" "	-
1909	" "	-
2001	<u>Amazona finschi</u>	-
2002	<u>Amazona autumnalis</u>	-
2003	<u>Amazona finschi</u>	-
2101	<u>Amazona autumnalis</u>	-
2102	" "	-
2103	<u>Amazona finschi</u>	-
2104	<u>Amazona autumnalis</u>	-
2201	<u>Rhynchopsitta pachyrhyncha</u>	-
2301	<u>Aratinga holochlora</u>	-
2302	" "	-
2303	" "	-

TABLA 1 (Continuación)

2304	"	"	1:16	
2328	"	"	1:4096	
s/n	<u>Serinus canarius</u>			-
s/n	<u>Passer domesticus</u>			-

(Fernández, R.A. y Pegueros R.G.)

TABLA 2

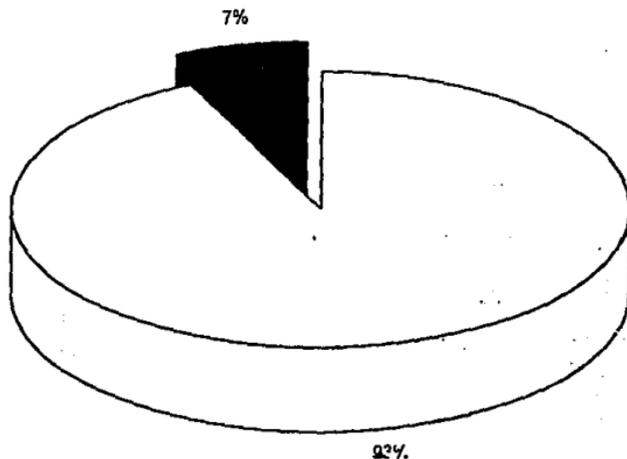
MUESTREO COMPARATIVO DE AVES CON  
ANTICUERPOS CONTRA NEWCASTLE MEDIANTE HI

No. de ave	Género y especie	Titulo	
		1er muestreo	2o muestreo
0208	<u>Parabuteo unicinctus</u>	1:16	Negativo
0301	<u>Polyborus plancus</u>	1:64	1:2
0303	" "	1:128	Negativo
0306	" "	1:4096	1:16
0701	<u>Tyto alba</u>	1:32	1:4096
2304	<u>Aratinga holochlora</u>	1:16	Murió
2328	" "	1:4096	1:16

(Fernández, R.A. y Pegueros, R.G.)

# GRAFICA 1

Porcentaje de Aves con Títulos de Anticuerpos contra Newcastle



- Total de aves sin anticuerpos
- Aves que presentan anticuerpos

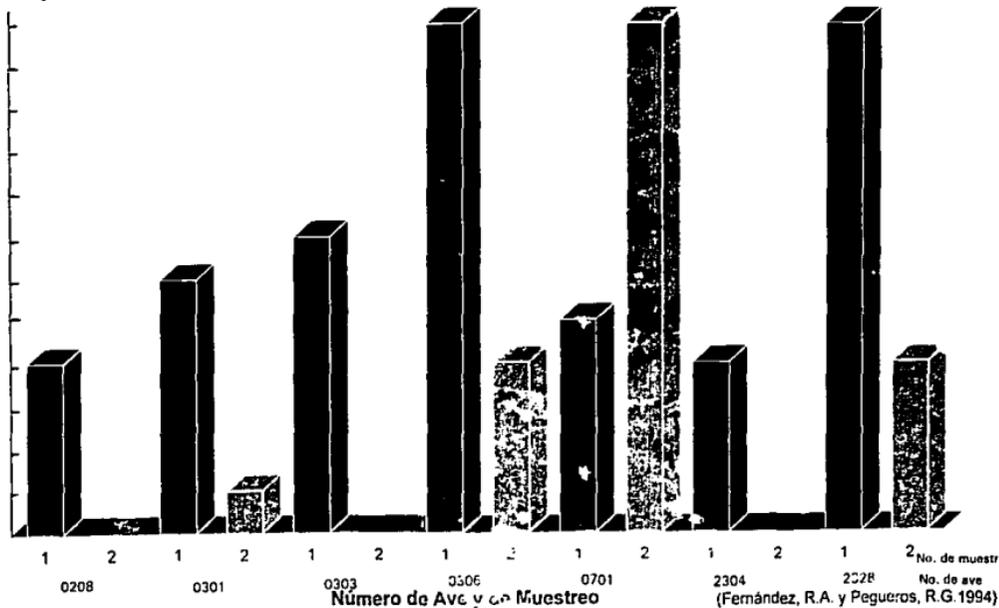
(Fernández, R.A. y Fagundes, R. G. 1994)

## GRAFICA 2

### Gráfica Comparativa de los Muestreos Realizados a las Aves que Resultaron con Anticuerpos Contra Newcastle

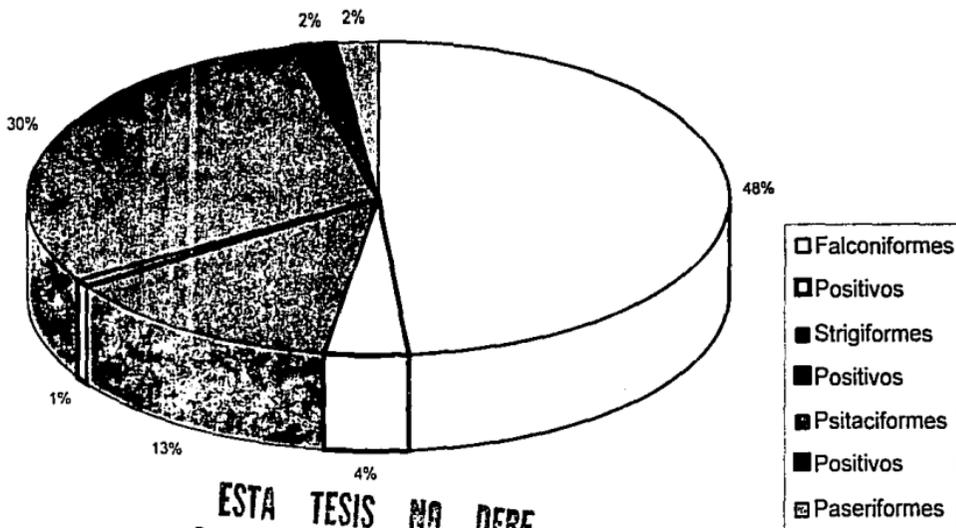
Título de anticuerpos

20



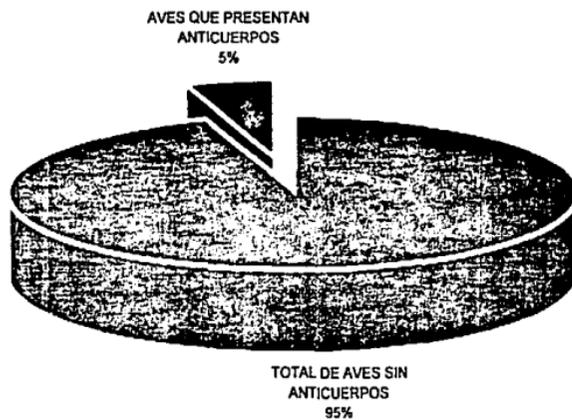
GRAFICA 3

**Porcentaje de Aves con Títulos de Anticuerpos  
contra Newcastle Según su Género**



#### GRAFICA 4

PORCENTAJE DE AVES CON TITULOS DE ANTICUERPOS CONTRA VIRUELA



## BIBLIOGRAFIA

1. Anthony, E.J.: Newcastle Disease in Falcons. J. Wildl. Dis. 15: 479-480 (1979).
2. April, M.M. and Pearson, J.E.: Experimental Infection of Rosellas (Platycercus eximius) with Velogenic Viscerotropic Newcastle Disease Viruses (VWNw). Avian Dis. 30: 438-440 (1985).
3. Arellano, L.P.; Lucio, M.B. y Paassch, M.L.: Estudio Clínico, Patológico y Viroológico de un Probable Virus de Viruela del Canario. Vet. Mex. 17: 309-313 (1986).
4. Castro, A.E. and Heuschele, W.P.: Veterinary Diagnostic Virology: A Practitioner Guide. Mosby Year Book, U.S.A. 1992.
5. Catty, D.: Antibodies, Volume 1, "A Practical Approach". I.R.L. Press, United Kingdom. 1988.
6. Cendrero, L.: Zoología Hispanoamericana. Porrúa. México. 1972.
7. The Committee on Classification and Nomenclature of the American Ornithologist Union. Check-list of Northamerican Birds. American Ornithologist Union. 6th Edition. U.S.A. 1983.
8. Correa, G.P.: Enfermedades Virales de los Animales Domésticos Monogástricos. Editorial FH. 4a. Edición. México. 1981.
9. Douglas, R.E. and Rene, I.: Isolation of a Poxvirus from a House Finch (Carpodacus mexicanus). J.Wildl. Dis. 22: 420-422 (1986).

10. Fenner, F. y White, D.O.: Virologia Médica. Prensa Médica Mexicana. 2a. Edición. México. 1981.
11. Fitzner, R.E.; Miller, R.A.; Pierce, C.A. and Rowe, S.E.: Avian Pox in Red Tailed Hawk (Buteo jamaicensis). J. Wild. Dis. 21: 298-301 (1985).
12. Fowler, M.E.: Zoo and Wild Animal Medicine. W.E. Saunders Co. 2th Edition. U.S.A. 1977.
13. Garvey, J.S.; Cremer, N.E. and Sussdarf, D.H.: Methods in Immunology. WA Benjamin. 3rd Edition. U.S.A. 1977.
14. Gaskin, J.M.: Psittacine Viral Disease: A Perspective. J. Wildl. Med. 20: 249-264 (1989).
15. Gerlach, H.: Disease in Pet Birds. Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. 2: 299-315 (1984).
16. Gerstenfeld, S.L.: El Cuidado de las Aves. CECSA. México. 1987.
17. Gordon, R.F. y Jordan, F.T.W.: Enfermedades de las Aves. El Manual Moderno. 2a. Edición. México. 1985.
18. Griner, L.A.: Pathology of Zoo Animals. Zoological Society of San Diego. U.S.A. 1983.
19. Herbst, W. and Krauss, H.: Isolation of a Poxvirus from a Sparrow (Passer domesticus). J. Vet. Med. 36: 477-479 (1989).
20. Kawamura, M.; Nemore, K.; Kodama, H.; Izawa, H. and Mican, T.: Serological and Pathological Studies of Newcastle Disease Viruses, Isolated from Caged Birds from Southeast Asia. Avian. Dis. 31: 564-569 (1987).
21. Kirk, R.W.: Terapéutica Veterinaria. CECSA. México. 1988.

22. Luria, S.E. y Darnell, J.E.: Virologia General. Omega. España. 1974.
23. McDonald, S.E.; Lowenstine, L.J. and Ardans, A.A.: Avian Pox in Blue-Fronted Amazon Parrot. J. Am. Vet. Med. Assoc. 179: 1218-1222 (1980).
24. Manual Ilustrado Para el Reconocimiento de Ciertas Enfermedades de los Animales. Comisión México-Americana Para la Prevención de la Fiebre Aftosa. México. 1982.
25. Manual Merk de Medicina Veterinaria. CENTRUM. 3a. Edición. España. 1988.
26. Mohanty, S.E. y Dutta, S.K.: Virologia Veterinaria. Interamericana. México. 1983.
27. Morrilla, G.A. y Bautista, G.C.: Manual de Inmunología. Diana. México. 1986.
28. Onunkwo, D. and Momoh, M.A.: Characterization of a Newcastle Disease Virus Isolated from a Parrot (Psittacus erythracus) in Nigeria. J. Wildl. Dis. 17: 463-465 (1981).
29. Rivetz, B.; Weisman, Y.; Ritterband, M.; Fish, F. and Herzberg, M.: Evaluation of a Novel Rapid Kit For the Visual Detection of a Newcastle Disease Virus Antibodies. Avian Dis. 29: 929-941 (1985).
30. Steiner, C.N. and Davis, R.B.: Caged Bird<sup>SM</sup> Medicine: Selected Topics. Iowa State University Press/Ames Iowa. U.S.A. 1981.
31. Stites, D.P.; Stobo, J.D.; Fandenberg, H.H. y Wells, J.V.: Inmunología Básica y Clínica. Manual Moderno. 4a. Edición.

México. 1983.

32. Tantawi, H.H.; Alsheikly, S. and Hassan, F.K.: Avian Pox in Buzzard (Accipiter nisus) in Iraq. J. Wildl. Dis. 17: 145-146 (1981).

33. Taylor, M.A.: A Restraint Technique to facilitate Jugular Venipuncture in Parrot. J. Am. Avian Vet. 4: 160-161 (1990).

34. Telbis, C.; Neumann, U. and Siegmann, O.: Occurrence of Paramixovirus in Game Birds: Apizotiological Aspects. Characteristics in vivo and in vitro. J. Vet. Med. B 36: 203-216 (1989).

35. Vijayan, V. and Sulochana, S.: Prevalence of Newcastle Disease Among Indian Parrots (Psittacula krameri). Kerala J. Vet. Sci. 16: 61-64 (1985)

36. Wheeldon, E.B.; Sedawick, C.J. and Shultz, T.A.: Epornitic of Avian Pox in a Raptor Rehabilitation Center. J. Am. Vet. Med. Assoc. 187: 2002-2004 (1985).

37. Winterfield, R.W.; Clubb, S.L. and Schrader, D.: Immunization Against Psittacine Pox. Avian Dis. 29: 886-890 (1985).